

13920

БИБЛИОТЕКА НАУКИ СССР

ЖИЗНЬ
ПРЕСНЫХ ВОД
СССР

•
Том четвертый

ГОСУДАРСТВЕННОЕ НАУЧНО-ИССЛЕДОВАТЕЛСКОЕ ЦЕНТРАЛЬНОЕ ИЗДАТЕЛЬСТВО

А К А Д Е М И Я Н А У К С С С Р

ЗООЛОГИЧЕСКИЙ ИНСТИТУТ

ЖИЗНЬ ПРЕСНЫХ ВОД СССР

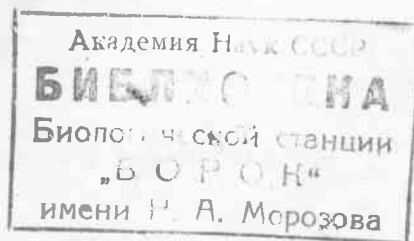
ПОД РЕДАКЦИЕЙ

акад. Е. Н. ПАВЛОВСКОГО и проф. В. И. ЖАДИНА

IV

Часть I

13920



ИЗДАТЕЛЬСТВО АКАДЕМИИ НАУК СССР
МОСКВА · 1956 · ЛЕНИНГРАД

574.5 (28)

Редакционная коллегия

акад. Е. Н. Павловский, В. И. Жадин, И. А. Киселев

Предислови

Глава 3

А. Г.

Взят

Приб

Коли

Опре

Мето

Учет

Выде

Стери

Литерату

Глава 3

К. Л.

Поле

Мето

Литерату

Глава 36

В. М.

Сбор

Поле

Стац

Литерату

Глава 3

Мето

Мето

Литерату

Прилож

Глава 3

Мето

Мето

Литерату

Глава 38

гидро

Литерату

Глава 40

ных

Оруд

Пром

Разбо

О Г Л А В Л Е Н И Е

	Стр.
Предисловие. <i>Е. Н. Павловский и В. И. Жадин</i>	5
Глава 34. Методы микробиологического исследования водоемов.	7
<i>А. Г. Родина</i>	—
Взятие проб для микробиологических исследований	9
Приборы для взятия проб воды и грунта	18
Количественный учет микроорганизмов	25
Определение биомассы микробов	28
Метод пластинок обрастания	32
Учет бактерий по физиологическим группам	104
Выделение чистых культур и определение видов	117
Стерилизация посуды и приготовление обычных лабораторных сред	119
Литература	
Глава 35. Методы эколого-физиологического исследования водорослей.	122
<i>К. А. Гусева</i>	—
Полевые методы исследования	125
Методы лабораторных исследований	157
Литература	
Глава 36. Методика исследования высшей водной растительности.	160
<i>В. М. Катанская</i>	—
Сбор и учет растительности	168
Полевые исследования	174
Стационарные исследования	181
Литература	
Глава 37. Методы исследования планктона. <i>И. А. Киселев</i>	183
Методы сбора планктона	184
Методы обработки планктона	225
Литература	249
Приложение (Средние сырые веса организмов зоопланктона и пр.)	253
Глава 38. Методы исследования нейстона <i>И. А. Киселев</i>	266
Методы сбора нейстона	267
Методы обработки нейстона	268
Литература	271
Глава 39. Техника применения метода люминесцентной микроскопии для гидробиологических исследований. <i>С. В. Горюнова</i>	272
Литература	278
Глава 40. Методика изучения донной фауны водоемов и экологии донных беспозвоночных. <i>В. И. Жадин</i>	279
Орудия сбора донной фауны	280
Промывка, выборка и фиксация материала	314
Разборка, счет, взвешивание и анализ материала	317
	1*

Изучение донной фауны водоемов различного типа	324
Запись произведенных сборов донной фауны и результатов обработки собранных материалов	347
Изучение состава пищи бентосоядных рыб по остаткам беспозвоночных в пищевом комке	349
Методы изучения экологии представителей отдельных групп фауны и их роли в биологической продуктивности водоема	352
Вопросы акклиматизации водных беспозвоночных	374
Литература	376
Глава 41. Методика биологического изучения донных отложений озер (полевая работа и биологический анализ). <i>Н. В. Корда</i>	383
Методика полевого исследования донных отложений, аппаратура и другое снаряжение	384
Методика биологического анализа донных отложений	396
Литература	410
Глава 42. Метод радиоактивных индикаторов и его применение в гидробиологии. <i>А. С. Трошин</i>	414
Свойства радиоактивных изотопов и основные приборы для их обнаружения	—
Изготовление проб радиоактивного вещества и способы измерения их активности	421
Автографический метод учета радиоактивных веществ	425
Исследование круговорота веществ в водоемах	—
Маркировка водных животных	430
О мерах предосторожности при работе с радиоактивными веществами	434
Литература	437
Глава 43. Методика изучения подземных вод. <i>Я. А. Бириштейн и Е. В. Воружкий</i>	438
Методика изучения пещерных вод	440
Методика изучения фреатических вод	447
Методика изучения интерстициальных вод	450
Методика изучения артезианских и минеральных вод	452
Литература	—
Алфавитный указатель авторов и методов	453
Алфавитный указатель русских названий организмов	465
Алфавитный указатель латинских названий организмов	467

По перво
должно было
5—6 листов
связанное с
приближение
сам народно
ходимости со
рый, в свою

В первой
растительно
дельных вид
планктона, н
наблюдений
в поле и ла

Редакция
тодов изучен
так как в н
руководств п
дина и др.).
ского и гидр
ция отсылает
следования.
димые гидрол
ной изучении

Наряду с
ваются некот
но прочно
Из них след
скопии и мет
микроскопия
варивание во
рыб или изу
и др. Особе
мов; благода
веществ в во
из воды и г
(т. е., по суще
ности). Метод
их вылова, с
познаются и
животных.

ПРЕДИСЛОВИЕ

По первоначальному плану все издание «Жизни пресных вод СССР» должно было составить три тома, причем вопросам методики отводилось 5—6 листов в третьем томе. Однако расширение задач гидробиологии, связанное с выдвижением целого ряда теоретических вопросов, все большее приближение гидробиологических исследований к разносторонним вопросам народного хозяйства и появление новых методов привели к необходимости составления четвертого, специально методического тома, который, в свою очередь, разделяется на две книги.

В первой книге даются описания методов исследования бактериального, растительного и, частично, животного населения водоемов, экологии отдельных видов, изучения основных группировок водного населения — планктона, нейстона, бентоса. В книге описываются методы как полевых наблюдений и сбора материалов, так и экспериментальных исследований в поле и лаборатории.

Редакция сочла возможным не включать в книгу описание полевых методов изучения рыб и методики обработки ихтиологических материалов, так как в нашей отечественной литературе имеется ряд обстоятельных руководств по этим вопросам (например книги П. Г. Борисова, И. Ф. Правдина и др.). По тем же соображениям были опущены методы гидрологического и гидрометрического изучения водоемов. По этим вопросам Редакция отсылает читателей к солидному труду Е. В. Близняка (Водные исследования. Изд. Мин. речн. флота СССР, М., 1952). Лишь самые необходимые гидрологические приборы описываются в 40 главе тома, посвященной изучению донной фауны.

Наряду с проверенными многолетним опытом методами, в книге описываются некоторые новые методы современной науки, которые постепенно, но прочно закрепляются в практике гидробиологических учреждений. Из них следует особенно отметить применение флуоресцентной микроскопии и метод меченых атомов (радиоактивных изотопов). Флуоресцентная микроскопия позволяет подходить к решению таких вопросов, как переваривание водорослей в кишечном канале беспозвоночных животных и рыб или изучение роли водорослей в формировании донных отложений и др. Особенно широки возможности применения методов меченых атомов; благодаря им возможно изучать главные процессы круговорота веществ в водоемах, проследить путь поступления биогенных веществ из воды и грунта через водоросли и бактерии в беспозвоночных и рыб (т. е., по существу, подойти к решению проблемы биологической продуктивности). Метод меченых атомов позволяет подсчитывать рыб в прудах без их вылова, следить за миграциями рыб в водоеме. Этим методом хорошо познаются и многие вопросы обмена веществ в организме рыб и других животных.

В связи с таким разнообразием методов, необходимых для гидробиологических исследований, в составлении книги приняли участие специалисты микробиологи, физиологи растений и животных, гидробиологи — планктонологи и бентологи.

Тем не менее в первой части четвертого тома не нашли достаточного освещения методы изучения водоемов и их обитателей в медицинских целях, методы экспериментального изучения рыб и разведения беспозвоночных для экспериментальных целей, способы и приемы подводного фотографирования и др. Поэтому Редакция намерена эти вопросы методики включить во вторую часть четвертого тома.

При составлении программ гидробиологического изучения водоемов Редакция рекомендует исходить из задач конкретного исследования (см. главу 23 тома третьего «Жизни пресных вод СССР»). Если, например, предметом изучения является река перед сооружением плотины, то в программу исследовательской работы включаются рыбы (видовой состав, распределение, миграции, условия нереста, питание, дыхание), донная флора и фауна, бактерии, фито- и зоопланктон, вопросы биологического самоочищения реки, биологический сток.

Методы для этой работы черпаются из соответствующих глав этой книги и из других руководств. Так, для указанной темы используется материал, изложенный в главах 34, 36, 37, 38 и 40, а также руководства по ихтиологии, гидрохимии и методам водных исследований (Близняк).

При озерных гидробиологических исследованиях принимается комплексная программа, сходная с речной, а методы работы выбираются из глав 34, 35, 36, 37, 38, 39, 40, 41 и 42.

В отношении изучения жизни в подземных водах программу дает глава 43.

Редакция просит читателей присылать свои замечания по всем вышедшим томам «Жизни пресных вод СССР» с указанием недостатков и своих пожеланий, которые будут учтены при переиздании в переработанном виде первых трех томов, давно полностью разошедшихся.

Письма следует направлять по адресу: Ленинград 164, Университетская набережная, дом 1, Зоологический институт Академии Наук СССР.

Директор
Зоологического Института АН СССР
акад. Е. Н. Павловский.

Заведующий Гидробиологическим
отделом Зоологического
института проф. В. И. Жадин.

МЕТОДЫ МИК

ВЗЯТИЕ П

Выбор места
ных к проведен
исследований мо
перед гидробиол
микробиология,
просы, основные
ных вод СССР, П
Следует указать
об общих устано

Прежде всег
торых должны б
дачу, к решению
случаев обоснов
получения данн
распределении
грунтов, наличие
о расположении
логического ана
ных физико-хим
Получение данн
должно предше

Наличие бол
промышленных
поя скота — все
ваниях даже не
оказывают боле
направление ми

При выборе п
характеристики
бактериальных
прибрежной зо
водоема и из р

Наиболее пр
биологических
разрезом, охват
число проб на к
его глубины и

МЕТОДЫ МИКРОБИОЛОГИЧЕСКОГО ИССЛЕДОВАНИЯ ВОДОЕМОВ

А. Г. РОДИНА

ВЗЯТИЕ ПРОБ ДЛЯ МИКРОБИОЛОГИЧЕСКИХ ИССЛЕДОВАНИЙ

Выбор места взятия проб на водоеме определяется задачами намеченных к проведению микробиологических исследований. Задачи же этих исследований могут быть весьма различны. Разнообразие задач, стоящих перед гидробиологией, органической частью которой является водная микробиология, освещено проф. В. И. Жадиным в его статье «Общие вопросы, основные понятия и задачи гидробиологии пресных вод» (Жизнь пресных вод СССР, III), поэтому здесь нет необходимости останавливаться на них. Следует указать только, что разнообразие задач позволяет говорить лишь об общих установках при выборе мест взятия проб.

Прежде всего следует отметить, что выбор в водоеме пунктов, на которых должны быть взяты пробы, представляет собой ответственную задачу, к решению которой надо подходить со всей внимательностью. В ряде случаев обоснованное решение этого вопроса может быть принято лишь после получения данных о морфометрических особенностях водоема: о размерах, распределении глубин, геологическом строении берегов, распределении грунтов, наличии притоков, о стоке у озер и т. д. При решении вопроса о расположении станций, на которых будут браться пробы для микробиологического анализа, должно быть учтено распределение в водоеме основных физико-химических факторов: температуры, кислорода, pH и др. Получение данных о вертикальном и горизонтальном расчленении водоема должно предшествовать микробиологическому исследованию.

Наличие больших поселений на берегах открытых водоемов, наличие промышленных предприятий, паромных пристаней, мест выпаса и водопоя скота — все это следует учитывать при микробиологических исследованиях даже не санитарного характера, так как все указанные моменты оказывают большое влияние на содержание бактерий в водоеме и на направление микробиальных процессов в нем.

При выборе пунктов взятия проб необходимо иметь в виду, что для характеристики распределения микробов в водоеме и хода тех или иных бактериальных процессов необходимо иметь пробы из всех его зон: из прибрежной зоны, зоны малых глубин, из центральной глубокой части водоема и из различных горизонтов по вертикали.

Наиболее правильное решение вопроса при выборе положения микробиологических станций — это использование принципа гидрологических разрезов, охватывающих все зоны водоема. Число станций на разрезе и число проб на каждой станции по вертикали зависят от размеров водоема, его глубины и распределения основных физико-химических факторов.

При больших глубинах водоема пробы по вертикали берут в верхних слоях, начиная с поверхностного, через 5 или 10 м; в более глубоких горизонтах реже — через 25, 50 или 100 м, в зависимости от распределения физико-химических факторов. Первую пробу по вертикали берут на глубине 10—15 см от поверхности. Придонные пробы берутся на расстоянии 20—30 см от дна.

В водоемах с малыми глубинами пробы по вертикали берут через меньшие интервалы — в соответствии с распределением основных физико-химических факторов. При незначительных глубинах водоемов (например в прудах) бывает достаточно взять пробы из двух горизонтов — поверхностного и придонного, а в очень мелких прудах можно ограничиться по вертикали и одной пробой — 20—30 см от дна.

Выемка проб из-под льда производится из прорубей с широким диаметром. Выемку проб из проруби диаметром менее 1 м и с большой толщиной ледяного покрова (больше 0.5 м) рекомендуется производить прибором с эвакуированными баллонами. Первую пробу по вертикали берут на глубине 10—15 см подо льдом.

При взятии проб должен быть принят во внимание и гидрологический режим водоема, так как колебания уровня могут оказывать резкое влияние на содержание в нем микроорганизмов. Например, в реках наблюдаются большие колебания в содержании микробов во время паводков по сравнению с меженным состоянием рек.

Метеорологические условия могут влиять на получаемые данные. Так, выпадение атмосферных осадков обычно влечет за собой снос в водоем почвенных частиц, богатых микроорганизмами, а часто и различных загрязнений. Поэтому взятие проб необходимо производить в различные периоды, и, в частности, обязательно в периоды устойчивой погоды.

Время суток, в которое берутся пробы, не безразлично. Поэтому пробы должны быть взяты всегда в одно и то же время дня, если, конечно, исследование не имеет целью дать суточные изменения в содержании бактерий.

Кроме того, у каждого вида водоемов существуют свои особенности, которые должны быть учтены при взятии проб. Так, при взятии проб в реках следует учитывать явления неоднородности воды в реке. В реках могут быть отдельные струи, отличающиеся по составу от воды остальной реки и несущие иную по количественному содержанию и качественному составу от других струй бактериальную флору.

При взятии проб из озер должно быть учтено направление течений, зависящее от направления ветра.

В прудах количество станций, на которых берутся пробы воды и грунтов, зависит от размеров исследуемых водоемов. В небольших прудах, где нет расчленения на отдельные области, можно ограничиться тремя пунктами: в верхней части, в середине пруда и в его нижней части. Количество проб воды в каждом пункте по вертикали зависит, как уже указывалось выше, от глубины пруда.

Из ключей и родников пробы берут непосредственно у выхода их из-под земли, так как при дальнейшем движении воды по руслу вода загрязняется почвенными бактериями.

Из артезианских скважин пробы берут при откачке воды. Длительность откачки должна быть не менее 2—3 суток, причем насосное оборудование должно быть предварительно продезинфицировано.

При наличии насосов в колодцах и каптажах ключей производят перед самой выемкой пробы 10—15-минутную откачку и берут пробу, подставляя стерильную посуду под вытекающую струю воды.

На небольшие глубины могут быть взяты пробы с помощью тросовых приборов, меченных на метр.

При работе с пробой леденка с металлом.

Способ взятия проб при микробиологическом наблюдении техники изготовления, а также пробы должны быть в посуде, сохраняющей в ту бумагу, в которую должны быть горелки или пламя.

Анализ взятых проб, так как взятие проб и перевозка проб.

1) пробы должны быть взяты через 1—3 часа.

2) в жаркое время года пробы должны быть взяты со льдом, или с холодной водой, которая должна быть в посуде, сохраняющей в ту бумагу, в которую должны быть горелки, наполненные льдом; в зимнее время пробы должны быть взяты в горячей воде, наполненной горячей водой.

3) предназначенные для взятия проб баллоны, или в

ПРИ

Для взятия проб. Очень прост. (фиг. 1). Прибор состоит из склянки, в которую вставляются двумя или тремя пробирками, который прикрепляется к трубке (а).

Бечевка при опущении на дно выдергивается из склянки. По необходимости закрываются трубки. Массивный каменный положен в ству пузырьков.

На небольших водоемах пробы для микробиологических исследований могут быть взяты с лодки. Вопрос о необходимости лебедки с металлическим тросом решается в зависимости от используемых приборов. Многие приборы могут быть опущены просто руками на веревочном тросе, размеченном на метры и полуметры.

При работе с судна (на больших глубоких водоемах) необходима лебедка с металлическим тросом и с механическим счетчиком.

Способ взятия проб как воды, так и грунта имеет большое значение при микробиологических работах. Только самое тщательное соблюдение всех правил бактериологической техники гарантирует пробу от загрязнения ее извне, а следовательно, и точность анализа. Пробы должны быть взяты быстро в предварительно простерилизованную посуду, сохраняемую до самого момента взятия пробы тщательно завернутой в ту бумагу, в которой она стерилизовалась; все металлические части приборов должны быть перед взятием пробы обожжены на пламени паяльной горелки или пламенем спиртового тампона.

Анализ взятых проб должен быть произведен как можно скорее после выемки проб, так как чем меньше времени пройдет между моментом взятия проб и посевами, тем точнее будут результаты. При необходимости перевозки пробы перевозятся при соблюдении следующих условий:

1) пробы должны быть доставлены в лабораторию не позднее, чем через 1—3 часа после взятия;

2) в жаркое время года пробы перевозятся или в двухстенном ящике со льдом, или с охлаждающими смесями, температура внутри ящика не должна быть выше $+4^{\circ}\text{C}$, или в ящике, внутри которого между пробками должны быть проложены резиновые аптечные пузыри, наполненные льдом; в зимнее время для предупреждения замерзания воды в ящик кладут грелки, наполненные теплой водой;

3) предназначенные к перевозке пробы должны быть или в запаянных баллонах, или в склянках с притертыми пробками.

ПРИБОРЫ ДЛЯ ВЗЯТИЯ ПРОБ ВОДЫ И ГРУНТА

Приборы для взятия проб воды

Для взятия проб воды могут быть использованы различные приборы.

Очень прост и удобен прибор со склянками с притертыми пробками (фиг. 1). Прибор этот состоит из металлической оправы, в которой помещается склянка (а) с плоской притертой пробкой. Края пробки охватываются двумя или тремя крючками (б). Прибор опускается на тросе (в), который прикрепляется к дужке прибора, и имеет бечевку (г), прикрепленную к трубке (з) с пружиной внутри нее, оканчивающейся крючками.

Бечевка при опускании прибора пускается свободно. Когда прибор опущен на намеченную глубину, тянут за бечевку, и притертая пробка выдергивается из горлышка склянки, давая возможность воде наполнить склянку. По наполнении склянки бечевка опускается, и пробка автоматически закрывает склянку посредством пружины, находящейся внутри трубки. Массивное металлическое дно (е) поддерживает прибор в вертикальном положении. О взятии пробы можно судить по большому количеству пузырьков воздуха, поднимающихся на поверхность воды.

Размеры прибора могут быть различными в зависимости от желаемого размера склянок.¹

Перед взятием пробы металлическая часть прибора тщательно обжигается пламенем намоченного в чистом спирте ватного тампона (прибор не должен быть мокрым от взятия предыдущей пробы). Склянка вынимается из бумаги, в которой она стерилизовалась, вставляется в прибор, и все части прибора и верхняя часть склянки обжигаются повторно. Бумажный колпачок, закрывавший пробку и горлышко склянки, сохраняют, и, по взятии пробы, им снова закрывают пробку с горлышком склянки и обвязывают бечевкой. На склянке сразу же по взятии делается надпись с указанием номера пробы.

Этот прибор применяется при работе на небольших водоемах.

Для взятия проб на значительных глубинах он не пригоден, так как бечевка часто перекручивается с тросом, и открыть склянку невозможно. Чтобы избежать этого, рекомендуется пользоваться следующим приспособлением: к концу бечевки, длина которой заранее рассчитана, прикрепляют надутую воздухом камеру от футбольного мяча. Длина бечевки должна быть такой, чтобы расстояние от горлышка склянки до шара плюс $\frac{2}{3}$ диаметра шара были равны желаемой глубине взятия пробы. При опускании прибора на тросе мяч откидывается на воду в сторону. При достижении определенной глубины бечевка натягивается, так как шар держится на поверхности, и пробка склянки открывается.

На небольших неглубоких водоемах, например на прудах, при отсутствии специальных приборов, пробы могут быть взяты любой тяжелой бутылкой, снабженной резиновой пробкой с двумя отверстиями, через которые пропущены две стеклянные трубочки — одна короткая, а другая длинная. Стеклянные трубки соединяют небольшим кусочком резиновой трубки (фиг. 2). По шейке бутылки должно быть сделано кольцо, к которому прикреплена петля из металлического троса. К этой петле привязывают веревочный трос. К резиновой трубке прикрепляется тоненький тросик. Перед взятием пробы бутылку стерилизуются. Опускается она на веревочном тросе. При достижении бутылку горизонту, на котором намечено взятие проб, подергиванием за тонкий тросик выдергивают резиновую трубочку, и вода поступает в склянку через одну из стеклянных трубочек, через другую же выходит вытесняемый водой воздух.

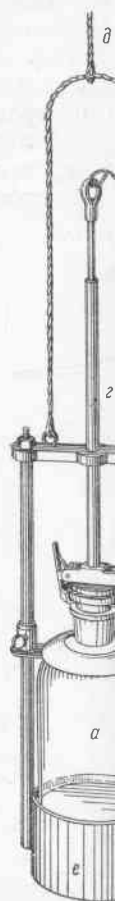
Для взятия проб воды в неглубоких водоемах может быть использован прибор Склаво-Чаплевского (фиг. 3), состоящий из металлической трубки (а) с прикрепленными к ней кольцами, которые охватывают эвакуированный² баллон (б). К металлической трубке подвешен груз (в). Опустив прибор в водоем до желаемой глубины, сверху спускают по тросу посыльный груз (г), который отбивает запаянный кончик стеклянного баллона. Баллон мгновенно наполняется водой того горизонта, на котором он находится.

Для работы на водоемах значительной глубины наиболее удобен прибор, предложенный Б. Л. Исаченко (Исаченко, 1951). Прибор (фиг. 4) состоит из медного никелированного цилиндра (а) длиной 30,5 см. Цилиндр снабжен в верхней части вырезом (б) для шейки баллона и крышкой (в), его закрывающей, а в нижней части — вторым дном, которое помощью винта (г) может быть поднято и опущено. Помощью подвижного

¹ Размеры прибора для склянок емкостью 250—300 мл следующие: высота от основания до верхнего кружка 34 см, диаметр основания 13,5 см, диаметр верхнего кружка 9 см, толщина свинцового слоя 2 см, длина верхней дужки 20 см.

² Баллон, из которого выкачан воздух.

кольца (д), он соединяется с глубоким жолобом закрепляющ...

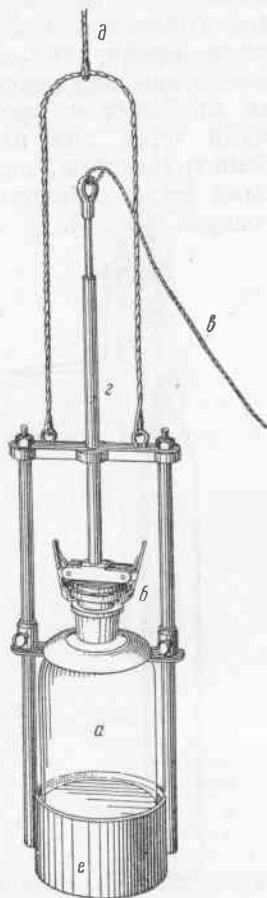


Фиг. 1. Склянка...
Объяснен...

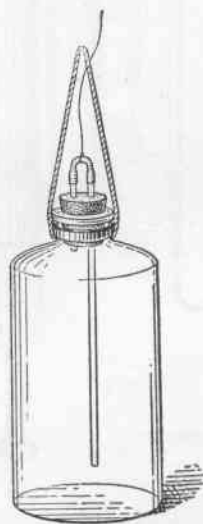
ления баллонов 26 м. Длина

Опустив пр...
посыльный гр...
шейки балло...
поверхность б...
ной ватой. Ка...
только одной...
А. А. Егоров...
баллоны мног...
соединяют из...

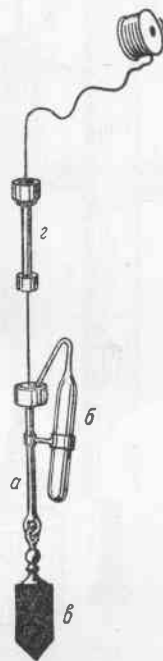
кольца (д), охватывающего трубку, и соединительного стержня (е) прибор соединяется с другой металлической трубкой (ж), в которой имеется глубокий жолоб. Через этот жолоб пропускается металлический трос (з), закрепляющийся двумя винтами (л). На конец троса прикрепляется груз весом 1—2 кг (к). В цилиндр вставляется эвакуированный простерилизованный баллон (м) таким образом, чтобы кончик изогнутой шейки баллона лежал в специальном углублении трубки (ж), через которую проходит трос. Баллон должен быть хорошо установлен, твердо опираться на подвижное дно, шейка баллона не должна касаться края выреза. Для изготов-



Фиг. 1. Прибор с
склянками для взя-
тия проб воды.
Объяснение в тексте.



Фиг. 2. Оборудо-
вание бутылки для
взятия проб воды.



Фиг. 3. Прибор
Склаво-Чаплев-
ского для взятия
проб воды.

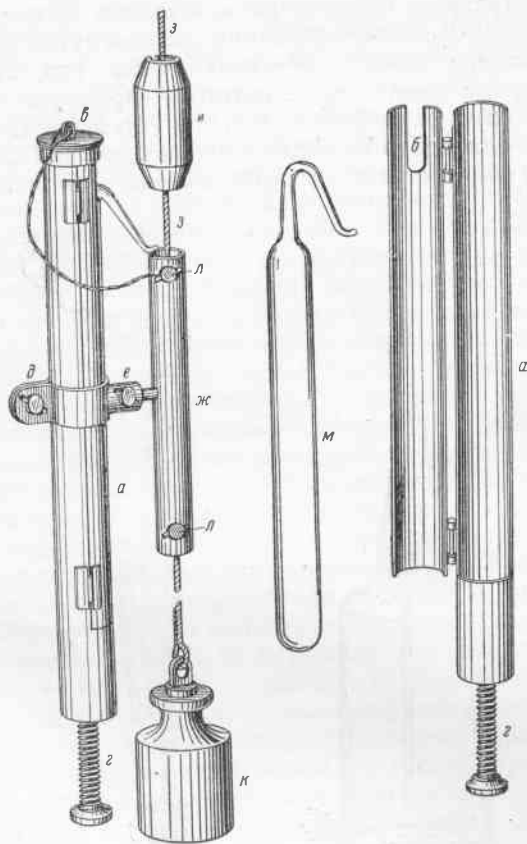
Объяснение в тексте.

ления баллонов берутся стеклянные цилиндрические трубки диаметром 26 м. Длина баллона до шейки 22—27 см, емкость 100—110 мл.

Опустив прибор в воду на желаемую глубину, сверху по тросу опускают посыльный груз (и) весом около 300 г, который отбивает кончик оттянутой шейки баллона, моментально наполняющегося водой. По поднятии на поверхность баллон запаивают или отверстие закрывают стерилизованной ватой. Каждый такой баллон может быть использован для взятия только одной пробы. Для вторичного употребления баллоны не годны. А. А. Егорова ввела приспособление, позволяющее использовать сами баллоны много раз. Баллон обрезают в месте его сужения и к нему присоединяют изогнутую стеклянную трубку помощью резиновой трубочки

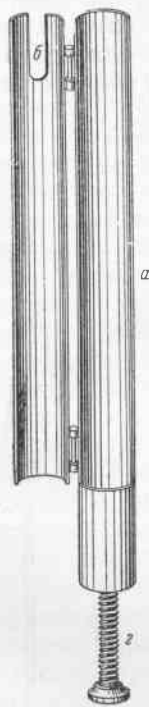
(фиг. 5). Выкачивают воздух и кончик трубки запаивают. В таком виде баллон заворачивают в бумагу и стерилизуют в автоклаве. После взятия пробы заменяется только изогнутая трубочка, кончик которой отбивается посыльным грузом. Это приспособление значительно удешевляет взятие проб.

Вместо баллонов можно пользоваться большими пробирками, которые закрывают резиновыми пробками с проходящими через них изогнутыми трубочками, запаиваемыми после выкачивания воздуха (фиг. 6).



Фиг. 4. Прибор Б. Л. Исаченко для взятия проб воды баллонами с выкачанным воздухом.

Объяснение в тексте.



Фиг. 5. Сменные баллоны к прибору Б. Л. Исаченко. (По А. А. Егоровой).

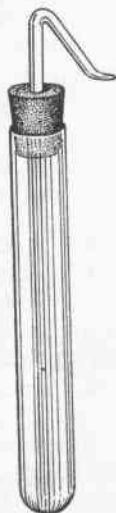
До взятия проб баллоны следует хранить в индивидуальных пакетах, в которых они стерилизовались, и вынимать их из этих пакетов перед самым моментом взятия пробы.

Для взятия проб может быть использован и прибор конструкции В. С. Буткевича (Буткевич, 1932). Прибор этот (фиг. 7) состоит из металлической трубки с краном и эвакуированного стеклянного баллона. Баллон (а) имеет на своих концах тубусы с каучуковыми трубками. Стерилизация и эвакуация баллона достигаются одновременно пропусканием через них сильной струи пара из парообразователя. После пропускания пара трубки баллона закрываются винтовыми зажимами, затем в свободные концы трубок вставляются обожженные на пламени стеклянные пробки. Прибор, на котором эвакуированный баллон опускается в воду, состоит

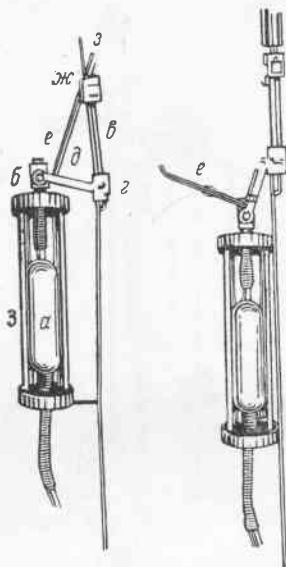
из цилиндрических частями, на и зажимаются находится р закреплен и надевается трубки). Н проволочны

надевается зажимающ на кране закрыт. П поверхность кран откр придания (з). После ления кар вляется ст клянная т на штативе ним тубус по мере на пробы для По при (Zobell, 19 и склянки

из цилиндрической штанги (в), несущей на концах плитки с открывающимися частями, названными автором «книжками» (з), которые надеваются на трос и зажимаются винтами при закреплении на них прибора. Внизу штанги находится рычаг (д), закрепленный подвижно. Другой конец этого рычага закреплен на кране металлической трубки (б), на нижний конец которой надевается эвакуированный баллон (при помощи его верхней каучуковой трубки). На прикрепленном к крану конце рычага имеется подвижный проволоочный подвесок (е) с петлей на свободном конце. Этой петлей подвесок



Фиг. 6. Баллоны с резиновыми пробками к прибору Б. Л. Исаченко.



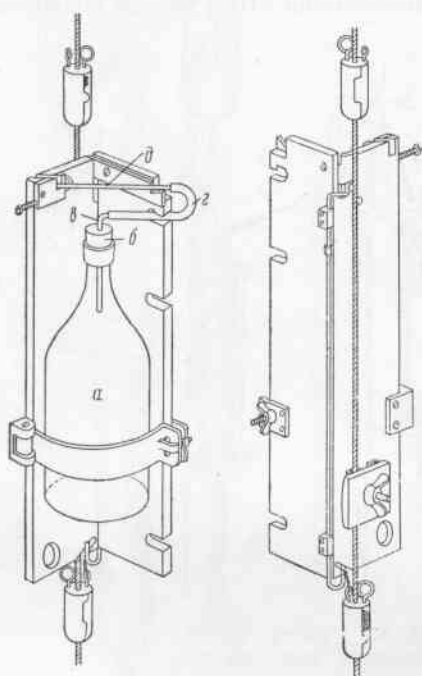
Фиг. 7. Прибор В. С. Буткевича для взятия проб воды.

Объяснение в тексте.

надевается на подвижной крючок (ж), имеющийся на верхней плитке, несущей зажимающую трос книжку. В таком подвешенном состоянии закрепленный на кране рычаг приподнят несколько вверх. В этом положении кран закрыт. При ударе посыльным грузом по кнопке, выдающейся на верхней поверхности плитки, рычаг с краном и висящим на нем баллоном опускается, кран открывается и вода входит в баллон. Для защиты баллона и для придания ему достаточного веса прибор снабжен металлическим каркасом (з). После того как прибор поднят, каучуковая трубка баллона (после удаления каркаса) снимается с трубки крана и в ее свободный конец вставляется стерилизованная сухим жаром небольшая (около 10 см длины) стеклянная трубка с ватной пробкой. В таком виде баллон укрепляется на штативе и при помощи нижней каучуковой трубки соединяется с нижним тубусом стерильной и закрытой сверху ватной пробкой бюретки. Вода по мере надобности переводится из баллона в бюретку, и из нее берутся пробы для микробиологических исследований.

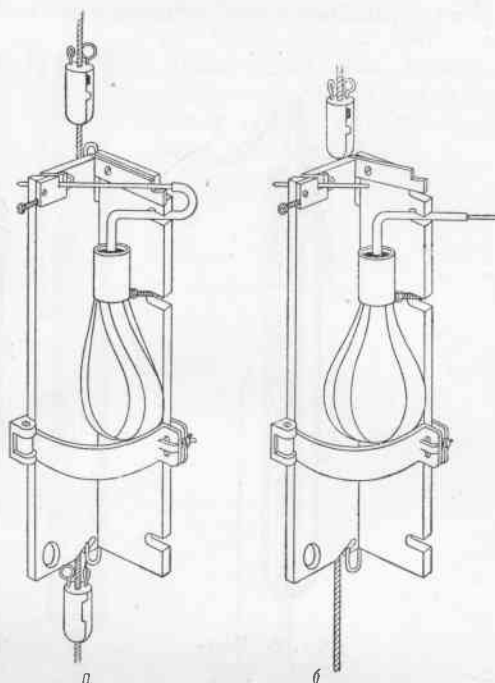
По принципу вышеописанных приборов построен и прибор Цобелла (Zobell, 1941). В нем, вместо баллонов, используются обычные бутылки и склянки (фиг. 8). Склянка (а) в этом приборе закрыта резиновой проб-

кой (б), снабженной изогнутой стеклянной трубкой (в), к которой помощью резиновой трубки (г) прикреплен отросток (д) стеклянной трубки, запаянный на противоположном конце. Снаряженная таким образом склянка вместе с пробкой, остающейся свободной на ее шейке, стерилизуется в автоклаве. По окончании стерилизации склянка быстро закрывается пробкой. Таким путем достигается удаление воздуха из склянки на 60—90%.



Фиг. 8. Прибор Цобелла для взятия проб воды стеклянными бутылками (вид с двух сторон).

Объяснение в тексте.



Фиг. 9. Прибор Цобелла с резиновыми сосудами для взятия проб воды с больших глубин.

а — вид прибора до взятия пробы; б — вид прибора после взятия пробы.

Для взятия проб склянка прикрепляется к латунной раме. Трубка (д) разбивается посыльным грузом.

Следует иметь в виду, что при работе на больших глубинах приборы, имеющие баллоны, соединяемые резиновыми трубками или закрытые резиновыми пробками, не пригодны. Под большим давлением вода просачивается в местах соединения или вдавливают резиновые пробки глубоко в баллоны. Поэтому при работе на глубоких горизонтах должны применяться запаянные стеклянные баллоны с выкачанным воздухом. Цобелл предлагает использовать толстостенные резиновые сосуды (фиг. 9).

Ряд авторов считает возможным для взятия проб воды на больших глубинах использовать батометры. Однако при нашей работе на пресноводных озерах параллельное взятие проб батометрами и стерильными баллонами показало, что батометры, которые не могут быть предварительно простерилизованы или промыты спиртом, не пригодны для взятия проб воды для бактериологического анализа. Батометры допускающие обжигание могут быть использованы.

В небольших резиновых пробках (фиг. 10) воздух, а через взятием проб.

На реках утяжеленные собом является стерильной бу специальной который при рается в дно. направляется тив течения.

Приборы для гру

Специальных гических приборов грунта не им

Пробы гру борами, ско для иных ц донной фауны микроразнож животных и т. в главах 40 и

Выбор при деляется пре тером грунта бактерий или грунта в мелко струкции; при быть использо ясение верти отдельных гр циально приси сивно протека стный слой гр

Нетвердые Прибор состо 70—80 см, ни щимися полу тресе, которы центр трубы помощи котор тресе и попогр Для взятия п в неглубоких

Поверхнос (Перфильев, 1 металлической

В небольших родниках пробы берутся стерильной бутылкой, закрытой резиновой пробкой с пропущенными через нее двумя стеклянными трубками (фиг. 10). Через одну из них из бутылки насосом Шинца выкачивается воздух, а через другую входит родниковая вода. Все части прибора перед взятием пробы стерилизуются.

На реках с большой скоростью течения используются специально утяжеленные приборы. При небольших глубинах самым надежным способом является прикрепление стерильной бутылки (посредством специальной сетки) к шесту, который при взятии проб упирается в дно. Бутылка при этом направляется отверстием против течения.

Приборы для взятия проб грунта

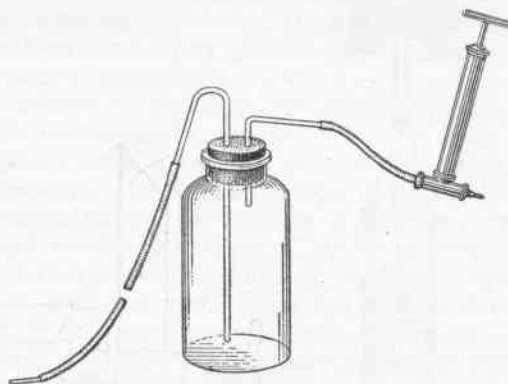
Специальных микробиологических приборов для взятия грунта не имеется.

Пробы грунта берутся приборами, сконструированными для иных целей (для сбора донной фауны, для изучения микроразнообразия строения донных отложений, для определения остатков животных и т. д.). Описание указываемых здесь приборов можно найти в главах 40 и 41 настоящей книги.

Выбор прибора для микробиологического исследования грунтов определяется прежде всего задачами исследования, глубиной водоема и характером грунта. Если исследование имеет целью выяснение содержания бактерий или хода микробных процессов в одном поверхностном слое грунта в мелком водоеме, то приборы могут быть использованы одной конструкции; при той же задаче, но при более значительных глубинах, должны быть использованы другие приборы. Если же в задачу работы входит выяснение вертикального распределения бактерий в грунтах, проникновения отдельных групп бактерий в глубину грунта, то приборы здесь нужны специально приспособленные для этой цели. Так как местом наиболее интенсивно протекающих микробных процессов является самый поверхностный слой грунта, то во всех случаях важно получить его неизменным.

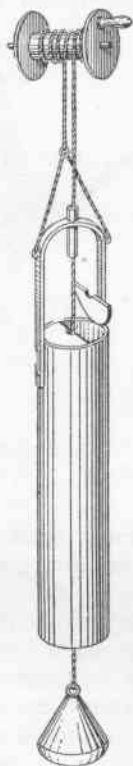
Нетвердые грунты могут быть взяты прибором типа желонки (фиг. 11). Прибор состоит из металлической трубы, диаметром 8—10 см, длиной 70—80 см, нижний край которой заточен, а верхний снабжен раскрывающимися полукруглыми крышками. Прибор опускается на металлическом тросе, который прикреплен к дужке прибора. Второй трос проходит через центр трубы и прикрепляется к конической металлической пробке, при помощи которой труба может быть закрыта. Прибор опускают на первом тросе и по погружении его в грунт закрывают и вытаскивают за второй трос. Для взятия плотных грунтов этот прибор может быть использован только в неглубоких водоемах, при условии замены первого троса шестом.

Поверхностные слои илов могут быть взяты илососом Б. В. Перфильева (Перфильев, 1927). Этот прибор (фиг. 12) состоит из широкой коленчатой металлической трубки (а), навинченной на систему двух параллельных

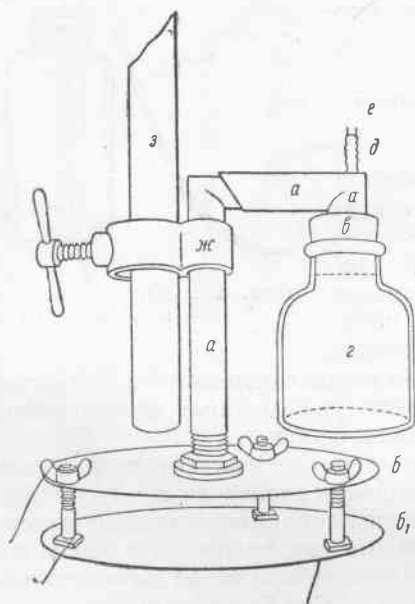


Фиг. 10. Оборудование склянки для взятия проб воды из родников.

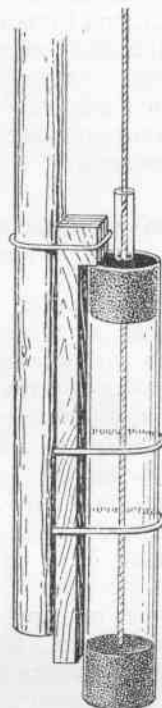
дисков (b и b_1), позволяющих взять пробу из поверхностного слоя грунта. Прибор плотно укрепляется посредством неподвижной муфты ($ж$) к длинному шесту ($з$), на котором илосос вводится в ил. Ил поступает в банку ($г$), закрытую резиновой пробкой ($в$), вытесняя воздух через каучуковую трубку ($е$). По взятии ила закрывают зажим на каучуковой трубке ($д$) и поднимают илосос.



Фиг. 11. Прибор (типа желонки) для взятия проб грунта.



Фиг. 12. Илосос Б. В. Перфильева. Объяснение в тексте.



Фиг. 13. Бур В. Н. Сукачева в модификации С. И. Кузнецова.

Можно брать поверхностные пробы грунтов илочерпателем Н. В. Корда (см. главу 41 этой книги). Прибор перед употреблением должен быть простерилизован.

Пробы грунтов можно брать дночерпателем, который пригоден для работ на любых глубинах и которым можно брать грунты различных плотностей. Использовать можно как дночерпатель системы Боруцкого, так и малую модель ковшевого дночерпателя (см. главу 40 этой книги). Когда дночерпатель поднят в лодку и поставлен в таз, его открывают сверху (причем весь взятый грунт остается в нетронутom виде), берут металлической ложкой, которая была предварительно тщательно обожжена пламенем спиртового тампона, самый поверхностный слой грунта в центре прибора (подальше от его стенок) и кладут пробу в стерильную банку. На банке делается надпись с указанием номера взятой пробы и даты взятия.

При изучении можно брать илосос системы В. Н. Сукачева.

Для микробиологического исследования пористыми стеклами и служат каждая банка грунта. Стекла опускаются при помощи трубки, закрытой резиновой пробкой, закрываются зажимом на каучуковой трубке ($д$) и поднимают илосос.

Стратометры У нас в Союзе филеева (фиг. 14) грузы ($г_1, г_2, г_3$) грузку прибора от плотности грунта особым курком трубку при опускании поднимается, трубка ее находится еще пробку соответствующий прибор поднимают.

Для очень плотного грунта того же автора.

Для отбора Г. С. Карзинки металлическую Трубка закрывается Рама, так же могут быть сняты. Прибор опускается вается клапаном закрывается к.

Трубки стр исследования д щим тампоном, на поверхности образом в стекл жата в стериль закрыта с обеих грунта, наход В дальнейшем тах, и грунтом произведены по грунты по гор центральной ча

Для протаз или металличе металлическая быть размечен

Немедленно ные части, кот

При изучении вертикального распределения микробов в грунтах, пробы можно брать или стратометром той или иной системы, или одним из буров системы В. Н. Сукачева (описание см. в главе 41 этой книги).

Для микробиологического исследования грунтов С. И. Кузнецов модифицировал поршневой бур Сукачева, заменив металлический цилиндр сменными стеклянными трубками, которые предварительно стерилизуются и служат каждая для отбора одной пробы с соответствующей глубины грунта. Стеклянные трубки укрепляются на деревянном станочке (фиг. 13). Опускается прибор на деревянном размеченном шесте. По извлечении на поверхность стеклянная трубка, замкнутая сверху резиновой поршневой трубкой, закрывается снизу стерильной резиновой пробкой.

Стратометры позволяют взять монолиты грунтов различной длины. У нас в Союзе наиболее широко применяется стратометр Б. В. Перфильева (фиг. 14). Прибор представляет собой раму (а), несущую съемные грузы (g_1, g_2, g_3), и трубку (б), служащую для взятия пробы грунта. Нагрузку прибора грузами можно увеличить или уменьшить в зависимости от плотности грунта и от желаемой длины монолита. Прибор снабжен особым курком (в), соединенным с каучуковой пробкой (г), замыкающей трубку при опускании курка. После того как проба ила взята и прибор подымается, трубку надо замкнуть с нижней стороны, пока этот конец ее находится еще под водой. Для этого подводят под нижний конец трубки пробку соответствующего диаметра и закрывают ею трубку. После этого прибор поднимается на поверхность.

Для очень плотных грунтов может быть использована ударная модель того же автора.

Для отбора мягких грунтов может быть использован стратометр Г. С. Карзинкина (1931), который представляет собой раму, несущую металлическую трубку (а) с тонким, заточенным внизу краем (фиг. 15). Трубка закрывается сверху клапаном, снабженным сильной пружиной (б). Рама, так же как и стратометр Перфильева, несет грузы (г), которые могут быть сняты или усилены, в зависимости от плотности грунтов. Прибор опускается в открытом виде на нужную глубину в ил и там закрывается клапаном при помощи посыльного груза. Нижний конец трубки закрывается каучуковой пробкой.

Трубки стратометров при взятии проб для микробиологического исследования должны быть перед самым взятием проб протерты горящим тампоном, намоченным в чистом спирте. Немедленно по поднятии на поверхность проба грунта должна быть переведена тем или иным образом в стеклянную посуду. Для этого проба может быть просто пережата в стерильную стеклянную трубку того же диаметра и сейчас же закрыта с обеих сторон стерильными каучуковыми пробками. Колонка грунта, находящаяся в стеклянной трубке, легко просматривается. В дальнейшем колонка может быть разрезана на намеченных горизонтах, и грунтом, взятым из центральной части намеченного горизонта, произведены посевы. Надо помнить, что каким бы образом ни разделять грунты по горизонтам, посевы должны производиться обязательно из центральной части колонки, а не из частей соприкасавшихся со стенками.

Для проталкивания грунта применяется специальный деревянный или металлический шомпол (фиг. 16), на конце которого прочно укреплен металлическая пластинка соответствующего диаметра. Шомпол должен быть размечен на миллиметры для расчета горизонтов грунта.

Немедленно по взятии грунта он может быть расчленен на отдельные части, которые затем переводятся в стеклянную посуду. Для этого

БИ
Биол. станция
"Б. С. И. О. Н."
имени Н. А. Морозова

При изучении вертикального распределения микробов в грунтах, пробы можно брать или стратометром той или иной системы, или одним из буров системы В. Н. Сукачева (описание см. в главе 41 этой книги).

Для микробиологического исследования грунтов С. И. Кузнецов модифицировал поршневый бур Сукачева, заменив металлический цилиндр сменными стеклянными трубками, которые предварительно стерилизуются и служат каждая для отбора одной пробы с соответствующей глубины грунта. Стеклянные трубки укрепляются на деревянном станочке (фиг. 13). Опускается прибор на деревянном размеченном шесте. По извлечении на поверхность стеклянная трубка, замкнутая сверху резиновой поршневой трубкой, закрывается снизу стерильной резиновой пробкой.

Стратометры позволяют взять монолиты грунтов различной длины. У нас в Союзе наиболее широко применяется стратометр Б. В. Перфильева (фиг. 14). Прибор представляет собой раму (а), несущую съемные грузы (g_1, g_2, g_3), и трубку (б), служащую для взятия пробы грунта. Нагрузку прибора грузами можно увеличить или уменьшить в зависимости от плотности грунта и от желаемой длины монолита. Прибор снабжен особым курком (в), соединенным с каучуковой пробкой (г), замыкающей трубку при опускании курка. После того как проба ила взята и прибор поднимается, трубку надо замкнуть с нижней стороны, пока этот конец ее находится еще под водой. Для этого подводят под нижний конец трубки пробку соответствующего диаметра и закрывают ею трубку. После этого прибор поднимается на поверхность.

Для очень плотных грунтов может быть использована ударная модель того же автора.

Для отбора мягких грунтов может быть использован стратометр Г. С. Карзинкина (1931), который представляет собой раму, несущую металлическую трубку (а) с тонким, заточенным внизу краем (фиг. 15). Трубка закрывается сверху клапаном, снабженным сильной пружиной (б). Рама, так же как и стратометр Перфильева, несет грузы (г), которые могут быть сняты или усилены, в зависимости от плотности грунтов. Прибор опускается в открытом виде на нужную глубину в ил и там закрывается клапаном при помощи посыльного груза. Нижний конец трубки закрывается каучуковой пробкой.

Трубки стратометров при взятии проб для микробиологического исследования должны быть перед самым взятием проб протерты горящим тампоном, намоченным в чистом спирте. Немедленно по поднятии на поверхность проба грунта должна быть переведена тем или иным образом в стеклянную посуду. Для этого проба может быть просто пережата в стерильную стеклянную трубку того же диаметра и сейчас же закрыта с обеих сторон стерильными каучуковыми пробками. Колонка грунта, находящаяся в стеклянной трубке, легко просматривается. В дальнейшем колонка может быть разрезана на намеченных горизонтах, и грунтом, взятым из центральной части намеченного горизонта, произведены посевы. Надо помнить, что каким бы образом ни разделять грунты по горизонтам, посевы должны производиться обязательно из центральной части колонки, а не из частей соприкасавшихся со стенками.

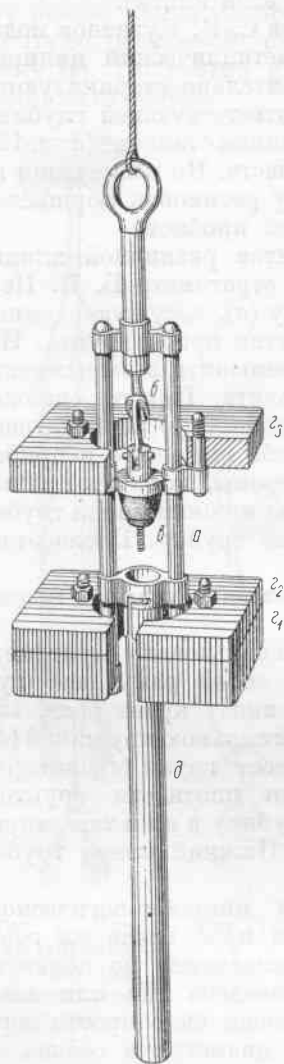
Для проталкивания грунта применяется специальный деревянный или металлический шомпол (фиг. 16), на конце которого прочно укреплен металлическая пластинка соответствующего диаметра. Шомпол должен быть размечен на миллиметры для расчета горизонтов грунта.

Немедленно по взятии грунта он может быть расчленен на отдельные части, которые затем переводятся в стеклянную посуду. Для этого

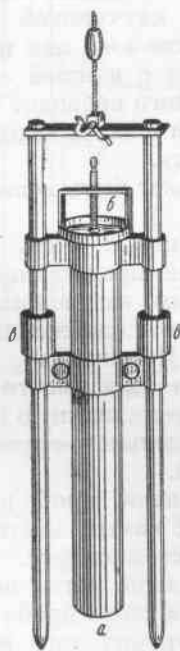
БИ
Биологическая станция
"Б. С. И. О. Н."
имени Н. А. Морозова

заранее готовят ряд стеклянных трубочек, длиною 15—20 см, диаметром 1.3—1.5 см, закрывают их ватными пробками и стерилизуют. Отдельно

стерилизуются подобранные к этим трубочкам каучуковые пробки (по две на каждую трубочку). По взятии стратометром илового монолита трубочка вынимается из бумаги, с одного ее конца вытаскивается ватная пробка, а сама она вталкивается (фиг. 17, а) в центральную часть монолита сверху. Когда трубочка на половину заполнится грунтом, иловой монолит шомполом выталкивают снизу, до того как трубочка выйдет на поверхность. Тогда ее снимают, закрывают с обоих концов (вплотную к грунту) стерильно резиновыми пробками (фиг. 17, б) и делают соответствующие надписи. Затем таким же образом берут ил со второго,



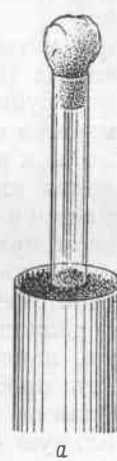
Фиг. 14. Стратометр Б. В. Перфильева.
Объяснение в тексте.



Фиг. 15. Стратометр Г. С. Карзинкина.
Объяснение в тексте.



Фиг. 16. Шомпол для проталкивания грунта.



Фиг. 17. Разделение проб грунта. (По С. И. Кузнецову).
Объяснение в тексте.



третьего и т. д. горизонта монолита, пока весь он не будет переведен в такие трубочки. Из них потом в лаборатории, немедленно по возвращении с водоема, делают посе́вы.

КОЛИЧЕСТВЕННЫЙ УЧЕТ МИКРООРГАНИЗМОВ

Количественный учет микроорганизмов при исследовании водоемов проводят как можно скорее после взятия проб, во избежание изменений в содержании микробов при стоянии проб.

Широкое распр...
счета бактерий...
Этот метод дает...
в воде и в грунта...
бов, еще не подве...
бывает невелико.

Для счета бакт...
ного агара, но на...
одна группа бакт...
развиваться в да...
как серные, железе...
другие, этим мето...
считывается в р...

Существует не...
и введены в пра...
нение вследствие...
ложенный А. С...
при отрицательн...
объема исследуем...
«мембранный» фи...
нитроцеллюлозы...
бы более или ме...
ся на поверхнос...

Для фильтро...
личными моделям...
ланных из метал...
двух частей (фи...
ставляет собой...
ческую трубку...
плоским диском...
части прибора...
металлическую...
плоским диском...
ней своей части...
сетку, которую...
бактериологичес...
нить пластинкой...
тра. На такой фи...
фильтровальной...
метра, а затем...
мается верхней...
Прибор вставля...
в колбу с оття...
мощью которого...
может быть от...
которое может...

Мембранные...
ются Мытищин...
представляют с...

Широкое распространение в настоящее время получил метод прямого счета бактерий под микроскопом после их концентрации и окраски. Этот метод дает возможность учесть все микроорганизмы, находящиеся в воде и в грунтах, причем им учитываются и клетки отмерших микробов, еще не подвергшиеся автолизу. Однако число таких клеток обычно бывает невелико.

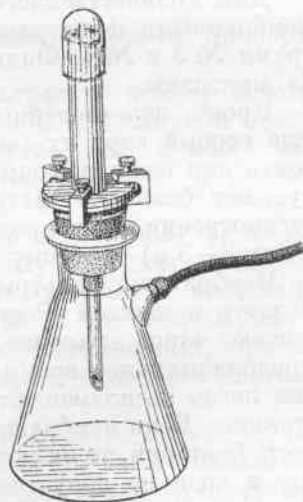
Для счета бактерий прежде применялся метод разливок мясопептонного агар, но на пластинках этой питательной среды прорастает лишь одна группа бактерий — сапрофитные метатрофные микробы, способные развиваться в данных условиях. Все анаэробы и ряд групп бактерий, как серные, железобактерии, нитрифицирующие, окисляющие серу и многие другие, этим методом совершенно не учитываются. Метод разливок рассматривается в разделе «Учет бактерий по физиологическим группам».

Методы прямого счета бактерий в воде

Существует несколько методов прямого счета. Все они разработаны и введены в практику советскими учеными. Наиболее широкое применение вследствие его простоты получил метод ультрафильтрации, предложенный А. С. Разумовым (1932, 1947). Он состоит в отфильтровании при отрицательном давлении определенного объема исследуемой воды через так называемый «мембранный» фильтр (или ультрафильтр) из нитроцеллюлозы. Находящиеся в воде микробы более или менее равномерно распределяются на поверхности мембранного фильтра.

Для фильтрования воды пользуются различными моделями приборов-фильтраторов, сделанных из металла. Прибор обычно состоит из двух частей (фиг. 18). Верхняя часть представляет собой прямую, широкую металлическую трубку, заканчивающуюся широким плоским диском, плотно пригнанном к нижней части прибора, которая представляет собой металлическую воронку также с широким плоским диском сверху. Воронка имеет в верхней своей части закрывающую ее проволочную сетку, которую при применении прибора для бактериологической работы рекомендуется заменить пластинкой пористого стеклянного фильтра. На такой фильтр сперва кладут два кружка фильтровальной бумаги соответствующего диаметра, а затем сверху мембранный фильтр. Мембранный фильтр прижимается верхней частью прибора, которая привинчивается к нижней. Прибор вставляется при помощи резиновой, хорошо пригнанной пробки в колбу с оттянутым сбоку ее отводом для соединения с насосом, помощью которого в колбе создается вакуум. Внутренний диаметр воронки может быть от 1 до 10 см. Диаметр воронки определяет количество воды, которое может быть налито в нее в один прием.

Мембранные фильтры для бактериологических исследований выпускаются Мытищинской экспериментальной фабрикой ультрафильтров. Они представляют собой нитроцеллюлозные пленки с различным диаметром



Фиг. 18. Прибор для ультрафильтрации.



Разделение
та. (По
уанепову).
в тексте.

еведен в
звращения

водоемов
изменений

фильтров после кипячения высушиваются, окрашиваются и просматриваются под микроскопом. Если в партии окажутся фильтры, загрязненные бактериями, то партия эта не пригодна для работы. Кроме того, каждый фильтр перед использованием внимательно просматривается в целях выявления дефектов (отверстий, трещин и т. п.).

Фильтры могут быть изготовлены и в лаборатории. Для их изготовления надо соединить в следующем порядке: нитроклетчатку (коллоксилин) (6.5—7 г), ацетон (безводный) (64 мл), уксусно-этиловый эфир (36 мл), изоамиловый спирт (50—56 мл).

В качестве нитроклетчатки может быть использована киноплёнка, с которой теплой водой смыта эмульсия. Разрезанную на мелкие кусочки плёнку вносят в колбу и заливают ее ацетоном и уксусно-этиловым эфиром. По растворении плёнки добавляют изоамиловый спирт, тщательно перемешивают смесь и фильтруют ее. Для того, чтобы получить мембранные фильтры, лишенные бактерий, следует полученную смесь фильтровать через асбестовые фильтры, употребляющиеся при холодной стерилизации различных жидкостей (Рукина и Бирюзова, 1952). Так как ультрафильтрация такого коллоидного раствора не может быть произведена при вакууме, то производят ее под давлением в 5—6 атмосфер.

Полученный в итоге ультрафильтрации коллоидный раствор нитроклетчатки разливают на стеклянные пластины, предварительно тщательно вымытые сперва спиртом, затем ацетоном. Смесь растекается по стеклу и постепенно высыхает, давая тонкую белую плёнку. Плёнку снимают со стекла, предварительно смочив ее водой, профильтрованной через ультрафильтр. Из полученной плёнки вырезают фильтры нужного диаметра.

Непосредственно перед фильтрацией металлические части прибора стерилизуют обжиганием горящим тампоном.

Если необходимо получить стерильный фильтрат, то прибор вместе с колбой стерилизуют в автоклаве. Горлышко колбы и оттянутый отвод ее закрывают ватными пробками, колбу же и другие части прибора заворачивают в бумагу. Непосредственно перед употреблением стерилизованный прибор монтируют над огнем.

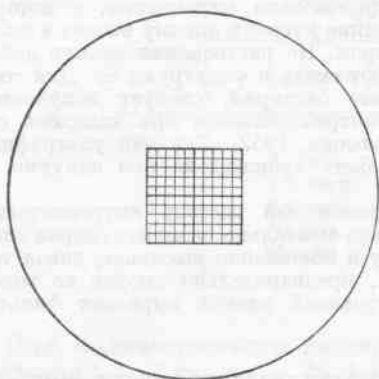
Для определения количества бактерий, через мембранные фильтры фильтруют различные количества воды. Рекомендуется для вод, содержащих очень малые количества бактерий, как, например, артезианских, брать 50—100 мл воды; для чистых озер — до 25 мл (обычно берут 5—10 мл), для прудов 2—3 мл; для вод, сильно загрязненных, приходится применять разведение пробы свежeproфильтрованной через ультрафильтр водой.

После того как вода профильтрована, ультрафильтр вынимают из прибора и высушивают. В таком виде фильтры могут быть сохранены в течение некоторого времени или же подвергнуты сразу дальнейшей обработке. При перевозках фильтры требуют осторожного обращения и тщательного предохранения от пыли.

Дальнейшая обработка фильтра состоит в окрашивании. Окрашивание производится 5%-м раствором эритрозина на 5%-й карболовой воде. В чашку Петри помещают стопочки нарезанной кружками фильтровальной бумаги и увлажняют их краской. На эту пропитанную краской бумагу помещают фильтры с осевшими на них бактериями (стороной, содержащей взвесь, вверх) и закрывают чашку Петри крышкой. Окрашивание продолжается 1—2 часа. Затем излишняя краска отмывается путем перекладывания фильтров из одной чашки Петри с фильтровальной бумагой, смоченной дистиллированной водой, в другую такую же. Отмывание можно считать законченным, когда фильтр перестанет отдавать краску. Площадь фильтра, содержащая бактерии, сохраняет розовую окраску, бактерии же окрашиваются в яркокрасный цвет.

Перед окраской эритрозином фильтр можно обработать 2—5%-м раствором желтой кровяной соли (2—3 минуты) и затем 5%-й соляной кислотой (1—2 минуты). При этом отложения железа как во взвесах, так и на микробах окрашиваются в синий цвет. Соляная кислота должна быть отмыта от фильтра вышеуказанным образом, после чего фильтр окрашивают эритрозином, отмывают излишнюю краску и фильтр высушивают.

Непосредственно перед подсчетом сухая пленка, вся или вырезанная из нее часть, помещается на предметное стекло, на которое предварите-



Фиг. 19. Окулярный сетчатый микрометр.

Из фильтров могут быть приготовлены постоянные препараты, для чего фильтры надо заключить в канадский бальзам и подсчет бактерий производить позднее, по затвердении бальзама. Такие постоянные препараты могут сохраняться долгое время.

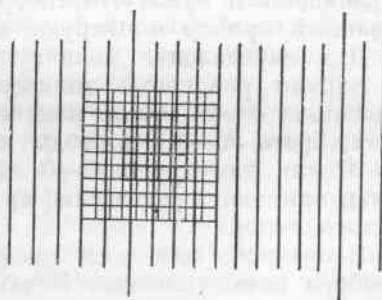
При подсчете бактерий препарат с помощью крестообразного столика двигают по диагонали. Счет бактерий производят в 20—25 полях зрения, для отграничения которых служит сетчатый микрометр. Чаще всего подсчет бактерий производят на поле зрения, ограниченном 25 клетками сетчатого микрометра, иногда просчитывают бактерии на полях зрения, отграничиваемых 100 клеточками.

При счете учитывают отдельно палочковидные формы, кокки, клетки дрожжей, азотобактероподобные клетки, железобактерии, серобактерии и др. Подсчет по морфологическим группам дает также возможность вычислить биомассу микробов.

По окончании просчета препарата вычисляют среднее число бактерий, приходящееся на 1 поле зрения, и площадь его.

Площадь поля зрения, ограниченную определенной частью сетчатого микрометра, определяют, используя объектмикрометр. В объектмикрометре 1 мм разделен на 100 частей. Одно деление его равно 0.01 мм, или 10 μ . Путем несколько раз проведенных сопоставлений сторон просчитываемой части сетчатого микрометра с делениями объектмикрометра (фиг. 20)

написана капля канадского бальзама или кедрового масла. Сверху пленки наносят еще каплю того же бальзама или масла, препарат покрывают тонким покровным стеклом и ведут счет бактерий, осевших на фильтре, под микроскопом с иммерсионным объективом, пользуясь при этом окулярным сетчатым микрометром (фиг. 19). Мембранный фильтр при погружении его в канадский бальзам или в кедровое масло просветляется настолько хорошо, что подсчет окрашенных микробов может быть произведен без особых затруднений.



Фиг. 20. Сопоставление сетчатого микрометра и объектного микрометра при определении площади просчитываемого поля зрения.

высчитывают в
ваемой части п

Для вычисл
надо знать: про
на этой площад
щадь прибора

При работе
жении оптическ
фициент (K), об

где S — филь
площадь поля
Количество

где N — средн
щадь, v — объ

В случае н
виях, можно ф
позднее. Для
тыми пробками
вымыты хромо
держаны в стру
ном шкафу и
через мембран
(например 10 м
малин в таком
после прибавле
вается, на нее
места взятия,
ливают мендел
зиновым колпа
ставлены в л
склянку следу
ный фильтр, и

Для прямо
методами: мет

Очень прос
становке метод
сасывается ми
0.5 мл (в завис
порциями, одн
предметное сте
способом. Сте
Для этого луч
мовую смесь, с

высчитывают величину стороны квадрата, а затем и площадь просчитываемой части поля зрения.

Для вычисления количества микробов, находящихся в 1 мл воды, надо знать: просчитываемую площадь поля зрения, среднее число бактерий на этой площади и фильтрующую площадь прибора. Фильтрующая площадь прибора определяется по формуле πr^2 .

При работе с одним и тем же увеличением (при одном и том же положении оптических систем) одного микроскопа можно вычислить коэффициент (K), общий для всех просчетов:

$$K = \frac{S}{s},$$

где S — фильтрующая площадь прибора (в μ^2) и s — просчитываемая площадь поля зрения (в μ^2).

Количество микробов 1 мл воды X равно

$$X = K \cdot \frac{N}{v},$$

где N — среднее число микробов, найденное на просчитываемой площади, v — объем профильтрованной воды.

В случае невозможности вести фильтрацию в экспедиционных условиях, можно фиксировать пробы воды формалином, а фильтровать их позднее. Для фиксации проб надо иметь: 1) склянки с хорошо притертыми пробками, которые должны быть соответственно подготовлены — вымыты хромовой смесью, прополоснуты дистиллированной водой, выдержаны в струе пара (фиг. 21) 10 минут, высушены сразу же в сушильном шкафу и тщательно закрыты, и 2) формалин, профильтрованный через мембранный фильтр. По взятии пробы воды определенный ее объем (например 10 мл) вносится пипеткой в склянку, и к воде добавляют формалин в таком количестве, чтобы получить 3%-й раствор его. Склянка после прибавления формалина закрывается пробкой, хорошо встряхивается, на нее наклеивается этикетка с указанием даты, номера пробы, места взятия, объема внесенной воды. Горлышко и пробку склянки закрывают менделеевской замазкой или парафином, плотно закрывают резиновым колпачком и обвязывают. В таком виде пробы могут быть доставлены в лабораторию. После фильтрования фиксированной воды склянку следует ополоснуть водой, профильтрованной через мембранный фильтр, и эту воду тоже профильтровать.

Для прямого счета бактерий в воде можно пользоваться и другими методами: методом Б. Л. Исаченко, Н. Г. Холодного и др.

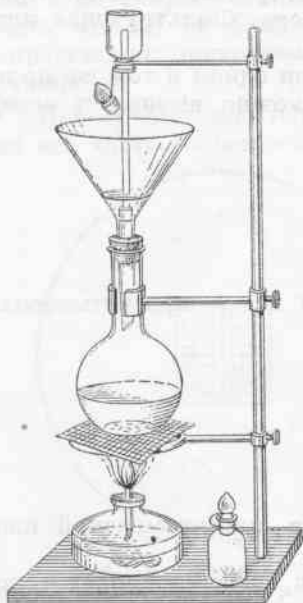
Очень прост и может быть использован также в экспедиционной обстановке метод Б. Л. Исаченко (Гурфейн, 1931). Испытуемая вода насаживается микропипеткой с делениями на 0.01 мл в количестве от 0.1 до 0.5 мл (в зависимости от содержания бактерий) и постепенно (небольшими порциями, одна за другой после испарения предыдущей) наносится на предметное стекло на площадь в 1 см², очерченную алмазом или иным способом. Стекла для прямого счета должны быть тщательно обезжирены. Для этого лучше всего погрузить их на несколько часов в крепкую хромовую смесь, отмыть горячей дистиллированной водой и протереть филь-

травальной бумагой. Капля воды, наносимая в центр квадратика, должна растекаться по квадратику. Над каждым квадратиком на стекле пишется номер алмазом, кусочком победита или при помощи плавиковой кислоты.

При обработке проб (нанесении маленькими порциями указанного количества воды) препарат лучше держать на подогреваемом столике из согнутой в 3 яруса медной пластинки или в термостате при температуре 35—40°.

По нанесении и испарении всего намеченного объема воды препарат фиксируют абсолютным спиртом (для этого на квадратик наносят каплю спирта и дают ей испариться). После фиксации бактерии должны быть закреплены на стекле. Для этого квадратики заливают раствором агара концентрации 1 : 1000, предварительно профильтрованным через мембранный фильтр. Агар, подсохнув, образует тончайшую пленочку, предохраняющую бактерии от смыва во время окраски и промывки препарата. В таком виде препараты могут сохраняться продолжительное время.

Для подсчета препараты окрашиваются 5%-м раствором эритрозина на 5%-й феноловой воде. Капля краски, предварительно профильтрованной через мембранный фильтр, наносится на квадратик и оставляется на нем 30—40 минут. За окраской препаратов надо следить: нельзя допускать высыхания краски и поэтому следует постепенно ее добавлять. По окончании окраски препараты промывают свежеперегнанной дистиллированной водой. Препараты подсчитывают таким же образом, как и мембранные фильтры, при тех же условиях микроскопа.



Фиг. 21. Монтировка колбы для обработки склянок паром.

Препараты промывают свежеперегнанной дистиллированной водой. Препараты подсчитывают таким же образом, как и мембранные фильтры, при тех же условиях микроскопа.

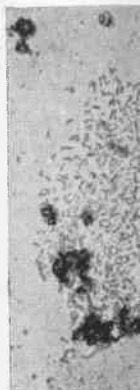
Прямой счет бактерий в грунтах

Прямой счет бактерий в грунтах может быть произведен различными способами, в основу которых положен метод прямого счета, разработанный С. Н. Виноградским для почв (Виноградский, 1952).

Метод ультрафильтрации

Проще всего прямой счет бактерий в грунтах может быть осуществлен методом ультрафильтрации (Дианова и Ворошилова, 1932). Для этого готовят болтушку из грунта: 1 г грунта отвешивают в 500 мл профильтрованной через мембранный фильтр воды, встряхивают ее в течение 10—20 минут, дают отстояться 2—3 секунды, берут стерильной пипеткой 3—4 мл суспензии и фильтруют через мембранный фильтр, с которым далее поступают так, как указано для воды.

Можно пользоваться несколько измененной методикой, а именно: 1 г грунта отвешивают в колбочку с 49 мл профильтрованной через мембранный фильтр воды, встряхивают в течение 20 минут и после кратковременного отстаивания (2—3 секунды) проводят фильтрацию 2 мл су-



Фиг. 22. Граница роста водорослей.

атика, должна
текле пишется
овой кислоты.
ении малень-
чества воды)
подогреваемом
медной плас-
температуре

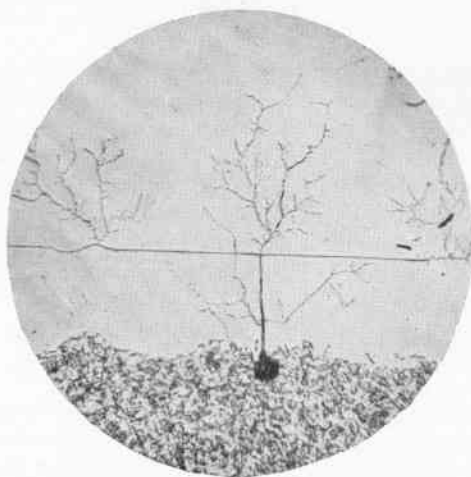
сего намечен-
сируют абсо-
вадрик на-
испариться).
ны быть за-
ратики зали-
и 1 : 1000,
и через мем-
в, образует
ющую бакте-
и промывки
ы могут со-

рашиваются
й феноловой
но профиль-
о, наносится
30—40 ми-
о следить:
и и поэто-
ь. По окон-
ммирован-
так и мем-

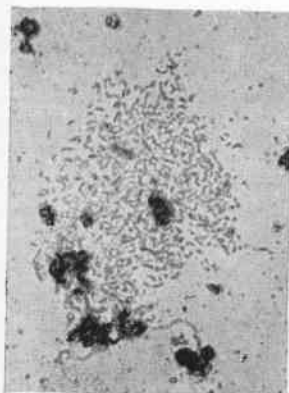
азличными
азработан-

ушествен
Для этого
0 мл про-
ее в тече-
пной пи-
стр, с ко-

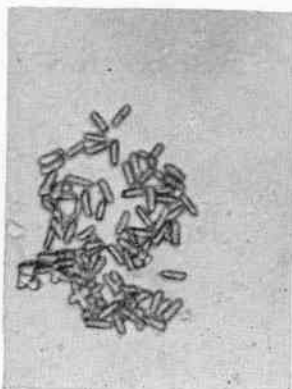
именно:
ерез мем-
е кратко-
2 мл су-



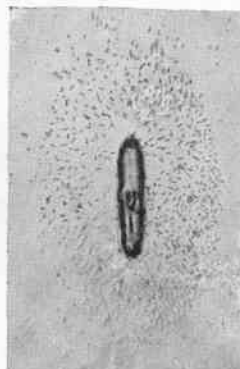
1



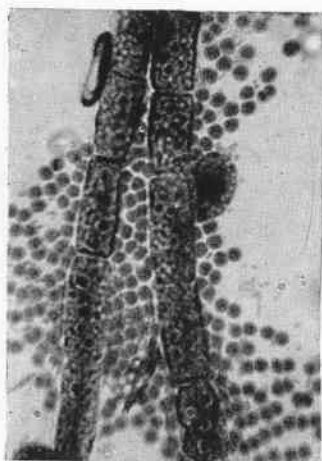
2



3



4



5



6

Фиг. 22. Прикрепление бактерий к пластинкам обрастания.

1 — граница воды и грунта; 2, 3 — колонии палочек; 4 — рост бактерий вокруг диатомовой водоросли; 5 — рост азотобактера около водоросли; 6 — рост дрожжеподобного грибка.

спензии. Затем из первой колбочки берут 1 мл и переносят во вторую колбочку с 49 мл такой же воды, встряхивают 2—3 минуты и из этой второй суспензии готовят новый препарат для счета (ультрафильтрацией 2 мл болтушки). Из данных счета обоих фильтров выводят среднее, которое и принимается как число бактерий в данном грунте.

Для ослабления адсорбции бактерий коллоидами и частицами ила рекомендуется вместо воды для суспендирования грунтов применять 0.0004—0.0005 н. раствор едкого натра.

*Метод С. Н. Виноградского в видоизменении
М. Л. Степановой (1928)*

1 г грунта помещают в стерильную сухую пробирку и заливают его 4 мл профильтрованной через мембранный фильтр водопроводной воды. Пробирку встряхивают рукой в течение 5 минут, затем прибавляют 6 мл такой же воды и после однократного встряхивания суспензии дают ей отстояться 10 секунд. Затем вымеренной петлей берут $\frac{1}{80}$ — $\frac{1}{70}$ мл этой суспензии и распределяют равномерно на поверхности очерченного алмазом квадрата в 1 см². Стекла должны быть обезжирены, как это указано в изложении методов прямого счета в воде. Петля вымеряется следующим образом: на точных химических весах взвешивают предметное стекло, затем на это стекло наносят 10 петель суспензии и снова взвешивают. Разница в весе дает вес 10 петель, откуда определяют вес одной.

Препараты после высыхания фиксируют абсолютным спиртом, заливают профильтрованным через мембранный фильтр раствором агара концентрации 1 : 1000; после высыхания агара препараты окрашивают карболовым эритрозином (так, как это указано для воды).

*Метод С. Н. Виноградского в видоизменении
О. Г. Шульгиной (1927)*

Отвешивают 5 г грунта в стерильный весовой стаканчик, откуда переносят его в коническую колбу, емкостью 250 мл. Навеску заливают 50 мл профильтрованной через мембранный фильтр водопроводной воды, колбочку встряхивают 5 минут, после чего дают взвеси отстояться 1—2 секунды. Из полученной взвеси микробов в воде берут 0.01 мл стерильной пипеткой с делениями на сотые доли мл и распределяют на поверхности чистого обезжиренного стекла на площади 4 см². После высыхания препарат заливают профильтрованным через мембранный фильтр раствором агара (1 : 1000), высушивают, фиксируют абсолютным спиртом и окрашивают карболовым эритрозином, профильтрованным через мембранный фильтр. По окончании окраски, на что требуется 2 часа, препарат хорошо промывают свежеперегнанной дистиллированной водой и подсушивают. Счет бактерий производят обычным образом.

При работе любым методом содержание бактерий в грунтах вычисляют на 1 г сухого грунта.

ОПРЕДЕЛЕНИЕ БИОМАССЫ МИКРОБОВ

Прямой счет дает содержание микробов в определенном объеме воды или в определенном весе грунта. В ряде случаев и прежде всего при изучении вопросов, связанных с продуктивностью водоемов, существенно дать биомассу бактерий.

Биомасса бактерий может быть вычислена на основании данных прямого счета отдельных морфологических групп (см. стр. 22) в зависимости от формы и размеров клеток (Родина, 1950). Она выражается или в единицах объема, или в весовых единицах на определенный объем воды или на единицу веса грунта (в мг/л, в г/л, в мг/г).

Для определения объема одной клетки используется формула шара для кокков, формула цилиндра для палочек, формула эллипсоида для дрожжевых клеток (в водоеме большинство дрожжей представлено видами группы *Togula*, клетки которых обычно яйцевидны) и т. д.

Для определения объема любого вида клеток надо их измерить. При вычислении общей биомассы микробов приходится брать средние размеры для всех кокков, находящихся в водоеме, для всех палочек и т. д.

Для установления средних размеров бактериальных клеток можно пользоваться следующим приемом: профильтровать через мембранный фильтр значительное количество воды, не доводя фильтрование до конца, а закончив его тогда, когда над фильтром останется около 0.5 мл воды. Из этого концентрата берут тщательно вымытой хромовой смесью и пропаренной пипеткой небольшое количество воды и наносят его на поверхность чистого обезжиренного предметного стекла. Измерение микробов проводят с помощью окулярной микрометрической линейки, при этом их можно слегка подкрасить слабым раствором йода или слабым раствором метиленовой сини.

Для получения средних размеров клеток каждого типа следует производить измерение большого количества экземпляров.

На основе средних размеров и данных прямого счета делается подсчет биомассы микробов. Предположим, что прямой счет дал 200 000 клеток кокков и 400 000 клеток палочек в 1 мл воды.

Расчет биомассы кокков

Средний размер кокков в данном водоеме оказался, например, равен в диаметре 1 μ , тогда объем клетки (v), исходя из формулы объема шара $\frac{4}{3} \pi r^3$ или $\frac{1}{6} \pi D^3$ составит

$$\frac{1}{6} \cdot 3.14 (1)^3 = 0.52 \mu^3.$$

Поскольку объем 1 кокка равен 0.52 μ^3 , а количество их в 1 мл воды 200 000, биомасса кокков в 1 мл будет

$$0.52 \mu^3 \cdot 200\,000 = 104\,000 \mu^3 \text{ или } 0.0001 \text{ мм}^3.$$

Биомасса бактерий в 1 л составит таким образом

$$0.0001 \text{ мм}^3 \cdot 1000 = 0.1 \text{ мм}^3.$$

Следовательно, для определения объема бактерий, выраженного в мм, в 1 л воды производятся следующие действия:

$$\frac{0.52 \mu^3 \cdot 200\,000 \cdot 1000}{1000^3} = \frac{0.52 \mu^3 \cdot 200}{1000} = 0.104 \text{ мм}^3.$$

Принимая, что удельный вес бактерий может быть принят равным удельному весу воды, т. е. 1, вес 1 мм³ бактерий равен 0.001 г, или 1 мг.

Поэтому
надо объем
прямым счет

Если в д
длина 1.78 μ
линдра

где d — диа

Если кол
в 1 л выра

Следоват
лочки) еоста

Для опре
клеток, фор
Chromatium
эллипсоида

где D — дл
дрожжевой

Дальней
своятся н
ным образ

Если в
форму, то в
группы: для
формуле эл

Общая б
ток каждой
В табл. 2
(табл. 3) пр

Поэтому для определения биомассы клеток, выраженной в мг на 1 л, надо объем 1 клетки умножить на число тысяч клеток, обнаруженных прямым счетом в 1 мл, и полученное произведение разделить на тысячу.

Расчет биомассы палочек

Если в данном водоеме средняя ширина палочек равна 1μ , а средняя длина 1.78μ , то объем одной клетки (v), исходя из формулы объема цилиндра

$$v = \frac{1}{4} \pi d^2 h,$$

где d — диаметр и h — высота, определится следующим образом:

$$v = \frac{1}{4} \cdot 3.14 \cdot (1)^2 \cdot 1.78 = 1.397 \mu^3 \approx 1.4 \mu^3.$$

Если количество палочек в 1 мл воды = 400 000, то биомасса их в 1 л выразится

$$\frac{1.4 \cdot 400}{1000} = 0.56 \text{ мг.}$$

Следовательно, в нашем примере биомасса бактерий (кокков и палочек) составляет 0.664 мг/л.

Расчет биомассы клеток дрожжей

Для определения объема 1 дрожжевой клетки (а также любых других клеток, форма которых овальная, как некоторых видов азотобактера, или *Chromatium* и др.) может быть использована формула вычисления объема эллипсоида

$$\frac{1}{6} \pi D d^2,$$

где D — длина клетки, а d — ширина ее (по короткой оси). При длине дрожжевой клетки, равной 7μ , ширине 5μ , объем клетки будет

$$\frac{1}{6} \cdot 3.14 \cdot 7 \cdot 5^2 = 91.58 \mu^3.$$

Дальнейшие вычисления биомассы дрожжевых клеток осуществляются на основании данных прямого счета обычным вышеуказанным образом.

Если в исследуемом водоеме дрожжевые клетки имеют различную форму, то вычисление биомассы их следует вести отдельно для каждой группы: для шаровидных клеток по формуле шара, для яйцевидных по формуле эллипсоида.

Общая биомасса микробов получается суммированием биомасс клеток каждой группы.

В табл. 2 и 3 даны биомассы микробов в 1 л воды (табл. 2) и в 1 г грунта (табл. 3) при некоторых размерах клеток и различном их числе.

Таблица 2

Биомасса микробов в воде (мг/л)

При объеме одной клетки (в μ^3)	При количестве клеток в 1 мл (в тыс.)								
	50	100	150	200	300	400	500	1000	5000
Кокки	0.178	0.0089	0.0178	0.0267	0.0356	0.0534	0.0712	0.089	0.178
	0.256	0.0128	0.0256	0.0384	0.0512	0.0768	0.1024	0.128	0.256
	0.52	0.026	0.052	0.078	0.104	0.156	0.208	0.260	0.52
	1.72	0.086	0.172	0.258	0.344	0.516	0.688	0.860	1.72
	2.07	0.1035	0.207	0.3105	0.414	0.621	0.818	1.035	2.07
Палочки	0.4	0.02	0.04	0.06	0.08	0.12	0.16	0.20	0.4
	0.6	0.03	0.06	0.09	0.12	0.18	0.24	0.3	0.6
	0.8	0.04	0.08	0.12	0.16	0.24	0.32	0.40	0.8
	1.0	0.05	0.10	0.15	0.20	0.30	0.40	0.50	1.0
	1.2	0.06	0.12	0.18	0.24	0.36	0.48	0.60	1.2
	1.4	0.07	0.14	0.21	0.28	0.42	0.56	0.70	1.4
	1.6	0.08	0.16	0.24	0.32	0.48	0.64	0.80	1.6
Бациллы	2.0	0.10	0.20	0.30	0.40	0.60	0.80	1.00	2.0
	2.4	0.12	0.24	0.36	0.48	0.72	0.96	1.20	2.4
	2.7	0.135	0.27	0.405	0.54	0.81	1.08	1.35	2.7
	2.9	0.145	0.29	0.435	0.58	0.87	1.16	1.45	2.9
	3.5	0.175	0.35	0.525	0.7	1.05	1.4	1.75	3.5
	4.8	0.240	0.48	0.72	0.96	1.44	1.92	2.40	4.8
	5.9	0.295	0.59	0.885	1.18	1.77	2.36	2.95	5.9
Азотобактеро- подобные клетки	16.0	0.80	1.60	2.40	3.20	4.80	6.40	8.0	16.0
	3.52	0.176	0.352	0.528	0.704	1.056	1.408	1.76	3.52
	4.07	0.2035	0.407	0.61	0.814	1.221	1.628	2.035	4.07
	12.08	0.604	1.208	1.812	2.416	3.624	4.832	6.04	12.08
	17.6	0.88	1.76	2.64	3.52	5.28	7.04	8.80	17.60
Дрожжи	24.5	1.225	2.45	3.675	4.90	7.35	9.8	12.25	24.50
	35.3	1.765	3.53	5.295	7.06	10.59	14.12	17.65	35.30
	52.0	2.60	5.20	7.80	10.40	15.6	20.8	26.0	52.0
	91.6	4.58	9.16	13.74	18.32	27.48	36.64	45.8	91.6

МЕТОД ПЛАСТИНОК ОБРАСТАНИЯ¹

В неглубоких водоемах при изучении бактериальной флоры, особенно при изучении изменений ее в итоге каких-либо мероприятий, например внесения удобрений, может оказаться весьма полезным метод пластинок обрастания, который основан на свойстве микробов прикрепляться к поверхности погруженных предметов, в том числе и к стеклу. Для поверхностных слоев грунтов этим методом можно получить как бы отпечаток микробов, находящихся в отложениях, а в воде — отображение активности водных бактерий, их экологических взаимоотношений, реакцию микробов на изменения во внешней среде (фиг. 22).

Для получения пластинок обрастания предметные стекла, тщательно обезжиренные, прикрепляют тем или иным способом через определен-

¹ Метод пластинок обрастания был предложен Н. Г. Холодным для почв, для воды же он применялся различными авторами.

Таблица 2

тыс.)	
1000	5000
0.178	0.89
0.256	1.28
0.52	2.6
1.72	8.6
2.07	10.35
0.4	2.0
0.6	3.0
0.8	4.0
1.0	5.0
1.2	6.0
1.4	7.0
1.6	8.0
2.0	10.0
2.4	12.0
2.7	13.5
2.9	14.5
3.5	17.5
4.8	24.0
5.9	29.5
16.0	80.0
3.52	17.6
4.07	20.35
12.08	60.4
17.60	88.0
24.50	122.5
35.30	176.5
52.0	260.0
91.6	458.0

Таблица 3

Биомасса микробов в грунтах (в мг/г)

При объеме одной клетки (в μ^3)	При количестве клеток в 1 г (в тыс.)				
	100	200	500	1000	1 000 000
Кокки	0.178	0.0000178	0.0000356	0.000089	0.000178
	0.256	0.0000256	0.0000512	0.000128	0.000256
	0.52	0.000052	0.000104	0.00026	0.00052
	1.72	0.000172	0.000344	0.00086	0.00172
	2.07	0.000207	0.000414	0.001035	0.00207
Палочки	0.4	0.00004	0.00008	0.0002	0.0004
	0.6	0.00006	0.00012	0.0003	0.0006
	0.8	0.00008	0.00016	0.0004	0.0008
	1.0	0.0001	0.0002	0.0005	0.001
	1.2	0.00012	0.00024	0.0006	0.0012
	1.4	0.00014	0.00028	0.0007	0.0014
Бациллы	1.6	0.00016	0.00032	0.0008	0.0016
	2.4	0.00024	0.00048	0.0012	0.0024
	2.7	0.00027	0.00054	0.00135	0.0027
	2.9	0.00029	0.00058	0.00145	0.0029
	3.5	0.00035	0.00070	0.00175	0.0035
	4.8	0.00048	0.00096	0.00240	0.0048
Азотобактеро-подобные клетки	5.9	0.00059	0.00118	0.00235	0.0059
	16.0	0.0016	0.0032	0.008	0.016
	3.52	0.000352	0.000704	0.00176	0.00352
	4.07	0.000407	0.000814	0.002035	0.00407
	12.08	0.001208	0.002416	0.00604	0.01208
	17.6	0.00176	0.00352	0.0088	0.0176
Дрожжи	24.5	0.00245	0.00490	0.01225	0.0245
	35.3	0.00353	0.00706	0.01765	0.0353
Дрожжи	52.0	0.0052	0.0104	0.026	0.052
	91.6	0.00916	0.0183	0.0458	0.0916

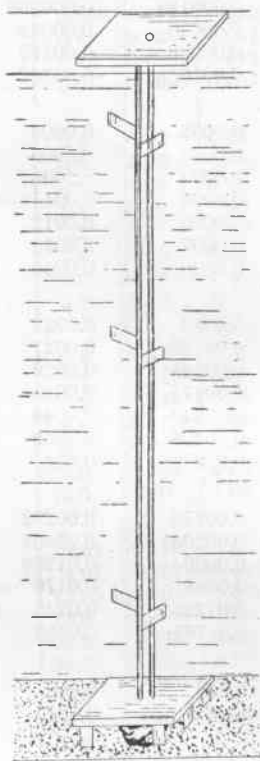
ные промежутки на тросе. Трос, несущий стекла, с грузом на нижнем конце и поплавком на верхнем опускают в водоем (фиг. 23). На каждом намеченном заранее горизонте прикрепляют по 2 стекла с номерами, нанесенными алмазом или иным способом на одном из их концов. В журнал записывают, какие номера поставлены на каких горизонтах.

Установку со стеклами оставляют стоять в водоеме 3—4 суток, затем ее извлекают, стекла вынимают. В лаборатории стекла высушивают, фиксируют абсолютным спиртом или в парах формалина и окрашивают в течение 30—40 минут 5%-м раствором эритрозина на 5%-й карболовой воде, после чего их прополаскивают дистиллированной водой, высушивают и просматривают под микроскопом при иммерсионном увеличении. Одно из двух стекол, установленных на каждом горизонте, можно перед окраской эритрозином обработать 2—5%-м раствором желтой кровяной соли в течение 2—3 минут и затем 5%-й соляной кислотой в течение 1—2 минут для более легкой дифференциации могущих развиться на стеклах железобактерий.

Рассмотрение стекол под микроскопом дает возможность характеризовать состав микрофлоры по морфологическим типам на различных

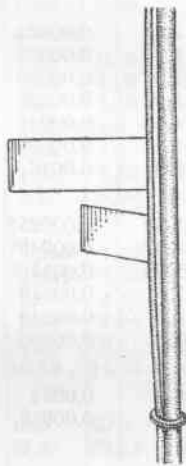
горизонтах; подсчет колоний микробов на площади в несколько см² и числа клеток в каждой колонии может быть использован для выяснения скорости размножения бактерий в водоеме.

Данные счета бактерий на пластинках обрастания не могут быть рассматриваемы как общие числа бактерий в воде, и сравниваемы с данными прямого счета, — они являются только показателями активности бактерий на различных глубинах в определенный промежуток времени.



Фиг. 23. Схема установки стекол в различных горизонтах.

Установка стекол в воде может быть осуществлена различным образом, например по способу, примененному А. Г. Салимовской-Родиной (1936): берутся две каучуковые трубки с просветами различного диаметра (фиг. 24); одна из них с более широким просветом служит футляром троса, пропущенного через нее; вторая трубка с возможно узким внутренним просветом



Фиг. 24. Установка стекол в воде. (По А. Г. Салимовской-Родиной, 1936).

служит для укрепления стекол; для этого в трубке через определенные интервалы (1 м или более) делают по 2 надреза несколько меньших размеров, чем ширина предметных стекол; вторая трубка прикрепляется к первой кусками резины через интервалы в 0.5—1 м.

Стекла в воде можно укрепить и другим способом, например в про-
резах резиновых пробок, одетых на трос через определенные интервалы (фиг. 25).

Цобелл и Аллен (Zobell, 1946) использовали для погружения стекол особые приспособления, которые приготавливаются из дерева, пластмассы или другого материала. Каждое такое приспособление несет по 6 стекол (фиг. 26). Слабым местом этих приспособлений является материал, из которого они делаются. Наиболее обычный материал — дерево, но оно отдает

в воду различные на состав разви-

Для установк ваться приспособ состоит из дощеч 0.5 см, по дли верхней и нижн деревянные бор ми для установ из которых 12 ве рези и предназ

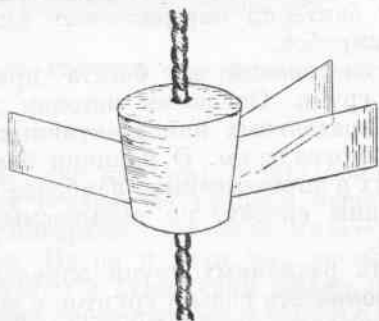
Фиг. 25. Установка стекол в воде на

в ил, а 12 встав доем остаются в

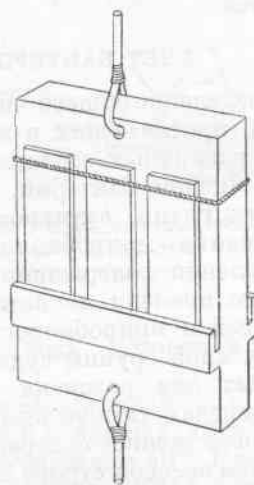
ляется груз. П ван для прикр Чтобы избе деревянных ча

в воду различные вещества и, следовательно, оказывает какое-то влияние на состав развивающейся в непосредственной близости микрофлоры.

Для установки стекол в придонном слое воды и в илу можно пользоваться приспособлением, предложенным Г. С. Карзинкиным (1934). Оно состоит из дощечки 20×25 см, толщиной 0.5 см, по длинным краям которой с верхней и нижней сторон приделываются деревянные бордюры (фиг. 27) с прорезями для установки 24 предметных стекол, из которых 12 вставляются в нижние прорезы и предназначены для погружения

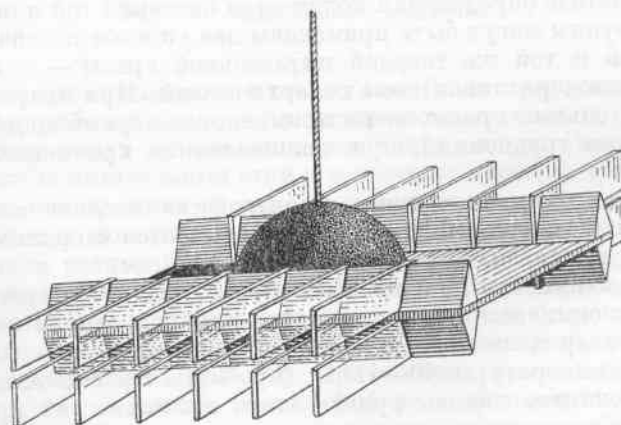


Фиг. 25. Установка стекол в воде на пробках, одетых на трос.



Фиг. 26. Установка стекол в воде. (По Цобеллу и Аллену, 1946).

в ил, а 12 вставляются в верхние прорезы и при установке прибора в водоем остаются в придонном слое воды. К верхней части доски прикреп-



Фиг. 27. Установка стекол в грунтах. (По Г. С. Карзинкину, 1934).

ляется груз. Прибор опускается на тросе, который может быть использован для прикрепления стекол по одному из вышеописанных способов.

Чтобы избежать воздействия дерева, можно рекомендовать покрытие деревянных частей парафином.

С пластинок обрастания могут быть выделены микробы для более детального изучения. В этих целях пластинки обрастания, вынутые из воды, помещают в стерильные чашки и заливают тончайшим слоем твердой питательной среды того или иного состава. При постановке нескольких стекол на одном горизонте можно применить несколько питательных сред.

УЧЕТ БАКТЕРИЙ ПО ФИЗИОЛОГИЧЕСКИМ ГРУППАМ

Определение общего числа бактерий не дает возможности судить о характере протекающих в водоеме биогенных процессов. Энергия превращений различных соединений азота, фосфора и других определяется не общим числом бактерий, а наличием бактерий определенных физиологических групп, активностью этих микробов.

Методика микробиологических исследований не богата приемами установления содержания отдельных групп. Основным методом до настоящего времени является метод избирательных или элективных сред, введенный в микробиологию С. Н. Виноградским. О наличии бактерий той или иной группы судят по росту их в определенных, наиболее благоприятных для развития каждой группы средах, по вызываемым ими в этих средах химическим изменениям.

Количественное содержание бактерий различных групп определяется или путем посевов строго отмеренных количеств воды и грунтов в твердые элективные среды и подсчета выросших колоний — всех или только определенных видов бактерий, или путем посевов различных объемов воды и грунтов в жидкие элективные среды (метод титров или предельных разведений).

Определение количества бактерий посевами в твердые питательные среды

При этом методе определения количества бактерий той или иной физиологической группы могут быть применены два способа посева при использовании одной и той же твердой питательной среды — или глубинный (собственно метод разливок), или поверхностный. При агаровых и желатиновых питательных средах чаще применяется первый способ, как более простой и менее трудоемкий, при использовании кремнекислого геля — второй.

При методе разливок техника производства посевов такова. Проба взбалтывается, исследуемый материал насасывается стерильной пипеткой в количестве, предназначенном для посева, и вносится в чашку Петри, причем если из пипетки должно быть вылиты все ее содержимое, то последняя капля снимается с конца пипетки прикосновением ко дну чашки. Питательный агар должен быть заранее расплавлен на водяной бане и охлажден до температуры 40—41°С (пробирка с расплавленным агаром не должна обжигать ладонь руки). Агар выливают из пробирки (немедленно по обжигании ее краев пламенем спиртовой горелки) в чашку, прямо на посевной материал (фиг. 28). Как при внесении посевного материала, так и при заливании его агаром крышка чашки Петри приподнимается как можно меньше.

Немедленно по выливании агар тщательно смешивают с посевным материалом путем легкого вращательного движения чашки на поверхности стола. Агар должен быть распределен по дну чашки ровным тонким слоем без пузырьков воздуха и без незалитых им пространств. Надо следить,

чтобы агар не
подсчета бакт

По оконча
ность для за
вверх и в та



Фиг. 28. Ра

обходимо, та
условиях осе

При повер
в чашки Пе
подсушивают
сушивании пе

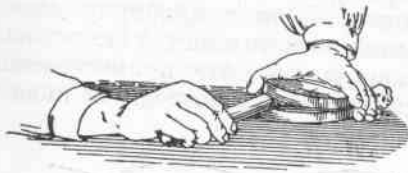
залитого ага
зующееся от
среды. Подсу
доть за тем,
ший агар и

На повер
ванной пип
чего его ра
пипеткой (ф
риал в агар
вая ее как м
комочками,
меня расти

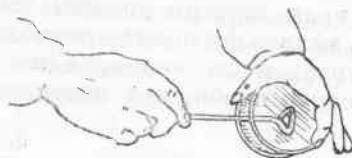
При том
количества
чистых вод
от 0.01 до
ванной в ав
зованных ко
ведения при

чтобы агар не попал на борт чашки, так как такая чашка для производства подсчета бактерий не годна.

По окончании посева чашку ставят на строго горизонтальную поверхность для застывания агара. Через 1 час чашку переворачивают дном вверх и в таком положении ставят в термостат (перевернуть чашку не-



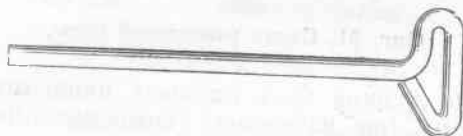
Фиг. 28. Разливка в чашки Петри.



Фиг. 29. Распределение посевного материала шпателем на поверхности среды.

обходимо, так как агар отдает конденсационную воду, которая в таких условиях оседает на крышку чашки).

При поверхностном посеве питательный агар предварительно разливают в чашки Петри и дают ему застыть. Застывший в чашках агар затем подсушивают в сушильном шкафу при температуре около 40°. При подсушивании переворачивают чашки с агаром крышкой вниз. Край донышка,



Фиг. 30. Стеклоный шпатель.

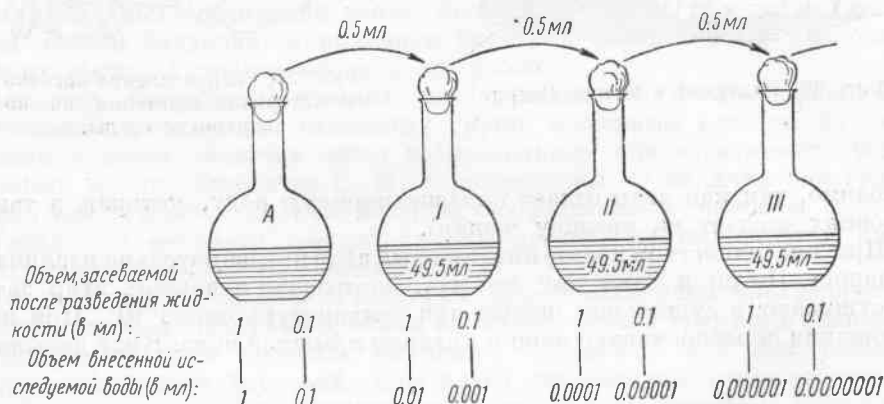
залитого агаром, приподнимают и ставят на ободок крышки. Через образующееся отверстие испаряется конденсационная вода с поверхности среды. Подсушку ведут до исчезновения капель воды. Необходимо следить за тем, чтобы питательный агар в чашках не пересох, так как высохший агар и агар с трещинами для посевов не годен.

На поверхность подсушенного агара наносят стерильной градуированной пипеткой намеченное количество посевного материала, после чего его распределяют на поверхности агара стерильным стеклянным шпателем (фиг. 30); затем этим же шпателем втирают засеянный материал в агар. Чашку Петри при этом вращают вправо и влево, приоткрывая ее как можно меньше (фиг. 29). При посевах на гель грунт наносят комочками, а воду — каплями, равномерно по всей поверхности, не применяя растирания.

При том и другом способе посева должны быть намечены заранее количества воды и грунта, которыми будут производиться посевы. Для чистых вод берут от 0.5 до 1.0 мл, для вод явно загрязненных водоемов — от 0.01 до 0.0001 мл. Воду загрязненных водоемов разводят стерилизованной в автоклаве водой (только не дистиллированной) в простерилизованных колбочках. Разведения производят разные. Одна из схем разведения приводится на фиг. 31.

Из каждой пробы воды для посевов должно быть использовано не менее двух заранее намеченных разведений; из каждого разведения посе́вы должны быть произведены не менее чем в 2 чашки.

При разведениях следует соблюдать следующие предосторожности. Пипетка для набирания исследуемой воды вводится в нижний слой воды. Перед выливанием воды из пипетки в пробирку со стерилизованной водой края пипетки должны быть обожжены. Если в пробирку должно быть вылитое все количество воды, взятое пипеткой, то пипетку опорожняют выдуванием до конца, а последнюю каплю снимают прикосновением к стенкам пробирки у поверхности воды. При вылинии воды из пипетки



Фиг. 31. Схема разведений воды.

в пробирку пипетка должна быть опущена ниже поверхности воды не более чем на 3 мм (во избежание смывания бактерий с наружной поверхности пипетки). Пробирку в это время надо держать наклонно, чтобы избежать попадания в нее зародышей из воздуха. Перед закрытием пробирки ватной пробкой края ее обжигают на пламени спиртовки. Ватную пробку во время этого процесса следует держать так, чтобы часть ее, бывшая в пробирке, была обращена вниз и не касалась руки (так всегда полагается держать пробки во время производства посевов).

Для производства посевов употребляют пипетки на 1 или 2 мл с делениями на 0.01 мл. Пипетки должны быть заткнуты с широкого конца ватными пробками, тщательно завернуты в бумагу и простерилизованы. Их разворачивают перед самым посевом и кончики обжигают над пламенем горелки.

Для каждого разведения берется отдельная пипетка. Как исключение, при недостатке пипеток можно допустить посев одной пипеткой, но при условии начинать с больших разведений и переходить к меньшим.

При очень малом содержании микроорганизмов в воде прибегают к следующему приему. 100 мл воды фильтруют через мембранный фильтр, последний кладут в чашку Петри на поверхность питательного агара и проращивают. Бактерии вырастают на поверхности фильтра за счет тех минимальных количеств питательных веществ, которые поднимаются по порам фильтра вверх. Выросшие на фильтре колонии окрашивают эритрозином и просчитывают.

При исследовании грунтов, ввиду богатства их микроорганизмами, приготовление разведений обязательно.

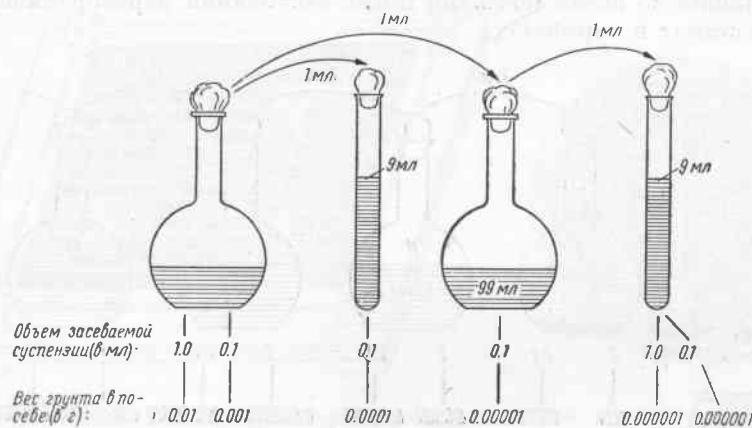
Сущест
приводят
обходимо
плоскост
ниями на
водоема,
В стер
ности 1
проводной
получает

стороны,
отделить
бактерий
приготовл
отмывает
вах. Для
бавлять в
стекляны
годаря к
ство бакт
хивания,
скоплений
при одном
встряхва
навеска г
сутствии
нут.

Из пол
личества
чего прих
Разведе
1 мл из ср
бирку с 9
посевов 0

Существует несколько приемов разведений. Здесь на фиг. 32 и 33, приводятся два из них. Для получения ряда разведений грунтов необходимо иметь стерильную посуду: колбочки емкостью 150 мл (лучше плоскодонные), пробирки, пипетки на 100, 10 и 1 мл (последние с делениями на 0.1) и стерильную воду (водопроводную или из исследуемого водоема, но не дистиллированную).

В стерильную колбочку отвешивают с соблюдением приемов стерильности 1 г грунта. Отвешенный грунт заливают 99 мл стерильной водопроводной воды и колбочку тщательно взбалтывают 10—20 минут. Так получается основная суспензия. Взбалтывание имеет целью, с одной



Фиг. 32. Схема разведений грунта.

стороны, разбить имеющиеся в грунтах скопления микробов, с другой — отделить бактерии от частичек грунта. В грунтах, как и в почвах, многие бактерии сильно адсорбируются частичками донных отложений, и при приготовлении суспензии для производства посевов масса бактерий не отмывается от частиц грунта и потому не может быть учтена при посевах. Для лучшего отторжения бактерий от иловых частиц можно прибавлять в колбочку с определенной навеской грунта стерильные мелкие стеклянные шарики или стеклянные бусы (по Горовиц-Власовой), благодаря которым при встряхивании удается получить большее количество бактерий. Еще лучше пользоваться особым аппаратом для встряхивания, которым можно достичь большего однообразия в разбивании скоплений бактерий в различных пробах грунтов путем встряхивания при одном и том же количестве оборотов. При работе с аппаратом для встряхивания можно брать большее количество грунта, а чем больше навеска грунта, тем меньше ошибка в определении бактерий. При отсутствии аппарата встряхивание производят рукой в течение 10—20 минут.

Из полученной суспензии надо произвести посевы следующими количествами: 0.01, 0.001, 0.0001, 0.00001, 0.000001 и т. д. г грунта, для чего приходится прибегать к дальнейшим разведениям.

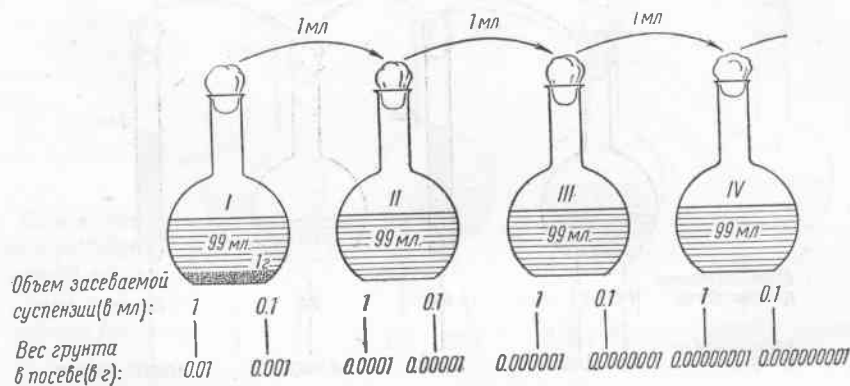
Разведения готовят следующим образом. Берут стерильной пипеткой 1 мл из среднего слоя основной суспензии и вносят его в стерильную пробирку с 9 мл стерильной воды (так подготавливается разведение для посевов 0.0001 г).

Вторично берут той же пипеткой также 1 мл основной суспензии и вносят в колбу с 99 мл стерильной воды¹ (так подготавливается разведение для посевов 0.00001 г). Из колбы после тщательного взбалтывания переносят по 1 мл в пробирку с 9 мл стерильной воды и в колбу с 99 мл и т. д.

После приготовления разведений приступают к посевам.

Пробирку и колбы с разведениями грунта встряхивают в течение 5—10 минут и стерильной пипеткой засевают 2 чашки Петри из каждого разведения. Чашки немедленно заливают агаром, который тщательно размешивают с внесенным посевным материалом и оставляют застывать.

Все чашки со всеми посевами после застывания переворачивают дном вверх и ставят в термостат.



Фиг. 33. Схема разведений грунта.

Разведения можно производить и другим способом. Грунт отвешивают в количестве 1 или 10 г и вносят в круглодонную колбу, содержащую соответственно 99 или 90 мл стерильной воды. После тщательного встряхивания на специальном аппарате или рукой (в этом случае 20 минут), берут из среднего слоя суспензии 1 мл стерильной пипеткой и вносят его во вторую такую же колбу. Встряхивают 5 минут, берут 1 мл и переносят в третью колбу и т. д. (фиг. 33). Посевы делают так, как изложено выше.

Счет бактерий производят через 48 часов. Из всех посевов вычисляется среднее на 1 г влажного грунта. Окончательный пересчет числа бактерий должен быть произведен на 1 г сухого грунта. Для этого необходимо определить содержание влаги в грунте. Химически чистые весовые стаканчики высушивают в сушильном шкафу при 110° С до постоянного веса. Затем в весовой стаканчик вносят некоторое количество грунта и взвешивают стаканчик с грунтом. Грунт высушивают при 100° С до постоянного веса и по потере веса определяют содержание в нем влаги.

Засеянные чашки Петри выдерживают в термостате при температурах, требуемых выращиваемой группой бактерий. Счет выросших колоний при исследовании различных физиологических групп проводится через разное время, которое указывается далее для каждой группы.

Наиболее правильный путь определения количества выросших колоний — прямой подсчет их на всей агаровой пластинке. Чашку при

¹ В стерильную колбу наливают стерильной пипеткой 100 мл стерильной воды, затем отбавляют 1 мл.

счете держат чашку за края. Счет без учета колоний, расположенных по краям, разрешается.

При большом количестве колоний на чашке подсчет производится по диагонали.

В камере подсчета колоний на квадратной диагонали, по которой



Фиг. 34. Камера подсчета колоний.

Для счета чашки по диагонали сосчитывают колонии, просчитывая по диагонали, выводят среднее число колоний. Таким же образом подсчитывают колонии из этих чисел в данной во

В камере подсчета колоний, что является в центре сл

по краям ча

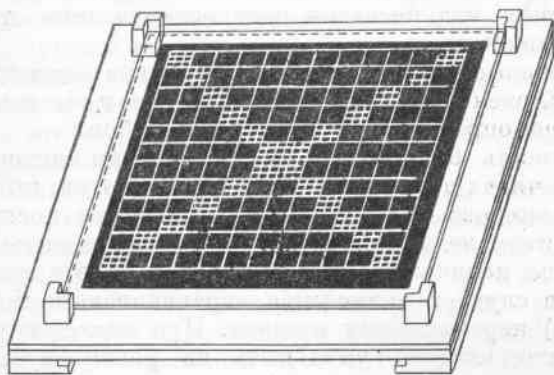
Вместо того, чтобы использовать камеру подсчета, А. И. Метеллинский предложил использовать линейку для подсчета колоний по сторонам чашки. Подсчитывая колонии на 1 см² и з

При отсчете следует разложить чашку (снаружи), подсчитать колонии на чашке.

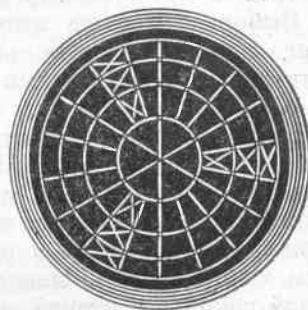
счете держат дном вверх и счет ведут, пользуясь лупой. Колонии при счете отмечаются на дне чашки точками тушью или восковым карандашом. Счет без лупы или под микроскопом в микробиологической практике не разрешается.

При большом числе выросших колоний и невозможности непосредственного их счета пользуются счетными приборами: камерами с делениями на квадраты или на секторы.

В камере первого рода (фиг. 34) стеклянная счетная пластинка разделена на квадраты по 1 см^2 каждый, причем квадраты, расположенные по диагонали, в свою очередь разделены на 9 малых квадратов каждый.



Фиг. 34. Камера для счета бактерий, разделенная на квадраты.



Фиг. 35. Камера для счета бактерий, разделенная на секторы.

Для счета чашку ставят под стекло счетчика и плотно фиксируют дно чашки по отношению к квадратной сетке на стекле прибора. Число колоний сосчитывают по квадратам как в центре, так и по краям чашки, просчитывая в общем не менее 10 квадратов. Полученные числа складывают, выводят среднее на 1 см^2 , вычисляют площадь чашки и рассчитывают число колоний на всю чашку, а затем на 1 мл исследуемой воды. Таким же образом сосчитывают колонии и в других чашках, после чего из этих чисел выводят среднее, которое и принимают как число бактерий в данной воде.

В камере второго рода (фиг. 35) счетная пластинка разделена на секторы, что является более рациональным, так как дно почти всякой чашки в центре слегка выгнуто, и слой агара бывает вследствие этого толще по краям чашки. Счет по секторам поэтому дает более точный результат.

Вместо не всюду доступных аппаратов для счета колоний можно использовать более простое приспособление — линейку, предложенную А. И. Метелкиным (1939) и легко изготавливаемую в любой лаборатории. Линейка для счета колоний делается из обычной прозрачной целлулоидной линейки с сантиметровой шкалой, в которой вырезается окно со сторонами в 1 см . Накладывая это окно на различные места чашки и подсчитывая колонии на 10 см^2 , определяют среднее число колоний на 1 см^2 и затем пересчитывают полученное число на всю площадь чашки.

При отсутствии счетных приборов и густом росте бактерий чашку следует разграфить по секторам, проводя линии тушью по дну чашки (снаружи), и сосчитать несколько секторов на площади не менее четверти чашки.

Определение количества бактерий методом титров

При методе титров элективные среды для той или другой физиологической группы бактерий засевают различными количествами воды или грунта. Обычно количество посевного материала в каждом последующем посеве берется в 10 раз больше по сравнению с предыдущим, но в ряде случаев приходится пользоваться и другими соотношениями. Титр в бактериологии называется наименьшее количество посевного материала (воды или грунта), давшее при засеве питательной среды рост искомым микроорганизмов. Титр может быть пересчитан на количество бактерий в определенном объеме воды (1 мл, 1 л). Наличие искомой группы бактерий определяется наблюдением над посевами, микроскопическим просмотром и химическими реакциями.

Выбор среды, ее питательные качества имеют огромное значение. Среда при возможно большей элективности должна обладать и высокими питательными качествами для определенной группы микробов.

Кроме качеств среды, точность количественных определений бактерий при методе титров зависит от числа параллельных посевов: она тем выше, чем больше их сделано. Правильнее делать по 10 параллельных посевов каждым намеченным количеством воды, но при исследовании нескольких физиологических групп такое количество посевов делает работу очень громоздкой. Поэтому в ряде случаев приходится ограничиваться меньшим числом (но не менее 2) параллельных посевов. При исследовании одной группы бактерий число посевов уменьшать не рекомендуется.

В первую очередь производятся посевы для определения количества бактерий, минерализующих белки.

Посевы делают стерильными пипетками возрастающими количествами посевного материала — различными в зависимости от того, какая физиологическая группа бактерий исследуется. Например, при определении титра гнилостных бактерий в воде посевы производят 0.00001, 0.0001, 0.001, 0.01, 0.1 мл воды; для посевов на обнаружение азотобактера в водной толще лучше брать большие объемы воды: 0.01, 0.1, 0.5, 1.0, 3.0, а в некоторых случаях 5.0 и 10.0 мл.¹

Количества воды, начиная с 0.1 мл и выше, засевают без разведения градуированными пипетками, меньшие количества засевают после соответствующих разведений исследуемой воды стерильной.

Посевы грунтами производят из тех разведений, какие приготовлены для учета бактерий на мясо-пептонном агаре.

При исследовании любой группы бактерий при посевах в жидкие среды, обязательно ставят в термостат контрольные колбы или пробирки с незасеянной средой, в которых проводят те же химические реакции, что и в посевах. Контроли служат для исключения возможности отнесения биохимических превращений, протекающих в посевах, за счет химических реакций.

Круговорот азота

Минерализация и аммонификация белковых веществ

Отмирающие в водоеме растения и животные и органический материал, попавший в водоем извне, подвергаются там минерализации. Существенное место в минерализации органического материала занимают процессы

¹ В зависимости от содержания бактерий той или иной группы, количества засеваемой воды в последующих сериях посевов могут быть изменены.

разложения
доводят разло
распада (амми
Минерализа
тами и другим
виях в водной

О п р е д е

Определени
следования в
этой группы

Количество
разликов при
ного агара. I
рыбо-пептонн

Посевы на
Количество в
жанием в вод
бедных орган
нии прудов и
в этом случа
водят из раз
не менее тре

Отмеренн
вносят в чап
выдерживаю

Счет выр
следования
счет колони

Если одн
терий, вызы
Петри могу
косой агар

Для опр
теолитическ
деление и п
водят через
желатины.

При оп
пользуются
вок, только

При ра
изводят по
вторые ко
в которых
родом (фи

В эксп
может быт
этот предс
соответств
в него вхо

разложения белковых веществ микроорганизмами. Многие микробы доводят разложение белка через промежуточные до конечных продуктов распада (аммиака и др.).

Минерализация белковых веществ вызывается бактериями, актиномицетами и другими и протекает как в аэробных, так и в анаэробных условиях в водной толще и в донных отложениях.

Определение количества минерализующих белки бактерий

Определение количества бактерий, минерализующих белки, при исследовании водоема производится всегда. Раньше количество бактерий этой группы расценивалось как общее число микробов.

Количество минерализующих белки бактерий определяют методом разливок при использовании в качестве питательной среды мясо-пептонного агара. В некоторых случаях при работе на водоемах используют рыбо-пептонный агар.

Посевы на эту группу проводят как можно скорее после взятия проб. Количество воды, которое следует взять для посевов, определяется содержанием в водоеме органических соединений. Для олиготрофных водоемов, бедных органическими веществами, берут по 0.5 и 1 мл, при исследовании прудов и загрязненных участков рек — от 0.1 до 0.0001 мл, прибегая в этом случае к разведению посевного материала. Посевы грунтом производят из разведений 1 : 100 и 1 : 1000. Из каждого разведения делают не менее трех параллельных посевов.

Отмеренное стерильной пипеткой количество посевного материала вносят в чашку Петри и заливают остуженным агаром. Засеянные чашки выдерживают при температуре 22—23°.

Счет выросших колоний проводят через 48 часов. Если в задачу исследования входит также учет и медленно растущих микобактерий, то счет колоний должен быть произведен вторично через 10 суток.

Если одной из задач исследования является определение видов бактерий, вызывающих минерализацию белковых веществ, то те же чашки Петри могут быть использованы для выделения развившихся форм на косой агар (см. раздел VIII).

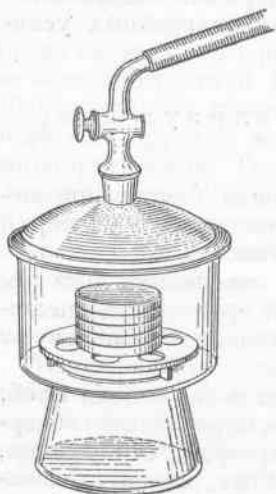
Для определения содержания в водоеме бактерий, обладающих протеолитическими ферментами, используют мясо-пептонную желатину. Определение и в этом случае ведут методом разливок. Счет колоний производят через 48 часов. Подсчитывают колонии, давшие зоны разжижения желатины.

При определении количества анаэробов, минерализующих белки, пользуются теми же питательными средами и тем же методом разливок, только создают условия, в которых анаэробы могли бы развиваться.

При работе в стационарной лаборатории, для учета анаэробов производят посевы в мясо-пептонный агар, делая их в двойном количестве; вторые комплекты посевов помещают в вакуум-эксикаторы (фиг. 36), в которых затем заменяют воздух азотом, углекислым газом или водородом (фиг. 37).

В экспедиционных условиях для выращивания в чашках анаэробов может быть использован аппарат В. М. Аристовского (фиг. 38). Аппарат этот представляет собой металлический цилиндр с внутренним диаметром, соответствующим диаметру чашек Петри, которые должны свободно в него входить. Высота аппарата может быть различна (у Аристовского

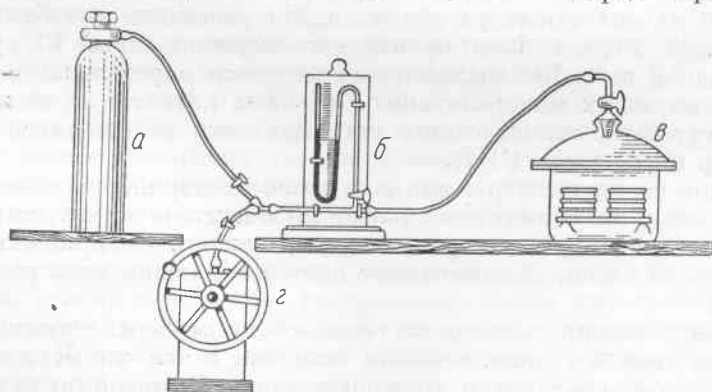
она рассчитана на 10 чашек). В цилиндр вставляется плотно прилегающее к его внутренним стенкам металлическое ведерко, в которое одна над другой укладываются засеянные чашки Петри. К верхнему краю ведерка, одна половина вертикальной стенки которого вырезана, прикреплена дужка. Цилиндр снабжен металлической крышкой, привинчивающейся к прибору на подобие крышки автоклава: между крышкой и верхним краем цилиндра помещается резиновая прокладка, уложенная в специальное углубление верхнего края цилиндра. На нижней поверхности металлической крышки имеется 3 параллельных круговых выступа, которые при привинчивании крышки к цилиндру вдавливаются в резиновую прокладку.



Фиг. 36. Вакуум-эксикатор для культуры анаэробов.

Для создания анаэробноз, при полной загрузке аппарата верхняя и нижняя чашки должны быть открыты и заполнены сухой смесью химического поглотителя кислорода в виде соды и гидросульфита натрия ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_4$). На дно этих двух чашек сперва насыпают слой соды (около 20 г) и сверху равномерный слой гидросульфита (1.5 г); гидросульфит натрия может быть заменен пирогаллолом. Гидросульфит хранят в герметической упаковке. Загруженный аппарат помещают в термостат, из которого через определенное время он вынимается для счета колоний в чашках (Минкевич, 1940).

Учет анаэробов в экспедиционных условиях можно производить по методу Л. Д. Штурм. Для этого складывают чашки перед стерилизацией



Фиг. 37. Схема сбора прибора для замены воздуха углекислым газом при культивировании анаэробных форм.

а — баллон с углекислым газом; б — ртутный манометр; в — эксикатор с культурами; г — масляный насос.

не обычным способом, а дно вкладывают в крышку. Затем чашки заворачивают в бумагу и стерилизуют обычным образом. Отдельно стерилизуют парафин в небольших склянках или в пробирках. Посевы для определения анаэробов производят параллельно с посевами для определения аэробных бактерий, теми же количествами воды и грунта. Посевы

для учета аэробов и анаэробов ведутся быстро (фиг. 39). Р

и в таком виде чашки следуют в термостат. Не был вытекает из диаметра микробов требуется д

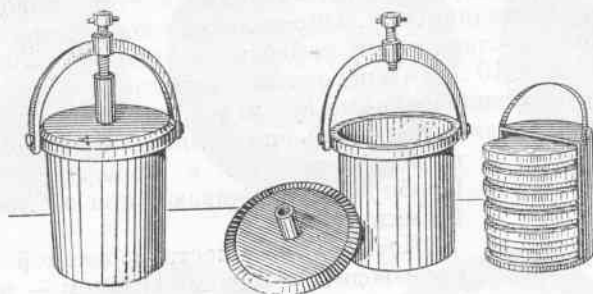
Счет вычисляют С. И. К. анаэробов по посевам полностью ведется

Колонии

При исследовании при последнем мало подвижны быт испол

Для учета посевного материала температуры следует учи

для учета анаэробов делают в крышки чашек, заливают их агаром и в каждую быстро вкладывают сверху в качестве крышки доньшко чашки (фиг. 39). Края такой «крышки» заливают стерилизованным парафином



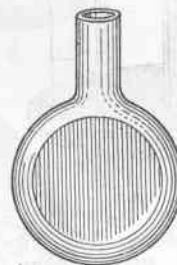
Фиг. 38. Аппарат В. М. Аристовского для культуры анаэробов.

и в таком виде чашки ставят в термостат. Вливать агар в крышку чашки следует так, чтобы доньшко плотно вошло в агар, но чтобы он не был вытеснен на края чашки. При использовании чашек Петри одного диаметра можно предварительно установить, какое количество агара требуется для этого и заранее разлить его по пробиркам.



Фиг. 39. Выращивание анаэробов в чашках. (По Л. Д. Штурм).

Разрез чашки: а — питательный агар; б — парафин.



Фиг. 40. Колба Сойки.

Счет выросших колоний производится обычным образом. С. И. Кузнецов рекомендует в экспедиционных условиях для учета анаэробов пользоваться колбами Сойки (фиг. 40). Колбы эти после посевов полностью заливаются питательным агаром. Счет выросших колоний ведется на просвет при помощи лупы.

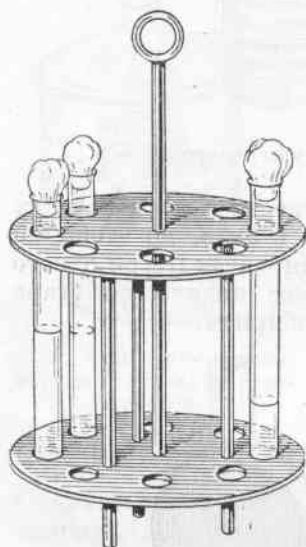
Количественный учет бациллярных форм

При исследовании водоемов может возникнуть необходимость в выделении при счете спорообразующих форм, которые, по данным работ последнего времени могут рассматриваться как индикаторы на наличие малоподвижных форм органических соединений, которые не могут уже быть использованы неспорными видами (Мишустин, 1948).

Для учета спорообразующих бактерий применяют прогревание посевного материала при принятой в микробиологической практике температуре в течение определенного промежутка времени. Однако следует учитывать, что таким путем можно получить преуменьшенные

данные, так как при прогревании погибнут все вегетативные клетки спорообразующих бактерий.

Грунты следует, согласно Мишустину, сперва подсушить при комнатной температуре для того, чтобы вегетативные клетки спорообразующих бактерий перешли в стадию спор. Определенное количество грунта (1 г. 10 г) подсушивают в стерильных весовых стаканчиках. Затем готовят суспензию (1:100 или 10:100) и переносят определенное количество суспензии (3—5 мл) в стерилизованные сухим жаром пробирки узкого диаметра, которые и помещают, пользуясь специальным держателем (фиг. 41), в водяную баню с температурой воды 80°. Пробирки выдерживают при этой температуре 10 минут.



Фиг. 41. Металлический штатив для прогревания пробирок с посевным материалом.

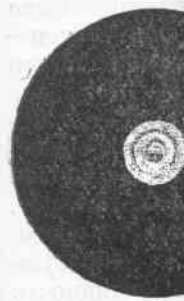
Посевы из пастеризованной суспензии производят обычным образом — или методом разливок, или нанося на поверхность подсушенного агара определенное количество посевного материала. В качестве среды для выращивания спорообразующих видов используют смесь мясо-пептонного агара и сусло-агара, соединяемых в отношении 1:1. pH этой среды должен быть 7.0—7.2 (Мишустин и Мирзоева, 1950).

Спороносные бактерии выращивают при 25—30° в течение 2—3 дней, после чего производят счет выросших колоний.

Различные виды спороносных бактерий дают на вышеуказанной среде характерные колонии, что позволяет уже по форме колоний установить виды выросших бацилл. Для более легкого распознавания видов рекомендуется выдержать чашки с посевами после подсчета еще 4—5 суток при комнатной температуре.

Наиболее часто развивающиеся колонии спорообразующих бактерий принадлежат следующим видам (фиг. 42): *Bac. agglomeratus* (относи-

тельно небольшие, сероватые, иногда с зеленоватым отливом, газа из углеводов не образуют), *Bac. brevis* (колонии жирно-блестящие, гладкие, выпуклые, образуют газ из углеводов), *Bac. cartilagenosus* (толстые с круглыми краями колонии, плотные, снимаются целиком с агара, газа не дают), *Bac. filaris* (полуслизистые, складчатые, с волнистыми краями, слегка желтоватые, газа не образуют), *Bac. gracilis* (складчатые, блестящие, выпуклые, желтоватого цвета), *Bac. sereus* (плоские колонии с ровным центром, слабо волнистыми краями и как бы мучнистой поверхностью), *Bac. idosus* (колонии сухие, матовые, пленчатые, мелкоморщинистые), *Bac. intricatus* (широко разрастающиеся беловатые колонии, плоские, мицелиевидные, врастающие в агар, содержащие нити с частыми перегородками), *Bac. megatherium* (гладкие, белые, жирно-блестящие колонии, состоящие из характерных толстых клеток), *Bac. mesentericus* (тонкие, сухие морщинистые колонии), *Bac. mucosus* (слизистые, полупрозрачные, похожие на капли клейстера), *Bac. mucedos* (стелющиеся по поверхности, с отходящими от колонии пучками изгибающихся нитей), *Bac. subtilis* (мелкоморщинистые, сухие, бесцветные, срастающиеся с агаром), *Bac. virgulus* (слизистые, сероватые колонии с бахромчатыми краями).



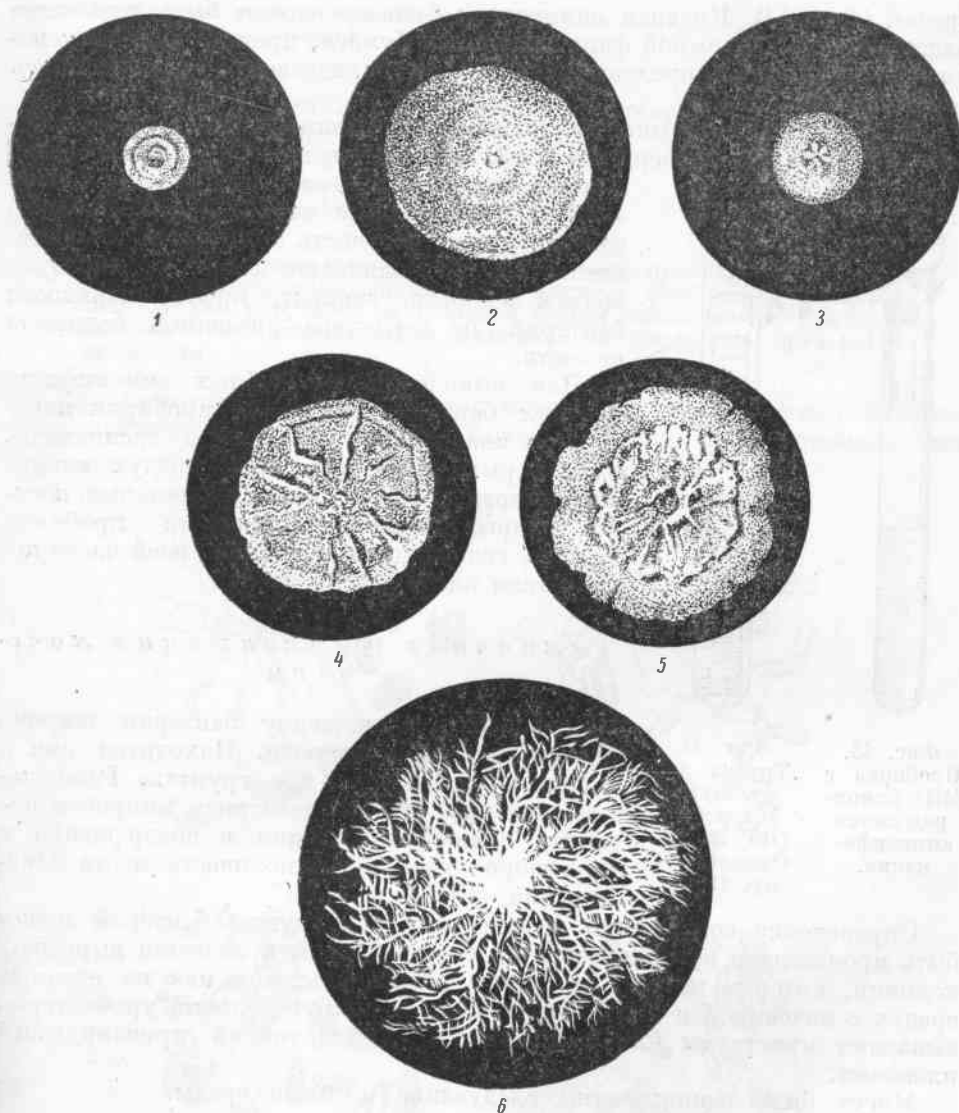
Фиг. 42

1 — *Bac. agglomeratus*

О п р е д е

Определен
ров производ
и грунта в
судят по по

¹ Стерилиза
должны быть



Фиг. 42. Колонии спорообразующих бактерий. (По Е. Н. Мишустину).

1 — *Bac. agglomeratus*; 2 — *Bac. cereus*; 3 — *Bac. megatherium*; 4 — *Bac. idosus*; 5 — *Bac. mesentericus*; 6 — *Bac. mycoides*.

Определение количества аммонифицирующих бактерий методом титров

Определение количества аммонифицирующих бактерий методом титров производят путем посева различных возрастающих количеств воды и грунта в пробирки с мясо-пептонным бульоном. О наличии процесса судят по посинению красной лакмусовой бумажки,¹ подвешенной над

¹ Стерилизация бумажек может быть сделана в автоклаве. Лакмусовые бумажки должны быть тщательно завернуты в несколько слоев пергаментной бумаги.

средой (фиг. 43). Красная лакмусовая бумажка может быть подвешена одновременно с полоской фильтровальной бумаги, пропитанной уксуснокислым свинцом и предназначенной для определения выделяющегося сероводорода.

Если необходимо выяснить количество выделившегося аммиака, посевы производят в конические колбочки, содержащие 50—100 мл среды.

Аммиак определяют перегонкой среды с магнезией и последующим титрованием. Следует, однако, учесть летучесть аммиака и то обстоятельство, что количество аммиака, образующегося в среде, зависит, кроме активности бактерий, от характера внесенных белковых веществ.

Для выявления анаэробных аммонифицирующих бактерий засеянные пробирки помещают в анаэробные условия: в эксикаторы, из которых затем вытесняют воздух каким-либо инертным газом, или в специальные, плотно закрывающиеся резиновыми пробками трубки, содержащие в нижней своей части поглотители кислорода (фиг. 44).

Аммиачная ферментация мочевины



Фиг. 43.
Пробирка с
МПВ для оп-
ределения
аммонифи-
кации.



Фиг. 44.
Трубка для
культуры
анаэробов.
(По В. Л.
Омелянско-
му, 1940).

Определение содержания в водоемах этой группы бактерий может быть произведено путем посевов на твердые среды и подсчета выросших колоний, которые могут быть легко распознаны, так как на плотных средах с мочевиной и кальциевыми солями вокруг колоний уробактерий выпадают кристаллы CaCO_3 и CaHPO_4 в виде тонкой ирризирующей пленочки.

Могут быть использованы следующие плотные среды.

1) Среда Бейеринка

20% отвара дрожжей	1000 мл
Мочевины	20—30 г
Желатины	100 г

2) Мясо-пептонная желатина с 0.3% углеаммонийной соли и 2% мочевины. (Прибавление углеаммонийной соли очень повышает элективные свойства среды)

3) Среда Рубенчика

Дистиллированной воды	1000 мл
Мочевины	50 г
Фосфоротрехкалиевой соли	1 г
Поваренной соли	1 г
Сернокислого магния	0.5 г
Железа треххлорного	следы

Кальци
винн
Агара

Водопр
Мочев
Яблоч
Лимон
Агара

К э
отдель
соли д
вильно
прозра

При пр
одно прав

текучим п
вышении т
Можно уп

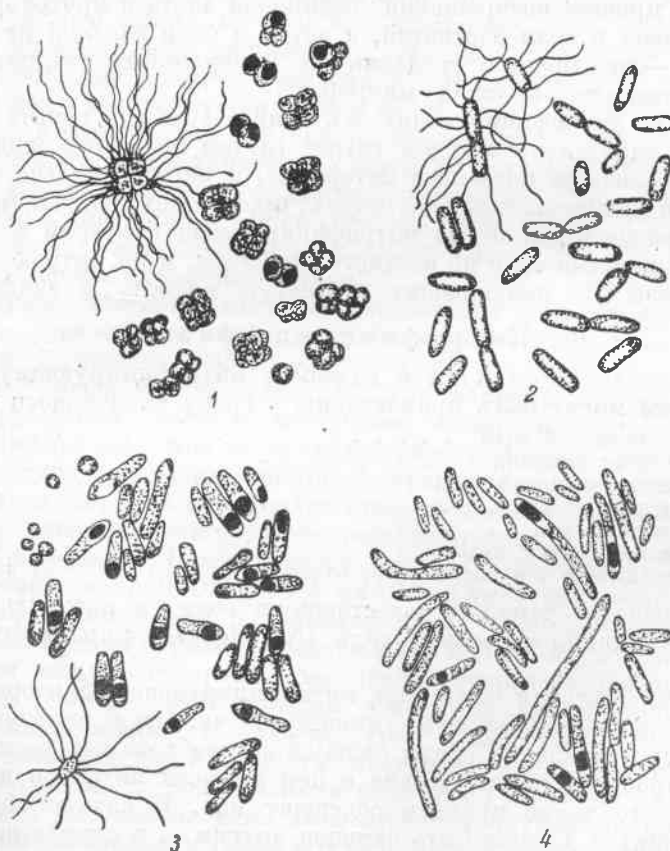
Кальцевой соли органической кислоты (лимонной, молочной, винной или яблочной)	10 г
Агара	15 г

4) Среда Зенгена, дающая хорошую ирризацию

Водопроводной воды	1000 мл
Мочевины	20 г
Яблочной или лимоннокислого кальция	5 г
Лимоннокислого аммония	0,5 г
Агара	20 г

К этой среде, еще теплой после стерилизации, прибавляют по каплям отдельно простерилизованный 3%-й раствор фосфорно-двухкальевой соли до тех пор, пока не появится слабая опалесценция. При правильном приготовлении среды пластинки из нее должны быть почти прозрачны.

При приготовлении всех сред с мочевиной должно быть соблюдено одно правило: мочевина должна быть простерилизована отдельно или



Фиг. 45. Различные виды уробактерий. (Увел. 2000).

1 — *Planosarcina ureae*; 2 — *Urobacterium Miquelii*; 3 — *Urobacillus Pasteurii*; 4 — *U. Leubei*.

текущим паром, или сухим жаром (при 106° 30 минут), так как при повышении температуры мочевины в жидких растворах частично разлагается. Можно употребить следующий прием (по Омелянскому): стерилизовать

среды в два приема, сначала без мочевины при 120° С, затем, прибавив мочевины, в текучепаровом аппарате.

Для обнаружения уробактерий могут быть использованы и жидкие среды указанного выше состава без добавления к ним агара или желатинины; в этом случае должен быть применен метод титров.

Активность уробактерий можно определить в жидких средах по накоплению аммиака.

Разложение мочевины вызывается различными видами (фиг. 45), среди которых есть: сарцины — *Planosarcina ureae*, *Pl. psychrocarctica* и др., неспороносные палочки — *Urobacterium Miquelii*, *Bact. aerophilum* и др., спороносные формы — *Urobac. Pasteurii* и *Urobac. Leubei*.

Н и т р и ф и к а ц и я

Процесс нитрификации, ведущий к образованию таких соединений азота, которые наиболее хорошо усваиваются зелеными продуцентами, имеет огромное значение для биологии водоемов. Это следующий за аммонификацией процесс возвращения соединения азота в круговорот — окисление аммиака в соли азотистой, а затем в соли азотной кислоты. Одновременно — это процесс создания из минеральных соединений органического вещества в телах микробов.

Количество нитрифицирующих бактерий в воде и в грунтах водоемов может быть определено методом титров (путем посевов в жидкие среды различных количеств посевного материала) и методом подсчета колоний, выросших на кремнистых пластинках, пропитанных селективной средой.

Анализ ведут отдельно на нитрифицирующих бактерий фазы I, окисляющих аммиачные соли до азотистой кислоты, и на нитрифицирующих бактерий фазы II, окисляющих азотистую кислоту в азотную.

Н и т р и ф и к а ц и я I ф а з ы

Для определения наличия в водоемах нитрофицирующих бактерий I фазы посевы могут быть произведены в среду следующего состава:

Дистиллированной воды	1000 мл
Сернокислого аммония	2 г
Фосфорнодвукальевой соли	1 г
Сернокислого магния	0.5 г
Хлористого натрия	2 г
Сернокислой закиси железа	0.4 г
Мела (добавляют в каждую колбу отдельно)	в осадке

Посев делается также в естественную воду, в которую добавлена фосфорно-аммонийно-магниевая соль (NH_4MgPO_4) в количестве от 0.2 до 0.5%.

При приготовлении сред для нитрифицирующих бактерий следует обращать большое внимание на химическую чистоту используемых реактивов. До приготовления среды каждый из необходимых реактивов должен быть проверен на отсутствие в нем примеси нитритов и нитратов. Особенно часто такие примеси содержат мел. В случае обнаружения примесей реактив должен быть заменен другим, а в случае невозможности замены тщательно перекристаллизован. Мел освобождается от примесей нитритов и нитратов многократными кипячениями с дистиллированной водой. Приготовленная среда еще раз проверяется, и только среда, совершенно свободная от нитритов и нитратов, может быть использована для посевов. Среду следует разливать тонким слоем (не более 1.5—2 см высотой) в колбы Виноградского (фиг. 46) или, при неимении их, в конические колбочки. Вся посуда должна быть предварительно вымыта

хромовой с
Колбы со с

Засеянные
ходимо вести
начиная с 4-
и азотистой
циях на азот
под микроско

Реактив
раствор и с

Цинк-ио
дующим об
в фарфоров
воды и пр
рывном по
хлористого
(20 г хлор
рованной
пока жидк
ряющуюся
зрачной см
цинка, дол
и фильтру
те в склян
но пригото
ветственно

Определ
следующим
реактива
вносят в эт
кислоты н
ления азот
который, в
Интенсивн
кислоты и

Основно
сульфанил
творы α -на
в 20 мл вод
Пользуютс
лениями п
бавляют к
в присутст

Ввиду
рекомендо
так как эт
меси нитр

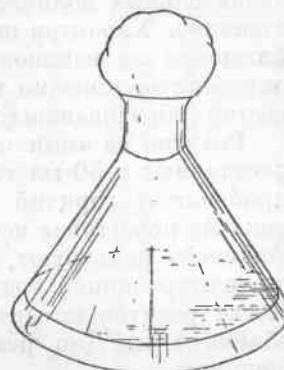
Поэтом
В таком ви
хранения
нений. Дл
10 г суль
перемешив

хромовой смесью и тщательно прополоснута дистиллированной водой. Колбы со средой стерилизуют в автоклаве.

Засеянные колбы ставят в термостат при 25° С. За культурами необходимо вести следующие наблюдения: производить регулярно через сутки, начиная с 4-го дня после посева, химические реакции на наличие аммиака и азотистой кислоты, а через некоторое время, при положительных реакциях на азотистую кислоту, провести просмотр развившейся микрофлоры под микроскопом.

Реактивами на азотистую кислоту служат цинк-иод-крахмальный раствор и сухой реактив Грисса. Можно пользоваться любым из них.

Цинк-иод-крахмальный раствор готовится следующим образом: 4 г крахмала растирают в фарфоровой ступке с небольшим количеством воды и приливают эту жидкость при непрерывном помешивании к кипящему раствору хлористого цинка в дистиллированной воде (20 г хлористого цинка на 100 мл дистиллированной воды). Смесь кипятят до тех пор, пока жидкость не станет прозрачной. Испаряющуюся воду рекомендуется доливать. К прозрачной смеси прибавляют 2 г сухого иодистого цинка, доливают дистиллированной водой до 1 л и фильтруют. Реактив следует держать в темноте в склянке с притертой пробкой (реактив можно приготовить с иодистым калием, взяв соответственно больше хлористого цинка).



Фиг. 46. Колба С. Н. Виноградского.

Определение азотистой кислоты в культурах с этим реактивом ведут следующим образом: на белую фарфоровую пластинку наносят 3 капли реактива и 1 каплю разбавленной серной кислоты (1:5). С края вносят в эту смесь петлю культуры. При наличии в среде азотистой кислоты наступает быстрое посинение жидкости вследствие выделения азотистой кислотой из иодистоводородной соли свободного иода, который, вступая во взаимодействие с крахмалом, дает синюю окраску. Интенсивность окраски показывает относительное содержание азотистой кислоты и, следовательно, интенсивность процесса.

Основной реактив Грисса состоит из двух растворов: 1) раствора сульфаниловой кислоты (0.5 г в 150 мл 12%-й уксусной кислоты) и 2) раствора α -нафтиламина (0.2 г α -нафтиламина несколько минут кипятят в 20 мл воды и затем отфильтровывают в 150 мл 12%-й уксусной кислоты). Пользуются этими растворами, смешивая непосредственно перед определениями по 1 мл каждого раствора. Смесь доводят до кипения и прибавляют каплю жидкости из культуры. Смесь затем подогревают — в присутствии азотистой кислоты наступает красное окрашивание.

Ввиду большой чувствительности реактива Грисса, он не может быть рекомендован для определения хода процесса нитрификации в посевах, так как этим реактивом в таком его виде можно открыть ничтожные примеси нитритов, не имеющие отношения к процессу нитрификации.

Поэтому мы пользуемся реактивом с α -нафтиламином в сухом виде. В таком виде этот реактив значительно менее чувствителен и при условии хранения его в темной банке сохраняется длительное время без изменений. Для приготовления сухого реактива берут 1 г α -нафтиламина, 10 г сульфаниловой кислоты, 89 г виннокаменной кислоты, тщательно перемешивают все, растирая в ступке до получения тонкого порошка.

В таком виде реактив готов для употребления. Вместо виннокаменной кислоты может быть взята и другая (например янтарная или щавелевая). Соотношение отдельных компонентов реактива в этом случае несколько иное [1 г α -нафтиламина, 10 г сульфаниловой кислоты и 50 г янтарной (или щавелевой)]. Наступление реакции при использовании щавелевой кислоты несколько задерживается (Салей, 1940).

Для реакции берут на кончике скальпеля 7—10 мг сухого реактива, помещают его в углубление чистой фарфоровой пластинки, приливают туда 4—5 капель культуры (число капель всегда должно быть одинаковым) и размешивают кончиком стеклянной палочки. Окраска при значительных количествах нитратов появляется сразу, при малых — постепенно. Характер окраски меняется в течение нескольких минут. Наблюдения за изменением окраски в течение 5 минут дают возможность определить, конечно весьма приблизительно, энергию процесса — количество образовавшихся нитритов (табл. 4).

Реактив на аммиак готовят следующим образом: 50 г иодистого калия растворяют в 50 мл горячей дистиллированной воды и к этому раствору прибавляют горячий концентрированный раствор сулемы до тех пор, пока не перестанет исчезать образующийся красный осадок. После этого жидкость фильтруют, прибавляют раствор 150 г едкого калия в 400 мл дистиллированной воды и еще несколько миллилитров раствора сулемы. Когда реактив остынет, к нему прибавляют дистиллированной воды до объема 1 л. Для реакции берут пипеткой отстоявшуюся прозрачную жидкость.

Этот реактив можно приготовить и другим способом: растворяют 22.5 г иода в 20 мл раствора иодистого калия, содержащего 30 г KJ. К полученному раствору после полного растворения прибавляют 30 г металлической ртути и часто встряхивают до исчезновения цвета от иода. Если раствор не будет давать реакции с крахмалом на иод, то прибавляют к нему по каплям раствор иода в иодистом калии до тех пор, пока он не начнет давать эту реакцию. Раствор разбавляют дистиллированной водой до 200 мл, тщательно перемешивают и прибавляют к нему 975 мл 10%-го раствора едкого натра.

Реактив дает с аммиаком окрашивание желто-оранжевого цвета различных оттенков в зависимости от концентрации аммиака. При малом содержании аммиака окраска желтая, при значительном — оранжево-желтая, при большом — красно-бурая.

Для производства реакции наносят на белую фарфоровую пластинку несколько капель реактива и с одного края вносят в реактив кашлю культуральной жидкости.

Исчезновение аммиака в культурах показывает его окисление бактериями лишь в том случае, когда параллельно с этим появляется продукт окисления — азотистая кислота, а микроскопирование показывает наличие нитрозных бактерий. Одно исчезновение аммиака не означает еще, что процесс нитрификации идет, так как аммиак в щелочном растворе постепенно улетучивается. Реакции на наличие аммиака, однако, необходимы, так как при полном исчезновении аммиака его надо прибавлять, надо «подкармливать» бактерий. Для этого готовят 10%-й раствор серно-аммониевой соли, переливают его в колбу, в которой через ватную пробку вставлена градуированная пипетка (фиг. 47), и стерилизуют. В колбы с посевами, в которых весь аммиак окислен, прибавляют с соблюдением условий стерильности по 2 мл этого раствора. После окисления нескольких порций аммиака делают пересевы в новую среду.

Таблица 4

Приближенное определение концентрации нитрита натрия в средах Виноградского I и II фаз нитрификации при помощи сухого реактива Грисса (составлена Л. Н. Пшениным)

Количество мл No. 1	Окраска реагирующей смеси			Количество мл No. 2
	сразу	через 1 минуту	через 3 минуты	через 5 минут

Таблица 4
Приближенное определение концентрации нитрита натрия в средах Виноградского I и II фаз нитрификации при помощи сухого реактива Грисса (составлена Л. Н. Шенниным)

Окраска реагирующей смеси									
сразу			через 1 минуту		через 3 минуты		через 5 минут		Количество мг NO ₂ в 1 л среды ¹
жидкость	осадок		жидкость	осадок	жидкость	осадок	жидкость	осадок	
Нет.	Нет.	Нет.	Нет.	Нет.	Нет.	Нет.	Очень слабо розовая. Слабо розовая. Розовая.	Нет.	0.1
»	»	»	»	»	Очень слабо розовая. Слабо розовая.	»	»	»	0.5
»	»	»	Очень слабо розовая. Слабо розовая.	»	Ярко розовая. Малиновая.	»	Розовая.	»	1
»	»	»	Слабо розовая. Розовая.	»	Ярко розовая. Малиновая.	»	Малиновая.	»	2.5
Очень слабо розовая.	»	»	Розовая.	»	Ярко розовая. Малиновая.	»	Мутнорозовая. То же.	»	5
Слабо розовая, переходящая в розовую.	»	»	Ярко розовая.	»	Ярко малиновая.	»	»	»	8
Слабо розовая, переходящая в яркорозовую.	»	»	Ярко розовая.	»	Ярко малиновая.	»	»	»	10
Розовая, переходящая в малиновую.	»	»	Ярко розовая.	»	Ярко малиновая.	»	»	»	50
Ярко розовая, переходящая в яркомалиновую.	»	»	Ярко розовая.	»	Ярко малиновая.	»	»	»	100
Ярко розовая, переходящая в яркомалиновую.	»	»	Ярко розовая.	»	Ярко малиновая.	»	»	»	500
Ярко розовая, переходящая в яркомалиновую.	»	»	Ярко розовая.	»	Ярко малиновая.	»	»	»	1000

¹ Концентрации азотистого натрия меньше, чем 0.1 мг/л, данной реакцией не фиксируются при условии проведения ее в течение 5 минут.

Необходимо параллельно с культурами ставить в термостат 1—2 контрольные колбы, в которых проводят те же реакции, что и в посевах.

Определение содержания нитрифицирующих бактерий как в воде, так и в донных отложениях можно вести на гелевых пластинках, по С. Н. Виноградскому, приготовленных следующим образом. Разбавляют дистиллированной водой химически чистую соляную кислоту до удельного веса 1.1 (удельный вес определяется ареометром) и отдельно растворимое стекло (лучше брать кремнекислый натрий) до того же удельного веса. Соединяют разведенные соляную кислоту и жидкое стекло в отношении 1 : 1, приливая к соляной кислоте осторожно при постоянном помешивании жидкое стекло. Смесь хорошо перемешивают и разливают в чашки Петри. Через несколько часов смесь застывает в плотную студнеобразную массу. По Лазареву, для избежания появления в толще геля чечевицеобразных пустот, растворы соляной кислоты и кремнекислого натра надо нагреть до кипения и сливать их горячими непосредственно в чашки Петри.

Приготовленные таким способом гелевые пластинки содержат большое количество хлоридов и обладают сильно кислой реакцией, что устраняется промыванием их в воде в течение 2—3 суток. Чашки Петри открывают, складывают в большие глубокие кристаллизаторы или тазы с водой, которую меняют несколько раз в день, или ставят чашки под водопроводный кран, устраивая ток воды таким образом, чтобы вода не била по пластинкам. После промывки чашек с гелевыми пластинками холодной водой, их промывают еще несколько раз горячей дистиллированной водой. Отмывание можно считать законченным, когда взятый из одной из чашек кусочек геля при помещении в каплю раствора бромтимол-блау покажет зеленое окрашивание, т. е. нейтральную реакцию.

Гелевые пластинки могут быть получены и другим способом — из тетраэтилового эфира ортокремниевой кислоты $[\text{Si}(\text{OC}_2\text{H}_5)_4]$ и этилового спирта, которые соединяют в равных объемах (Ingellman a. Laurell, 1947). В полученную смесь вливают 6 объемов воды. Воду прибавляют порциями при постоянном помешивании (чтобы избежать появления пузырьков воздуха, рекомендуется употребление прокипяченной воды). Полученный раствор центрифугируют до тех пор, пока он не станет прозрачным, затем его разливают в чашки Петри. Чашки Петри подвергают затем нагреванию в автоклаве при 120°C в течение 30—40 минут. Пластинки не должны быстро охлаждаться во избежание растрескивания. Пластинки тщательно, с соблюдением условий стерильности, промывают стерильной водой для удаления остатков эфира и спирта. Дальнейшая обработка гелевых пластинок идет обычным образом.

Полученные тем или иным образом пластинки стерилизуют, или опуская их в кипящую воду, или в автоклаве под давлением. Затем их пропитывают или концентрированной в 10 раз средой Виноградского, нанося на каждую чашку по 2 мл, или 0.5%-м раствором NH_4MgPO_4 , нанося в этом случае 10 мл. И ту и другую среду наносят на гель горячей.

В первом случае готовят следующий раствор:

Дистиллированной воды	200 мл
Фосфорнодвукалиевой соли	0.5 г
Сернокислого магния	0.3 г
Хлористого натрия	0.3 г
Сернокислого железа (закисного)	0.02 г
Сернокислого марганца	0.02 г
Соли цинка, титана, молибдена, алюминия (одна из этих солей)	следы

На пропитанные этим раствором чашки наносят 1 мл стерильного 5%-го раствора сернокислого аммония и подсушивают в термостате,

пока поверхность сушится. В случае переноса в воду.

Посевы наносят на гелевые пластинки (1 мл). Посевы делают правильными. Чашки Петри ставят в термостат, иначе произойдет из геля вода, фильтроваль-

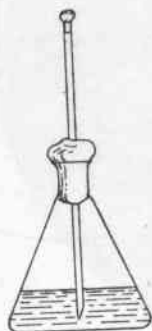
судить по наносятся вследствие второй под д эти сперва темнотой бактерий тельную реакцию светления,

При работе с аммонийным кусочек геля на аммиак, которое состоит из 1—2 ждую пробу пропитанный так как раз щелочности

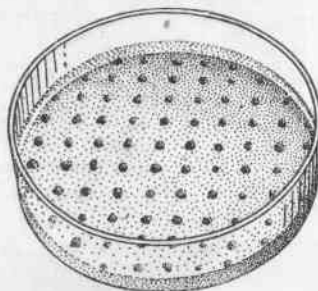
Положительные наблюдения, что процесс руживает в

пока поверхность пластинок не станет матовой. Нельзя допускать пересушивания пластинок, так как это влечет за собой их растрескивание. В случае пересушивания можно прибавить на пластинку 1—2 мл стерильной воды.

Посевы на гелевые пластинки производят тарированной петлей, нанося ею определенное количество посевного материала (для воды — обычно 1 мл). Посевной материал (капельки воды или комочки грунта) наносят правильными линиями на равном расстоянии друг от друга (фиг. 48). Чашки Петри с засеянным гелем помещают во влажные камеры, так как иначе происходит высыхание и растрескивание геля. Выделяющаяся из геля вода удаляется с крышек чашек Петри стерильными полосками фильтровальной бумаги. О количестве развившихся колоний можно



Фиг. 47.
Монтировка
слайда с сер-
ноокислым
аммонием.



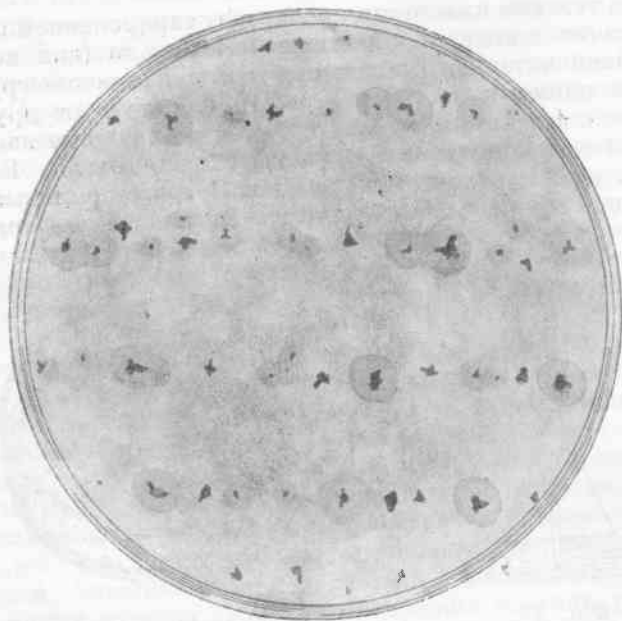
Фиг. 48. Засев чашки с
гелем комочками грунта.

судить по количеству так называемых зон просветления, которые получаются вследствие растворения мела в первой среде или NH_4MgPO_4 во второй под действием образующейся азотистой кислоты (фиг. 49). Колонии эти сперва бесцветны, затем они становятся желтоватыми и, наконец, темнобурыми. Микроскопический просмотр колоний обнаруживает нитрозных бактерий. Гель, взятый в зоне просветления, показывает положительную реакцию на азотистую кислоту. Колонии, имеющие зоны просветления, просчитываются при помощи лупы.

При работе со средой Виноградского необходимо следить за исчезновением аммиака, для чего у края чашки платиновой петлей вырезается кусочек геля и помещается в каплю с реактивом на аммиак. Если реакция на аммиак отрицательная, то необходимо провести подкармливание, которое состоит в том, что в образовавшееся углубление добавляют 1—2 капли 10%-го раствора серноокислого аммония. Лучше капли 1—2 капли 10%-го раствора серноокислого аммония. Лучшее ка- ждую пробу (воды или грунта) засевают на 4 чашки Петри (две — с гелем, пропитанным средой Виноградского, и две — раствором NH_4MgPO_4), так как различные виды нитрозных бактерий требуют среду различной щелочности.

Положительная реакция на азотистую кислоту, полученная при наблюдении над культурами 3—4 раза, может служить показанием идущего процесса в том случае, если микроскопическое исследование обнаруживает наличие нитрозных бактерий.

В водоемах чаще встречаются расы, близкие к *Nitrosomonas europaea* Winogradsky, отличающиеся одна от другой размерами. Форма их клеток овальная или кокковидная (фиг. 50).



Фиг. 49. Образование зон растворения мела нитрозирующими бактериями, развивавшимися вокруг комочков грунта.

Нитрификация II фазы

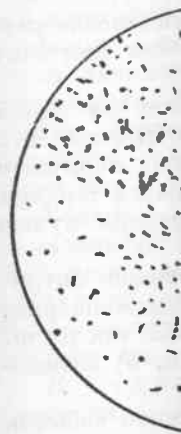
Для определения наличия в водоеме нитрифицирующих бактерий II фазы делают посевы в среду Виноградского следующего состава:

Дистиллированной воды	1000 мл
Азотистонариевой соли	1 г
Безводной соды	1 г
Поваренной соли	0.5 г
Фосфорнодвукалиевой соли	0.5 г
Сернокислого магния	0.3 г
Железного купороса	0.4 г

При приготовлении этой среды должно быть обращено большое внимание на химическую чистоту используемых реактивов. Поэтому перед приготовлением среды все реактивы должны быть проверены. Для этого готовят в небольших количествах растворы реактивов (1 г/л) на дистиллированной воде и проводят в них реакции на нитраты. В случае загрязнения нитратами какой-либо соли, ее следует перекристаллизовать. Так как чаще всего такую примесь содержит азотистонариевая соль, то здесь приводим способ перекристаллизации этой соли по Ю. В. Карякину (1936):

Для очистки продажного (96—97%) продукта растворяют 500 г соли в 750 мл воды при подогревании, фильтруют, и, упарив фильтрат до

начала выделения. Кристаллы чистой Виноградского раствора вымывают до начала выделения. Стерилизуют до начала выделения. Кристаллы чистой Виноградского раствора вымывают до начала выделения. Стерилизуют до начала выделения.



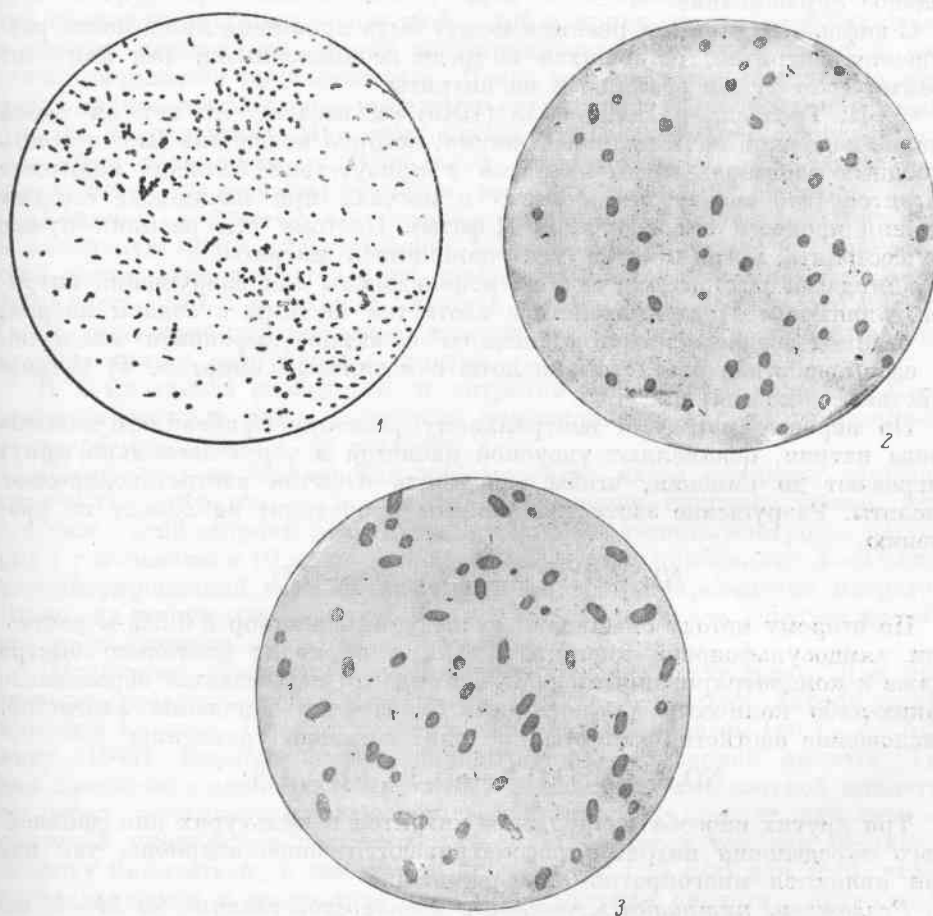
Фиг. 50. Растение

лизацию следуют в сухом нитратов.

Приготов Виноградского вымытые х водой. Стер

Наличие азотистой к возбудителе

начала выделения кристаллов (пленка на поверхности), охлаждают. Кристаллы чистого препарата отсасывают на бумажном фильтре в бюхневской воронке, а маточные растворы последовательно 1—2 раза выпаривают до начала кристаллизации. Выход чистого (100%) препарата равен приблизительно 400 г. При недостаточной очистке перекристал-



Фиг. 50. Различные расы *Nitrosomonas* Winogradsky. (Увел. 1800; по С. Н. Виноградскому).

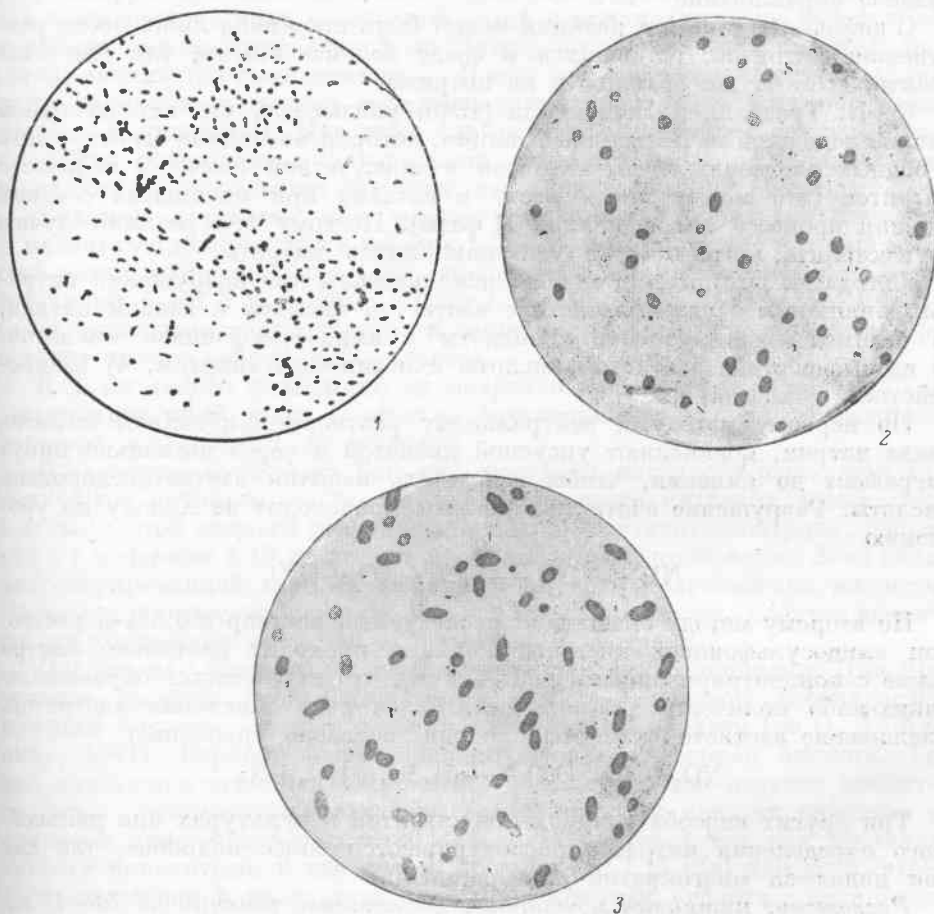
1 — клетки кокковидные; 2, 3 — клетки овальные.

лизацию следует повторить. Полученный чистый препарат следует хранить в сухом месте и время от времени повторять проверку его на наличие нитратов.

Приготовленную питательную среду разливают по 50 мл в колбы Виноградского или в конические колбочки, предварительно тщательно вымытые хромовой смесью и хорошо сполоснутые дистиллированной водой. Стерилизуют эту среду в автоклаве при 120° 15 минут.

Наличие процесса нитрификации II фазы отмечается по исчезновению азотистой кислоты, по появлению солей азотной кислоты и по наличию возбудителей. Для обнаружения азотистой кислоты пользуются указан-

начала выделения кристаллов (пленка на поверхности), охлаждают. Кристаллы чистого препарата отсасывают на бумажном фильтре в бюхневской воронке, а маточные растворы последовательно 1—2 раза выпаривают до начала кристаллизации. Выход чистого (100%) препарата равен приблизительно 400 г. При недостаточной очистке перекристал-



Фиг. 50. Различные расы *Nitrosomonas* Winogradsky. (Увел. 1800; по С. Н. Виноградскому).

1 — клетки кокковидные; 2, 3 — клетки овальные.

лизацию следует повторить. Полученный чистый препарат следует хранить в сухом месте и время от времени повторять проверку его на наличие нитратов.

Приготовленную питательную среду разливают по 50 мл в колбы Виноградского или в конические колбочки, предварительно тщательно вымытые хромовой смесью и хорошо сполоснутые дистиллированной водой. Стерилизуют эту среду в автоклаве при 120° 15 минут.

Наличие процесса нитрификации II фазы отмечается по исчезновению азотистой кислоты, по появлению солей азотной кислоты и по наличию возбудителей. Для обнаружения азотистой кислоты пользуются указан-

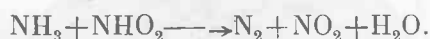
ными выше реактивами; для обнаружения азотной обычно рекомендуется пользоваться бруцином или дефиниламином. В каплю концентрированной серной кислоты, помещенной в углубление фарфоровой пластинки, вносят кристаллик бруцина и затем каплю культуры. В присутствии нитратов наступает, в зависимости от их количества, розовое или вишнево-красное окрашивание.

С дифениламином эта реакция может быть проведена лишь после разрушения нитритов, оставшихся в среде неокисленными, так как этот реактив дает ту же реакцию и на нитриты.

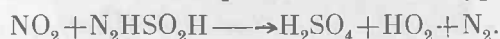
Ф. П. Тредвелл и Б. Т. Голл (1946) указывают, что нет ни одной вполне надежной качественной реакции, которая позволяла бы открывать в водных растворах следы нитратов в присутствии больших количеств нитритов (что может иметь место в посевах при начальных стадиях течения процесса нитрификации II фазы). Поэтому эти реакции лучше осуществлять, когда в среде уже накопились нитраты.

Методами, которые могут быть использованы для разрушения нитритов, являются: 1) взаимодействие азотистой кислоты с азидом натрия, 2) взаимодействие азотистой кислоты с амидосульфоновой кислотой, 3) взаимодействие азотистой кислоты с метиловым спиртом, 4) взаимодействие с мочевиной.

По первому методу к нейтральному раствору прибавляют избыток азиды натрия, подкисляют уксусной кислотой и через несколько минут нагревают до кипения, чтобы разрушить избыток азотистоводородной кислоты. Разрушение азотистой кислоты происходит на холоду по уравнению



По второму методу смешивают исследуемый раствор с 0.5%-м раствором амидосульфоновой кислоты. Реакция проходит настолько быстро (даже с концентрированными растворами), что исключается образование каких-либо количеств азотной кислоты за счет окисления азотистой. Разложение азотистой кислоты проходит согласно уравнению



Три других способа разрушения нитритов в культурах для дальнейшего определения нитратов рассматриваются более подробно, так как они являются многократно проверенными.

Разложение нитритов мочевиной с постановкой реакции на 16—18 часов (по О. А. Алекину, 1941). Готовят ряд пробирок, тщательно вымытых хромовой смесью и высушенных. Их помещают на обычный штатив и на каждой пробирке делают надпись номера культуры, которая будет подвергнута исследованию. В каждую пробирку всыпают отвешенные 0.1 г мочевины, добавляют по 7 мл дистиллированной воды, вносят 1 мл исследуемой культуральной жидкости и самым последним (лучше если это делать на холоду) 2 мл серной кислоты, разведенной дистиллированной водой в отношении 1 : 1. Пробирки с этой смесью оставляют стоять на 16—18 часов, обычно до следующего дня. Нитриты за указанное время полностью разрушаются. На другой день в приготовленных смесях можно проводить определения нитратов. Для этого берут по 1 мл смеси, основная среда здесь уже является разведенной в 10 раз.

Разложение нитритов мочевиной в течение 15—20 минут (по Бетгеру). Для каждого посева здесь надо заранее приготовить по 2 вымытых хромовой смесью и тщательно отполосканных пробирки. В одну

из них наливают воду в отношении 1 : 1 к дистиллированной жидкости. В эту жидкость растворяют 0.1 г нитрита, которую помещают в пробирку порциями с водой, когда начинают прекращать считать за окисление. Изводится ртуть, переходящая к

Удаление

В маленькую сена метка, добавляют смесь тщательным образом исходит пол

К 1 мл дистиллированного раствора и

Постановка количества известным с эфиром 1 г мочевины концентрированной. Вычислив количество его из кол

Определение

ведения реакции в серной кислоте, кину, 1941) как продакт перед с примесей кислоты ки образован азотную ки чении.

По полу реактива. К мерную колбу амина, доли концентрированного амина колб

Готовый необходимо ниламин при использовании равна 0.001 амином молекулярство образ

из них наливают 2 мл серной кислоты, разведенной дистиллированной водой в отношении 3 : 1. В другую всыпают 1 г мочевины, прибавляют 7 мл дистиллированной воды, наконец вносят 1 мл исследуемой культуральной жидкости и размешивают все чистой стеклянной палочкой до полного растворения мочевины. Затем приступают к реакции разрушения нитритов, которую проводят на холоду. Для этого пробирку с серной кислотой помещают в стакан с холодной водой и приливают в нее небольшими порциями содержимое второй пробирки, останавливаясь каждый раз, когда начинается выделение газа. После добавления последней порции, когда прекратится сильное выделение газов, разрушение нитритов можно считать законченным. И в этом случае при разрушении нитритов производится разведение культуральной жидкости в 10 раз, после чего переходят к определению нитратов, взяв для этого 1 мл раствора.

Удаление нитритов при помощи метилового спирта (по Фишеру). В маленькую коническую колбочку в 20—30 мл, на стенке которой нанесена метка, отмеривающая 4 мл, помещают 3 мл исследуемой культуры, добавляют 1 мл 2 н. серной кислоты и затем 2 мл метилового спирта. Смесь тщательно перемешивают и выпаривают до метки; при этом происходит полное разрушение нитритов.

К 1 мл такого свободного от нитритов раствора добавляют 8.75 мл дистиллированной воды, тщательно перемешивают и 1 мл разведенного раствора испытывают на нитраты.

Постановка контроля. Так как мочевины часто содержит заметные количества нитратов, то всегда при разложении нитритов новым неизвестным с этой стороны реактивом, необходимо ставить контроль: растворив 1 г мочевины в 10 мл дистиллированной воды, прибавляют 2—3 капли концентрированной серной кислоты и проводят определение нитратов. Вычислив количество нитратов в контрольном реактиве, следует вычесть его из количества нитратов в исследуемом растворе.

Определение нитратов после разрушения в среде нитритов. Для проведения реакции необходимо иметь 0.017%-й раствор дифениламина в серной кислоте. Реактив готовится следующим образом (по О. А. Алекину, 1941). Берется чистая концентрированная серная кислота, так как продажная серная кислота часто содержит следы азотной кислоты, то перед составлением реактива серную кислоту следует очистить от примесей кипячением в течение 15—20 мин. Перед тем как поставить кислоту кипятиться, в нее нужно добавить KCl (5 г/л) для того, чтобы образовавшаяся в результате кипячения соляная кислота восстановила азотную кислоту до газообразных окислов азота, удаляющихся при кипячении.

По получении такой очищенной кислоты приступают к приготовлению реактива. На аналитических весах отвешивают и помещают в литровую мерную колбу 170 мг химически чистого кристаллического дифениламина, доливают 150 мл дистиллированной воды, а затем 50—100 мл концентрированной серной кислоты. После полного растворения дифениламина колбу заполняют до метки концентрированной серной кислотой.

Готовый реактив должен иметь совершенно прозрачный вид. Его необходимо хранить в темной посуде с притертой пробкой, так как дифениламин под действием света разлагается. Чувствительность реактива при использовании его для определения нитратов в среде Виноградского равна 0.001 г/л NaNO_3 . При проведении реакции на нитраты дифениламином можно приблизительно (пользуясь табл. 5) определить количество образованных бактериями нитратов. В таблице приведены изме-

Таблица 5

Полуколичественное (при помощи 0.017%-го раствора дифениламина в концентрированной серной кислоте) определение нитратов, образованных нитрифицирующими бактериями в среде Виноградского (по Л. Н. Пшенину)

Разведение	Характер окраски кольца				Количество нитратов (в мг/л) в культуре после разложения нитритов ¹	
	сразу	через 1 минуту	через 3 минуты	через 5 минут	мочев.	метил. сп.
1-е разведение (1 мл исследуемой культуральной жидкости + 9 мл дистиллированной воды).	Нет.	Нет.	Нет.	Едва заметные следы кольца.	—	—
	Едва заметные следы кольца.	Слабо голубое кольцо.	Голубое.	Ярко-голубое.	2	3
	Голубое.	Ярко-голубое.	Ярко-голубое.	Синее.	8	8.7
	Ярко-голубое.	Синее.	Яркосинее.	Темносинее.	23	24
	Синее.	Яркосинее.	Яркосинее.	Темносинее.	50	50
2-е разведение (1 мл 1-го разведения + 9 мл дистиллированной воды).	Яркосинее.	Черно-синее.	Черно-синее.	Черно-синее.	75	75
	Слабоголубое.	Голубое.	Ярко-голубое.	Синее.	100	100
	Ярко-голубое.	Синее.	Яркосинее.	Темносинее.	250	250
	Синее.	Темносинее.	Черно-синее.	Черно-синее.	500	500
	Яркосинее.	Черно-синее.	Черно-синее.	Черно-синее.	750	750
	Темносинее.	Черно-синее.	Черно-синее.	Черно-синее.	1000	1000

¹ Цифры даны в пересчете на содержание NO_3^- в мг на 1 л среды.

нения окраски в концентрированной серной кислоте, содержащей дифениламин. При этом в зависимости от содержания нитратов в среде Виноградского (по Л. Н. Пшенину) окраска колец на границе раздела фаз в от-

рабатывают его с приблизитель-

Если сравнение при 10-кратном разведении, добавив 9 мл раствора сравняют

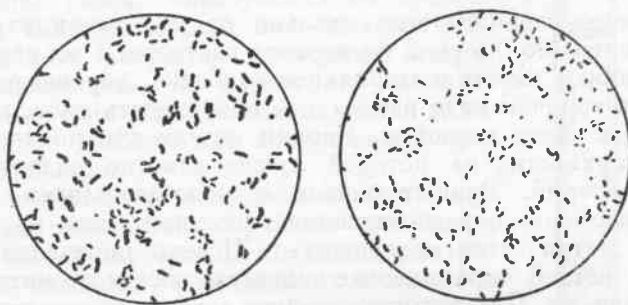
После разведения на нитриты помещают в концентрированной серной кислоте (осторожно, при наличии

Точное содержание нитритов

Однако процесс нитрификации и ускоренно широко распространяющиеся неподвижные единичные колонии

Количество произведенных колоний на 1 мл зом. Готовя

нения окраски кольца, получающегося на границе жидкостей при различном содержании нитратов в среде. Ход определения следующий. В пробирку, установленную на штативе, наливают 1 мл исследуемой культуральной жидкости, в которой одним из вышеуказанных способов разрушены нитриты. Добавляют затем 1 каплю 20%-го раствора NaCl. Затем пипеткой набирают 2 мл 0.017%-го раствора дифениламина в серной кислоте и осторожно выливают его по стенке пробирки, не капая на поверхность раствора и не сотрясая пробирку. В присутствии нитратов на границе двух жидкостей возникает синее кольцо, интенсивность окраски которого зависит от содержания нитратов. Наблюдая на белом фоне в отраженном свете характер изменения окраски кольца, сравни-



Фиг. 51. *Nitrobacter Winogradsky*. (Увел. 1500).

вают его с табличными данными первого разведения, что позволяет приблизительно определить количества нитратов в мг/л среды.

Если сразу появится темносинее или черно-синее кольцо, то определение при этом первом разведении вести нельзя, нужно сделать второе разведение, для чего в отдельной пробирке к 1 мл первого разведения добавить 9 мл дистиллированной воды, перемешать и в 1 мл разведенного раствора снова повторить определение нитратов. Полученную картину сравнивают с данными табл. 5 для второго разведения.

После разрушения нитритов можно произвести качественную реакцию на нитраты другим путем. В углубление фарфоровой пластинки поместить кристаллик дифениламина, на который затем нанести каплю концентрированной серной кислоты. По растворении дифениламина осторожно сбоку наносят каплю культуры (в которой разрушены нитриты). При соединении капель (избегать размешивания) появляется при наличии нитратов синее пятно.

Точное определение количества образованных в культурах нитратов и нитритов может быть произведено помощью фотоэлектроколориметров.

Однако одних химических реакций недостаточно для установления процесса нитрификации. Обязателен микроскопический просмотр культур и установление наличия возбудителей процесса. В водоемах широко распространенным является *Nitrobacter Winogradsky* — короткие неподвижные палочки, $1.0-1.2 \times 0.6-0.8 \mu$, граммотрицательные, единичные или соединенные в небольшие цепочки и группы (фиг. 51).

Количественное определение содержания нитратных микробов может быть произведено, кроме метода титров, так же подсчетом выросших колоний на гелевых пластинках. Для этого поступают следующим образом. Готовят два раствора:

1-й раствор

Дистиллированной воды	200 мл
Фосфорнодвукальевой соли	0.5 г
Сернокислого магния	0.3 г
Хлористого натрия	0.3 г
Сернокислого железа (закисного)	0.02 г
Сернокислого марганца	0.02 г
Соли цинка, титана, молибдена или алюминия (одной из этих солей)	следы

2-й раствор

Дистиллированной воды	200 мл
Азотистокальевой соли	6 г

Эти растворы стерилизуют, отдельно от них стерилизуют хорошо растертый каолин (по 0.5 г). 2 мл первого раствора, 1 мл второго и 0.5 г каолина соединяют вместе в стерильной колбочке, хорошо размешивают, нагревают и в горячем виде наносят на поверхность геля, приготовленного указанного выше способом. Каолин вносят для получения ровной эмалевой поверхности, на которой лучше заметно развитие колоний нитратных бактерий. Вращательными и колебательными движениями достигают равномерного распределения внесенной смеси на поверхности геля. Чашки Петри затем подсушивают. Посевы производят внесением тарированной петлей определенных количеств посевного материала, раскладываемого рядами. Подсчитывают мелкие сероватые, округлые колонии (слегка зернистые), содержащие нитратных бактерий, вокруг которых гель дает положительную реакцию на азотную кислоту.

Д е н и т р и ф и к а ц и я

Процесс денитрификации — процесс восстановления нитратов в нитриты, в аммиак и далее до молекулярного азота — вызывается различными микроорганизмами, широко распространенными в природе.

Наличие денитрифицирующих бактерий в водоеме может быть определено посевами воды и грунтов в жидкую селективную среду. Наиболее часто используется для этой цели среда Гильтая.

Готовят 2 раствора:

1-й раствор

Дистиллированной воды	500 мл
Аспарагина	0.5 г
Глюкозы	10 г
Азотнокальевой соли	2 г

2-й раствор

Дистиллированной воды	500 мл
Лимоннокислого натра	2.5 г
Фосфорнооднокальевой соли	2 г
Сернокислого магния	2 г
Хлористого кальция	0.2 г
Хлорного железа	Следы

Растворы сливают вместе, добавлением насыщенного раствора двууглекислого натра устанавливают реакцию до pH 7.0. Рекомендуется прибавить к среде несколько мл индикатора бром-тимол-блау для того, чтобы следить за ходом процесса также и по изменению реакции среды (при развитии денитрифицирующих бактерий pH сильно сдвигается в щелочную сторону). Среду разливают высоким слоем в пробирки (про-

цесс идет лучше тативные анаэробом.

Для определения рующих бактерий ных разведений питательную с количествами по Засеянные при 25—30° С.

Наличие по выделениям ности среды по исчезновении тов, их исчез. Для проведения реактивы, как песса нитрификации.

Микроскопическо зывает, как в посевах. Д фицирующих необходимо. Выделение пр но в условиях или в условиях. Для этого мо стерильным фицирующих по разрывам газов.

В водоем обнаружены рии, источники элементарная кислоту. Для быть испол

Воды
Серы
Азот
Фосф
Дву
Мела

Среду ра и т. п.), нап ками среду цию произв ной питате вают каучу помещают в денитрифик нается выде

цесс идет лучше в анаэробных условиях, так как возбудители его факультативные анаэробы). Стерилизацию проводят 3 дня по 30 минут текучим паром.

Для определения содержания денитрифицирующих бактерий пользуются методом предельных разведений (методом титров). Вышеуказанную питательную среду засевают возрастающими количествами посевного материала (воды, грунта). Засеянные пробирки ставят в термостат при 25—30° С.

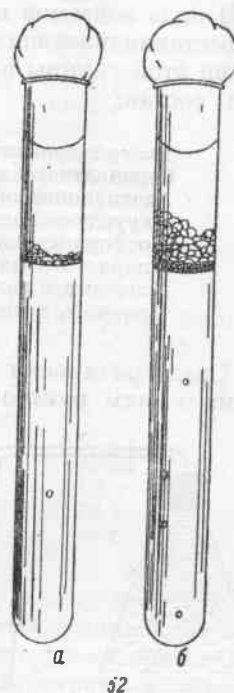
Наличие процесса денитрификации отмечают: по выделению газов, образующих на поверхности среды пену различной высоты (фиг. 52), по исчезновению нитратов, появлению нитритов, их исчезновению, по появлению аммиака. Для проведения этих реакций используются те же реактивы, какие указаны для исследования процесса нитрификации.

Микроскопическое исследование осадка показывает, какие возбудители процесса развились в посевах. Для установления же видов денитрифицирующих бактерий, развившихся в посевах, необходимо выделение их в чистые культуры. Выделение проводится на агаре того же состава, но в условиях, указанных для культур анаэробов, или в условиях затрудненного доступа воздуха. Для этого можно чашки Петри с посевами залить стерильным водным агаром. Колонии денитрифицирующих бактерий могут быть различаемы по разрывам агара, вследствие выделения ими газов.

В водоемах различного характера могут быть обнаружены также денитрифицирующие бактерии, источником энергии для которых является элементарная сера, окисляемая ими в серную кислоту. Для обнаружения этих бактерий может быть использована следующая среда Бейеринка:

Воды исследуемого водоема	1000 мл
Серы (серного цвета)	100 г
Азотнокислого калия	0.5 г
Фосфорновудукальневой соли	0.2 г
Двууглекислого натрия	0.2 г
Мела	20 г

Среду разливают в посуду с притертыми пробками (баночки, склянки и т. п.), наполняя их на $\frac{2}{3}$. При отсутствии склянок с притертыми пробками среду разливают высоким слоем в высокие пробирки. Стерилизацию производят текучим паром. После посевов склянки доливают запасной питательной средой, простерилизованной в другой посуде, и закрывают каучуковыми пробками с отводными трубками. Засеянные среды помещают в термостат при 30° С. При наличии в водоеме возбудителей денитрификации — *Thiobacillus denitrificans* — через 4—5 суток начинается выделение пузырьков азота и его окислов. Одновременно с этим



52

Фиг. 52. Образование пены в культурах денитрифицирующих бактерий.

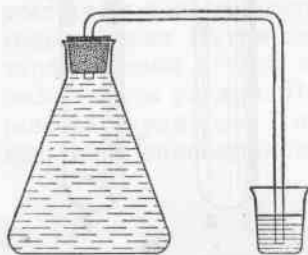
а — начало процесса;
б — развитие процесса.

может быть отмечено исчезновение нитратов (реакция с дифениламином) и появление сульфатов, которые обнаруживаются прибавлением к среде нескольких капелек 1%-го раствора BaCl_2 (при подкислении разбавленной соляной или азотной кислотой выпадает белый осадок BaSO_4).

В ряде водоемов имеются условия для развития денитрифицирующих и восстанавливающих серноватистокислые соли бактерий. Для обнаружения этой группы посевы производят в среду Лиске, имеющую следующий состав:

Дистиллированной воды	1000 мл
Серноватистокислого натра	5 г
Азотнокалиевой соли	5 г
Двууглекислого натра	1 г
Фосфорнодвукалиевой соли	0.2 г
Хлористого магния	0.1 г
Хлористого кальция	следы
Хлорного железа	

Среду разливают в высокие цилиндры или колбы (фиг. 53) с подобранными к ним резиновыми пробками, снабженными отводными трубками для выделяющихся газов. После посевов



Фиг. 53. Постановка культуры денитрифицирующих, восстанавливающих серноватистые соединения бактерий. (По В. Л. Омелянскому).

свободный конец отводной трубки погружается в жидкий парафин или в ртуть. Цилиндры (или колбы) ставят в термостат при 25°C . Уже через несколько дней в цилиндрах (колбах) на некотором расстоянии от поверхности появляется более или менее опалесцирующая зона, содержащая в массе денитрифицирующие с восстановлением серноватистокислых соединений бактерии.

Фиксация азота

Процессы связывания свободного азота микроорганизмами имеют огромное значение в азотном балансе водоемов.

Азотфиксаторы являются одним из важных факторов продуктивности водоемов.

При исследовании процессов фиксации азота обычно выясняют наличие двух групп бактерий, фиксирующих азот: 1) аэробов (видов рода *Azotobacter*) и 2) анаэробов (*Clostridium Pasteurianum*).¹

Содержание азотфиксирующих бактерий производится методом титров (путем посевов различных количеств воды или грунта в жидкие среды) или путем подсчета колоний, выращиваемых на кремневых пластинках, пропитанных соответствующей средой.

Здесь приводятся рецепты нескольких питательных сред для азотобактера.

Очень хорошо растет азотобактер на среде М. В. Федорова (1951), имеющей следующий состав:

¹ Существует еще ряд бактерий, способных в той или иной степени фиксировать азот, менее специализированных к этой функции, чем указанные два основных азотфиксатора.

Мы неизм
развитие) на

Прибавле
азотобактера
кой. Для при
отвешивают
1 л воды и с
жидкость че
очень медлен
вают в склян
ния среды п

Во всех
сахарозой, м
щество манн
медленнее с
получает не

¹ Для при
которые содер
всего брать т

Маннита или инвертного сахара	20 г
K_2HPO_4	0.3 г
$CaHPO_4$	0.2 г
$MgSO_4$	0.3 г
K_2SO_4	0.2 г
$NaCl$	0.5 г
$FeCl_3$	0.1 г
$CaCO_3$	5.0 г
H_3BO_3	0.005 г
$MnSO_4$	0.003 г
$ZnSO_4$	0.002 г
$Al_2(SO_4)_3$	0.003 г
KJ	0.005 г
$NaBr$	0.0005 г
$(NH_4)_2MoO_4$	0.0005 г
Воды дистиллированной	1 л

Мы неизменно получали хорошие результаты (быстрый рост, пышное развитие) на среде следующего состава:

Водопродной воды (лучше воды исследуемого водоема)	900 мл
Иловой или почвенной вытяжки ¹	100 мл
Фосфорнодвукалийной соли	0.3 г
Маннита (или инвертного сахара)	20 г
Мела	5 г

Прибавление иловой вытяжки к среде необходимо в силу потребности азотобактера в ряде микроэлементов, которые и вводятся с иловой вытяжкой. Для приготовления иловой вытяжки берут грунт водоема или почву, отвешивают в большую коническую колбу 1 кг этого субстрата, наливают 1 л воды и ставят в автоклав на 30 минут при $115^\circ C$. Затем фильтруют жидкость через плотный складчатый фильтр. Фильтрация идет обычно очень медленно, и фильтрат получается прозрачный. Фильтрат разливают в склянки, стерилизуют в автоклаве и используют для приготовления среды по мере надобности.

Среда Костычева

Воды	1000 мл
Фосфорнодвукалийной соли	0.5 г
Сернокислого магния	0.5 г
Хлористого натрия	0.5 г
Сернокислого железа	0.2 г
Окси алюминия	0.1 г
Мела	0.2 г
Маннита	20 г

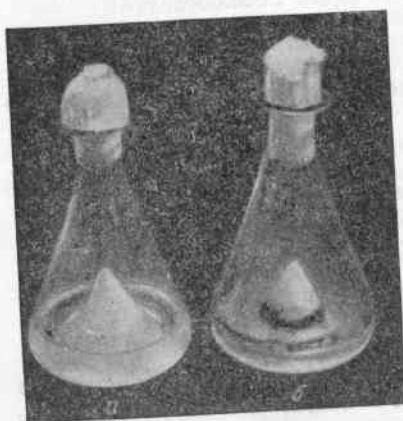
Во всех средах маннит может быть заменен крахмалом, декстрином, сахарозой, мальтозой, глюкозой и другими сахарами. Основное преимущество маннита в питательных средах заключается в том, что маннит медленнее сбраживается другими бактериями, и поэтому азотобактер получает некоторые преимущества и успевает развиваться. Однако суще-

¹ Для приготовления вытяжки пригодны не всякие илы или почвы, а только те, которые содержат в себе необходимые для развития азотобактера элементы. Лучше всего брать тучную огородную почву.

ствуют «маннит-негативные» расы азотобактера, которые не менее широко распространены в природе, чем расы «маннит-позитивные». В этих случаях, т. е. при наличии в водоеме «маннит-негативных» рас, их присутствие может быть выявлено только на средах с другими источниками углерода, а не на манните. Азотобактер лучше развивается в жидкой среде, если в нее помещен сложенный конусом фильтр (рис. 54, а). Азотобактер пышно растет на фильтре, на границе жидкости (рис. 54, б).

Жидкие среды (ту или другую) разливают в колбы тонким слоем и стерилизуют 3 дня по 20 минут текучим паром.

Колбы с засеянной средой держат в термостате при 25° С. Рост азотобактера может быть установлен ежедневными наблюдениями над культурами при микроскопическом контроле, начиная с 3—4-го дня после посева.



Фиг. 54. Колбы с жидкой средой и фильтром для посева азотобактера. а — до посева; б — рост азотобактера.

При наличии азотобактера на поверхности среды развивается жирная пленочка, в случае развития *Azotobacter chroococcum* постепенно буреющая. Характерные крупные клетки азотобактера (фиг. 55) легко определяются под микроскопом при просмотре препаратов из пленочки. Микроскопический просмотр надо вести не позднее, чем через 3 суток после посева, так как в культурах, засеянных из водоемов, развиваются очень часто одновременно с азотобактером простейшие, которые интенсивно поедают клетки этих бактерий.

Определение количественного содержания азотобактера в воде и грунтах может быть произведено и на кремневых пластинках. Кремневые

пластинки готовят так, как это сказано выше, затем пропитывают или концентрированной в 10 раз средой того или иного состава и засевают. Посев водой производят тарированной петлей, нанося капельки правильными рядами на поверхность чашки. Посев грунтами делается следующим образом. В стерильный весовой стаканчик отвешивают (с соблюдением условий стерильности) 1 г грунта; в другой стерильный стаканчик наливают стерильную воду. Стеклой палочкой с загнутым крючком на одном конце, смачивая кончик в стерильной воде, берут комочек грунта из стаканчика и переносят на поверхность кремневого студня, располагая посевной материал рядами, на некотором расстоянии один от другого.

Засеянные чашки помещают во влажные камеры, в термостат при 25° С. При наличии азотобактера вокруг комочков грунта через несколько дней появляются слизистые колонии, обычно затем буреющие (фиг. 56). Микроскопический просмотр помогает определить колонии азотобактера, которые затем подсчитывают.

Точное установление процесса фиксации азота вырастающими бактериями может быть достигнуто химическим определением общего азота в засеянных и незасеянных средах (колбах с жидкой средой, пластинках геля) и сравнением полученных результатов. Определение общего азота производят путем сжигания органических веществ крепкой серной кисло-

той при нагревании веществ до углекислоты, который связанный при сгорании в точно отмеренный объем азотной кислоты.

В целях учета азота в (соли меди или железа).

Для определения отмеренный с

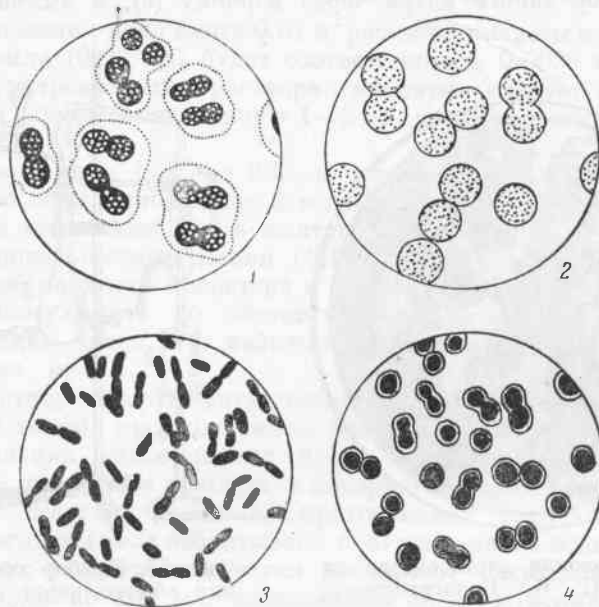
фиксирован азот с выросшими бактериями, серной кислотой в каждой чашке, в весах навески, донную колбу. При перевешивании не загрязненную пробирку навески.

Сущность. Здесь при новом (19) «количественного материала в малую (кислоты, и

той при нагревании. При этом происходит окисление органических веществ до углекислоты и воды, а азот освобождается в форме аммиака, который связывается серной кислотой, образуя аммиачную соль. Полученный при сжигании аммиак освобождается щелочью и отгоняется в точно отмеренное количество титрованной кислоты.

В целях ускорения процесса при сжигании прибавляют катализатор (соли меди или ртути) и сернокислый калий.

Для определения общего азота в жидких культурах берут точно отмеренный объем содержимого колб. При определении количества



Фиг. 55. Виды азотобактера. (Увел. 1400; по С. Н. Виноградскому, 1952).

1 — *Azotobacter chroococcum*; 2 — *A. agile*; 3, 4 — *A. vinelandii*: 3 — молодая культура в возрасте 24 часов, 4 — споры.

фиксированного бактериями азота на кремнекислом геле, засеянные с выросшими колониями и контрольные пластинки подкисляют слабой серной кислотой и осторожно высушивают при 60°. Полученную массу в каждой чашке превращают в порошок, отвешивают на аналитических весах навеску в длинной пробирке, которая затем вводится в круглодонную колбу с длинным горлышком, используемую для сжигания. При переводе сухого материала из пробирки в колбу следят за тем, чтобы не загрязнять горлышка колбы. После высыпания из нее материала, пробирку снова взвешивают и таким путем устанавливают величину навески.

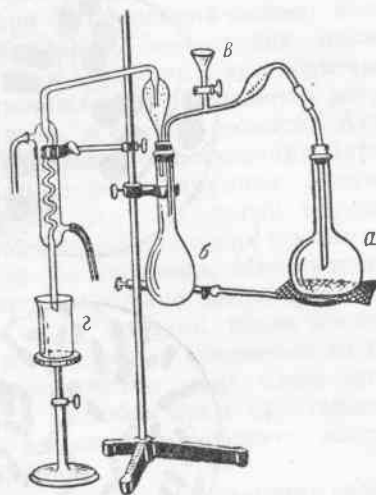
Существует много модификаций метода Кьельдаля определения азота. Здесь приводится модификация микрометода, рекомендуемая Н. Н. Ивановым (1946), которая и излагается по автору. При этом микрометодом количество прибавляемой серной кислоты зависит от навески сжигаемого материала; так, когда сжигают 3—5 мг вещества, то прибавляют в малую (50 мл) круглодонную колбу или пробирку всего 1 мл серной кислоты, в качестве катализатора 2 капли 10%-го раствора сернокислой

меди и нагревают до тех пор, пока жидкость не станет совершенно бесцветной; в некоторых случаях полного обесцвечивания можно достигнуть уже через 5 минут, иногда же для этого требуется не менее получаса. При сжигании нагревание ведут сначала на маленьком пламени, производя частое перемешивание содержимого колбы. Нагревание усиливают после того как смесь перестанет вспениваться.

«В тех же случаях, когда сжигается до 100 мг материала, серной кислоты приходится брать до 10 мл и вести операцию в 100—150-миллилитровой колбе. По окончании сжигания в колбу прибавляют крепкий (50%-й) раствор едкого натра через воронку (в), и аммиак отгоняется



Фиг. 56. Колонии азотобактера на геле. (По С. Н. Виноградскому, 1952).



Фиг. 57. Прибор для определения общего азота. (По Н. Н. Иванову, 1946).

Объяснение в тексте.

в титрованную серную кислоту [стакан (z)] с помощью водяного пара, поступающего из парообразователя (a). Благодаря этому отгонка аммиака происходит в несколько минут и без толчков».

Вся аппаратура представлена на фиг. 57 (по Н. Н. Иванову, 1946). «Водяной пар образуется в колбе a (300—500 мл), где кипит вода; несколько прибавленных кусочков пемзы умеряют толчки при кипении. Колба закрыта пробкой, в которую вставлена стеклянная трубка, идущая через резиновую пробку колбы b до ее дна (в этой же колбе b происходит сжигание анализируемого вещества); во второе отверстие пробки в колбу b вставляется трубка с предохранителем от возможного перебрасывания щелочи. Эта трубка изгибается два раза под прямым углом и опускается в кислоту, налитую в стакан (z), который стоит на штативе, и опускается и поднимается. Левое колено трубки снабжено могущем опускаться и подниматься. Через воронку (v) приливают едкого натра по расчету, холодильником. Через воронку (v) приливают едкого натра по расчету, и после того как пущен пар и началась перегонка газообразного аммиака минут 5 держат конец трубки погруженным в кислоту. Затем, когда начнется перегонка водного раствора аммиака, стакан (z) опускают, конец трубки отмыывают от кислоты водой из промывалки и перегонка ведется еще несколько минут, пока красная лакмусовая бумажка не перестанет синеть от стекающих по трубке капель перегона».

«Чтобы прибор собран, у трубки с воронкой (v), щелочь из воронки, сколько для усреднения

«Остаток к трически, согла 5К

«Для опреде тогда одна кап отмеривания т пипетками (на ожидаемого аз

«Врут в пр описанным спо (KJ), который раствора иодно 2—3 капли кра раствором гип

«Из уравнен ное количество

«0.01 н. рас твора до 1 л для пригото в той же колбе ной известью.

1 г растворимо подогревают д хлористого ка его отфильтро

«Если расти очень просто: первоначальное количество аз

При Пош

К

«Вносят по стое сжигание

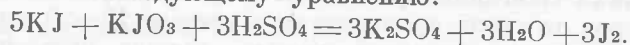
При содер менять специа теля (a) с вор ного сосуда д

Сжигание дуемого матер лых колбочка высококачеств для сжигания

5 Жизнь

«Чтобы прибавлять едкий натр в колбу *б* уже после того как прибор собран, у трубки, соединяющей колбы *а* и *б*, имеется отводная трубка с воронкой (*в*), закрывающейся стеклянным краном. Через этот кран щелочь из воронки (*в*) вводится в колбу *б*. Необходимо заранее рассчитать, сколько мл 50%-го едкого натра следует прибавить, помня, что для усреднения 98 г серной кислоты требуется 80 г едкого натра.

«Остаток кислоты, не усредненной аммиаком, определяется иодометрически, согласно следующему уравнению:



«Для определения надо иметь 0.01 н. раствора кислоты и гипосульфита, тогда одна капля (0.02 мл) будет соответствовать 0.0028 мг азота. Для отмеривания титрованного раствора кислоты следует пользоваться пипетками (на полное вытекание) в 1—2 мл, в зависимости от количества ожидаемого азота.

«Берут в приемник 1—2 мл 0.01 н. кислоты и после отгона аммиака описанным способом прибавляют 2 мл 5%-го раствора иодистого калия (KJ), который не должен иметь желтого окрашивания, и 0.1 мл 4%-го раствора иодноватокислого калия (KJO₃). Через 5 минут прибавляют 2—3 капли крахмального клейстера и выделяющийся иод титруют 0.01 н. раствором гипосульфита до обесцвечивания.

«Из уравнения видно, что избыток кислоты освобождает эквивалентное количество иода.

«0.01 н. раствор гипосульфита готовят разведением 100 мл 0.1 н. раствора до 1 л водой, прокипяченной для удаления углекислоты. Воду для приготовления гипосульфита после кипячения следует остудить в той же колбе, закрыв ее пробкой, в которую вставлена трубка с натронею известью. Раствор крахмала готовят следующим образом: 1 г растворимого крахмала взбалтывают с 40 мл горячей воды и осторожно подогревают до растворения, затем добавляют насыщенного раствора хлористого калия до 100 мл, взбалтывают и, если появляется осадок, его отфильтровывают.

«Если растворы имели одинаковую нормальность, то вычисление азота очень просто: 0.14 мг, умноженные на разницу в мл между количествами первоначально взятой кислоты и израсходованного гипосульфита, дают количество азота. Пример расчета:

Прибавлено	2 мл 0.01 н. H ₂ SO ₄
Пошло	0.85 мл 0.01 н. гипосульфита

разность 1.15 мл

Количество азота в перегоне 0.14 мг · 1.15 = 0.161 мг.

«Вносят поправку на содержание азота в реактивах, производя холостое сжигание (без материала) и отгонку и аммиака».

При содержании в среде малых количеств азота рекомендуется применять специальный прибор (фиг. 58). Прибор состоит из парообразователя (*а*) с воронкой (*б*), сосуда для стока отработанной пробы (*в*), основного сосуда для отгонки аммиака (*г*) с воронкой (*д*) и холодильника (*е*).

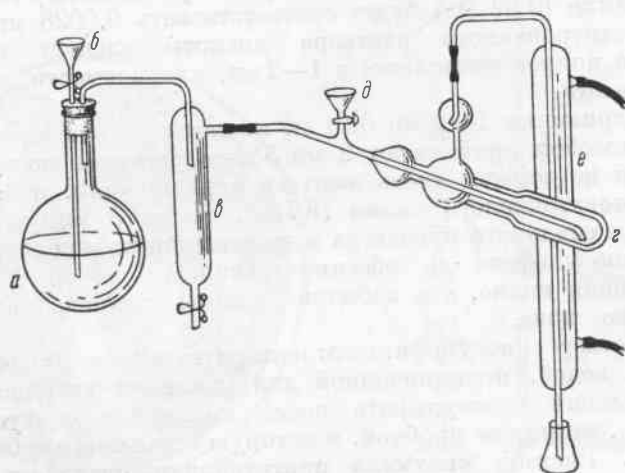
Сжигание точно отмеренного или точно отвешенного количества исследуемого материала производят в этом случае в маленьких длинногорлых колбочках, которые можно приготовить из пробирок тугоплавкого высококачественного стекла (Белозерский и Проскуряков, 1952). Обычно для сжигания берут 3—5 мл культуральной жидкости и прибавляют

на 1 мл взятого материала 1 мл смеси, состоящей из 70 мл крепкой серной кислоты, 20 мл дистиллированной воды и 10 мл 20%-го раствора сернокислой меди, и кристаллик сернокислого калия или сернокислого натрия.

Сжигание ведут обычным образом, не допуская сильного кипения и высокого поднятия пенящейся при сжигании массы. Сжигание заканчивают при полном просветлении жидкости, исчезновении бурой и появлении зеленой окраски (от меди).

По окончании сжигания приступают к отгонке аммиака.

Прибор перед отгонкой пропаривают в течение 15—20 минут. Приемник — колба, вымытая хромовой смесью, должна быть приготовлена



Фиг. 58. Прибор для определения общего азота. (По А. П. Белозерскому и Н. И. Проскурякову, 1952).

Объяснение в тексте.

заранее. В нее вливают не менее 3 мл $1/50$ н. раствора серной кислоты и 3—4 капли индикатора. Индикатор представляет собою смесь из 100 мл 0.1%-го спиртового раствора метил-рот и 25 мл 0.1%-го спиртового раствора метил-блау. Для работы берут 1 объем смеси, 1 объем спирта и 2 объема дистиллированной воды.

К сожженому материалу приливают 1 мл дистиллированной воды и, не выключая пара, проходящего через прибор, выливают взвесь в сосуд (г) через припаянную к трубке воронку (д). Колбу несколько раз ополаскивают дистиллированной водой, выливая эту воду через воронку в сосуд (г). Последний раз промывают самую воронку. Затем прибавляют 2—3 капли индикатора (в качестве индикатора может быть взята розоловая кислота — 200 мг в 100 мл 80%-го спирта). Кончик холодильника опускают в приемник. Затем через воронку (д) вливают 40—50%-й раствор едкого натра до получения нейтральной реакции, о чем судят по изменению цвета раствора. Пропускают пар из парообразователя в течение 10—15 минут, затем поднимают кончик холодильника и продолжают отгон в течение 5 минут.

Далее, титрованием определяют количество связанной аммиаком кислоты. Титрование ведут $1/50$ н. раствором едкого натра до изменения цвета титруемой жидкости из бледно-сиреневого через бесцветный в бледно-зеленый. Пример расчета:

Взято в при
 $1/50$ н. раствора
едкого натра=0
Следовательно
Затем следу

Для обнару
азота произв
в питательнук

Дест
Глюк
Фосф
Серв
Пова
Серв
Серв
Мел

Среда разл
зается течу
двумя матери
чале развития
со дна пробир
ности среды
исследование
giam. Клет
веретенообрази
длинноватые сп
можно воспол
иодом; на пре
туры, взятой
стеклом. Под
каплю раство
иода убирают
Протоплазма
вается от иода
ются и дела
фоне.

Можно нал
следующим об
несколько дней
газа, пробирки
на 7—9 дней.
giam, склеи

Содержание
также методом
Для этого гото
пропитывают
и после засева
которых выкач
ние, мел вокруг
кислот), и по
пластинки око
щипки от обра
характерные к

Взято в приемник 3 мл $1/50$ н. серной кислоты, при титровании пошло 1.2 мл $1/50$ н. раствора едкого натра, связано 1.8 мл серной кислоты. 1 мл $1/50$ н. раствора едкого натра = 0.28 мг N.

Следовательно, в сожженном материале содержалось 0.5 мг N.

Затем следует пересчитать на 1 г потребленной бактериями глюкозы.

Для обнаружения и установления титра анаэробных фиксаторов азота производят посевы возрастающими количествами материала в питательную среду Виноградского следующего состава:

Дистиллированной воды	1000 мл
Глюкозы	20 г
Фосфорнодвукальциевой соли	1 г
Сернокислого магния	0.5 г
Поваренной соли	} Следы
Сернокислой закиси железа	
Сернокислого марганца	
Мела	40 г

Среда разливается по пробиркам по 15 мл высоким слоем и стерилизуется текучим паром в автоклаве при 110° 20 минут. После засева исследуемым материалом пробирки помещают в термостат при $28-30^{\circ}$. О начале развития процесса можно судить по выделению пузырьков газа со дна пробирки. Постепенно газообразование усиливается, на поверхности среды появляется пыльная пена. Производят микроскопическое исследование осадка на наличие *Clostridium Pasteurianum*. Клетки этого вида имеют характерную веретенообразную форму и содержат внутри продолговатые споры (фиг. 59). Для их распознавания можно воспользоваться гранулезной реакцией с иодом; на предметное стекло наносят петлю культуры, взятой из осадка, и закрывают покровным стеклом. Под покровное стеклышко подпускают каплю раствора иода в иодистом калии и излишек иода убирают кусочком фильтровальной бумаги. Протоплазма *Clostridium Pasteurianum* окрашивается от иода в синий цвет, споры не окрашиваются и делаются отлично видимыми на синем фоне.



Фиг. 59. *Clostridium Pasteurianum*. (Увел. 1400).

Можно наливать в пробирки среду по 10 мл, и тогда культуры ведут следующим образом. После засева пробирки ставят в термостат на несколько дней; после того как началось обильное выделение пузырьков газа, пробирки вынимают из термостата и кладут в косом положении на 7—9 дней. На стенках пробирок образуется пленка *Clostridium Pasteurianum*, склеивающая мел, которая и берется для микроскопирования.

Содержание азотфиксирующих анаэробов может быть установлено также методом подсчета выросших колоний на кремневых пластинках. Для этого готовят ранее указанным способом кремневые пластинки, пропитывают их концентрированной в 10 раз средой Виноградского и после засева определенного количества помещают в эксикаторы, из которых выкачивают воздух. Через несколько дней начинается брожение, мел вокруг выросших колоний растворяется (благодаря образованию кислот), и получается прозрачный ореол. Кроме того, кремневые пластинки около колоний *Clostridium Pasteurianum* дают маленькие трещинки от образующихся газов. Мазки из этих колоний обнаруживают характерные клетки.

Круговорот углерода

Определение содержания клеток дрожжей и дрожжеподобных грибов в водоемах

Определение содержания клеток дрожжей и дрожжеподобных грибов при исследовании водоемов, в особенности при определении биомассы микробов, весьма существенно.

Клетки дрожжей благодаря своим крупным размерам учитываются отдельно при проведении прямого счета. Кроме того, они изучаются и методом разливок.

Наиболее благоприятной средой для учета дрожжей является сусло-агар. Исходным материалом для его приготовления является солодовое неохмеленное сусло (можно получать с пивоваренных заводов или изготавливать в лаборатории из солода). Заводское неохмеленное сусло содержит обычно 12—16% сахаров и имеет плотность 16—18° Баллинга. Для приготовления сред сусло надо разбавить водой до 8° по Баллингу. Если невозможно сделать это определение, то сусло просто разбавляется в 2 раза. Для приготовления твердой среды берут дальневосточный или архангельский агар-агар высокого качества (20 г на 1 л); отвешенный агар распускают в 500 мл воды, соединяют с 500 мл неразбавленного сусла, хорошо разбалтывают и доводят до кипения. Приготовленная таким образом среда разливается по пробиркам и стерилизуется при 110° 30 минут.

При изготовлении сусла в лаборатории 1 л воды нагревают до 48—50° С и в нее всыпают, при постоянном помешивании, 250 г молотого солода. Колбу с солодом выдерживают при указанной температуре 30 минут. По истечении этого времени температуру в колбе поднимают до 55—58° и поддерживают ее на этом уровне до полного осахаривания крахмала, что определяется пробой с иодом (проба не должна давать посинения). Затем отфильтровывают сгустки осевших белков и в прозрачном сусле определяют содержание сахара. Для приготовления среды берут сусло с содержанием сахара 6—8%.

Посевы производят в чашки Петри. Воду для посевов надо брать в количестве 0.5—1—2 мл, засевая каждым объемом по 2 чашки Петри. Посевы грунтом производятся из тех же разведений, которые готовятся для посевов на МПА, теми же количествами. С чашками поступают так же, как при использовании мясо-пептонного агара: заливают стерильным, охлажденным до 42° сусло-агаром, тщательно смешивают агар с посевным материалом, дают застыть, переворачивают дном вверх и ставят прорастать при 22—23° С.

Счет производится первый раз через 5 суток и второй раз через 10 суток. Все выросшие колонии микроскопируют, колонии дрожжей отмечают и сосчитывают.

Разложение крахмала

Вместе с другими компонентами растительных тканей в водоемах идет и разложение крахмала.

Для обнаружения амилалитических бактерий пользуются обычно агаром с крахмальным клейстером, ведя анализ по методу разливок. Можно пользоваться и жидкими средами, засевая их по методу предельных разведений.

Могут быть

1) Крахмал

Воды
K₂H₂P₄
K₂HPO₄
MgSO₄

К этому раст

2) Среда А

20%
Пепт
Крах
Мела

Для получе
честве 15 г н

3) Обычный
мела и 1.5%

Среда стер

4) Агар на

5) Агар на

Водо
Карт
Пепт
Фосф
Серн
Хлор

Развиваясь
лизуют его, и
ной ширины,
не дающие реак
шими на них к
нием зон гидро
или остаются
Цвет зон вокруг
крахмал гидро
бурые, при бол
давшие зоны

Для опреде
терий может
которую разли
стерилизации
разведений, и
в культурах п

Для накопл
использованы

Об активнос
терной для кра

В водной то
и животных ос
и спиртов (ман

Могут быть использованы различные крахмальные среды:

1) Крахмальный агар

Воды исследуемого водоема	1000 мл
KH_2PO_4	0.5 г
K_2HPO_4	0.5 г
MgSO_4	0.2 г

К этому раствору прибавляют крахмала 10 г, $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ 0.2 г и агара 1.5%.

2) Среда А. А. Имшенецкого (1944)

20% картофельного отвара	1000 мл
Пептона	5 г
Крахмала нерастворимого	30 г
Мела	1 г

Для получения этой среды в твердом виде агар добавляется в количестве 15 г на литр.

3) Обычный картофельный агар — 10% картофельный отвар с 0.1% мела и 1.5% агара.

Среда стерилизуется в автоклаве в течение 30 минут при 120°C .

4) Агар на 5%-м отваре пшеничных отрубей или муки.

5) Агар на среде Крузиффа —

Водопроводной воды	1000 мл
Картофельного крахмала	0.2 г
Пептона	0.5 г
Фосфорнодвукалевой соли	} Следы
Сернокислого магния	
Хлорного железа	

Развиваясь на средах с крахмалом, амилолитические бактерии гидролизуют его, и вокруг колоний этих бактерий на агаре получаются различной ширины, в зависимости от активности бактерий, зоны гидролиза, не дающие реакции с иодом. При обработке раствором иода чашек с выросшими на них колониями среды окрашиваются в синий цвет, за исключением зон гидролиза вокруг колоний амилолитических бактерий, которые или остаются бесцветными, или получают красновато-бурую окраску. Цвет зон вокруг колоний зависит от степени гидролиза крахмала: если крахмал гидролизован до стадии декстрина, то зоны — красновато-бурые, при более далеко зашедшем процессе — они бесцветны. Колонии, давшие зоны гидролиза, просчитывают.

Для определения биохимической активности амилолитических бактерий может быть использована вышеуказанная среда Имшенецкого, которую разливают в конические колбочки слоем в 1.5—2 см. После стерилизации проводят посевы водю и грунтами по методу предельных разведений, и колбочки помещают в термостат при $23-25^\circ$. Через 24 часа в культурах проводят определения накопленного сахара.

Для накопления микробов, сахарофицирующих крахмал, могут быть использованы и жидкие среды: среда Имшенецкого, среда Крузиффа и др.

Об активности бактерий можно судить также по исчезновению характерной для крахмала окраски после прибавления иода.

Маслянокислое брожение

В водной толще и в грунтах водоемов при разложении растительных и животных остатков идут процессы расщепления различных углеводов и спиртов (маннита, глицерина и др.) и их соединений (глицеридов и др.)

с образованием в преобладающем количестве масляной кислоты. Процесс этот получил название маслянокислого брожения. Вызывается он весьма широко распространенными в природе, а в том числе и в водоемах, анаэробными спорообразующими микроорганизмами, сбраживающими указанные соединения с обильным газовыделением (H_2 и CO_2) и образованием масляной кислоты.

Для обнаружения бактерий, вызывающих маслянокислое брожение, можно пользоваться: 1) картофельной средой, 2) пептонной водой, 3) мясо-пептонным бульоном, к которым должны быть добавлены глюкоза или сахара в количестве 2% и мел для нейтрализации образующейся масляной кислоты.

Сахаросодержащие среды пригодны для развития самых разнообразных микробов; поэтому для получения роста маслянокислых бактерий, являющихся строгими анаэробами, культуру следует вести в условиях, обеспечивающих анаэриоз, и производить посевы в горячие среды или же подвергнуть среды после посевов слабому нагреванию (выдержать на водяной бане при $80^\circ C$ 10 минут). При таком нагревании погибнут беспоровые формы, спороносные же маслянокислые бактерии сохраняются.

Посевы производят по одному из следующих методов.

1) В широкие и высокие пробирки вносят мелкие кусочки сырого картофеля, наполняя ими $\frac{1}{4}$ или $\frac{1}{3}$ пробирки, затем добавляют мела (около 0.2 г) и заливают водопроводной водой до $\frac{2}{3}$ объема пробирки. Стерилизуют в автоклаве.

2) Мясо-пептонный бульон с глюкозой разливают высоким слоем в пробирки, на дне которых находится небольшое количество мела. В пробирки вкладывают затем маленькие пробирочки-поплавки, для собирания газов (фиг. 60). Среду стерилизуют или текучим паром, или в автоклаве при 110° 20 минут. Во время стерилизации маленькие пробирочки полностью заполняются средой.

3) Пептонную воду (2%), к которой добавлена глюкоза (2%), разливают высоким слоем в пробирки с маленькими пробирочками на дне и с внесенным заранее мелом. Стерилизацию производят таким же образом, как и предыдущей среды.

4) Конические колбы наполняют на $\frac{3}{4}$ мясо-пептонным бульоном с сахаром и мелом, подбирают к ним резиновые пробки с отверстиями, через которые пропускают изогнутые стеклянные трубки. Трубки с пробками заворачивают в бумагу и стерилизуют отдельно от колб. Колбы, закрытые ватными пробками, стерилизуют 20 минут при $110^\circ C$. Перед посевом эти колбы нагревают, и посевы производят в горячую среду. После остывания жидкости колбы доливают доверху стерильной средой, заменяют ватные пробки резиновыми и присоединяют концы газоотводных трубок к резервуарам для собирания газов (фиг. 61). Колбы помещают в термостат при $30-35^\circ$.

На всех средах развитие маслянокислых бактерий может быть отмечено уже через 1—2 суток; при этом наблюдается помутнение среды, на поверхности среды появляется масса пузырьков газа, поплавки (если они были в среде) заполняются газом и всплывают, культуры начинают издавать сильный запах масляной кислоты.

Перед концом брожения в посевах производят микроскопический просмотр развившихся бактерий. Морфологически маслянокислые бактерии могут быть распознаны по ряду признаков: это палочковидные, чаще подвижные (реже неподвижные) спорообразующие бактерии,

с большим и булавовидными концами. Живают они в паре, попарно, в цепочках по 2—4 клетки.

При посеве в среду (например, в мясо-пептонный бульон с глюкозой и мелом) можно получить маслянокислое брожение.



Фиг. 60. Пробирки для маслянокислого брожения.

а—до засева; б—после засева.

кий кусочек картофеля, залив его водопроводной водой до $\frac{2}{3}$ объема пробирки, и стерилизуют в автоклаве.

Маслянокислое брожение. Для его обнаружения.

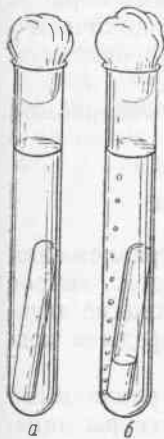
1) Реагентная смесь (эфира, ной эссенции или пробирки) крепкой серной кислотой издает в пробирке.

2) Реагентная смесь (железа и ной) получается.

¹ В наливной среде раствора подокровным.

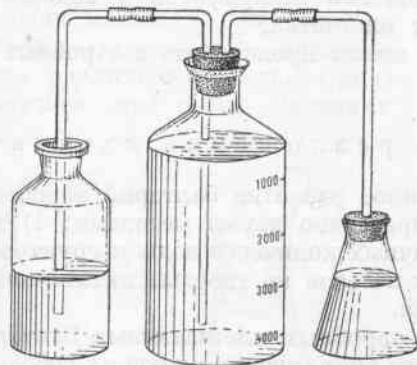
с большим количеством (в этот период брожения) веретенообразных и булабовидных клеток со спорами. Маслянокислые бактерии обнаруживают более или менее ясно выраженную гранулезную реакцию (посиление клеток от прибавления слабых растворов иода)¹ (фиг. 62).

При посевах в сахарный бульон для доказательства того, что в колбах идет маслянокислое брожение (при котором образуется водород и углекислота), а не спиртовое (при котором образуется только углекислота), можно пользоваться следующим приемом, рекомендованным В. Л. Омельянским. Захватывают длинным пинцетом с изогнутыми краями малень-

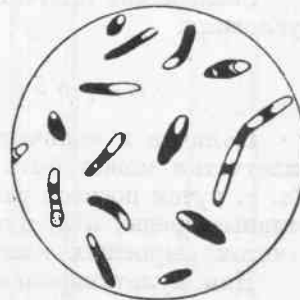


Фиг. 60. Пробирки для маслянокислого брожения.

а — до засева; б — после засева.



Фиг. 61. Прибор для изучения маслянокислого брожения. (По М. В. Федорову, 1951).



Фиг. 62. Бациллы маслянокислого брожения. (Увел. 11400).

кий кусочек чистого едкого натра и подводят его под опрокинутые пробирочки, заполненные выделившимися газами. Едкий натр поглощает углекислоту, и жидкость входит в пробирочки. Объем, занятый водородом, не заполняется жидкостью.

Масляная кислота может быть определена путем качественных реакций. Для качественных реакций может быть использована сброженная среда.

1) Реакция образования масляно-этилового эфира, имеющего характерный запах ананасной эссенции. Для этой реакции берут 4—5 мл среды из колбы или пробирки, прибавляют 0.5 мл 96%-го этилового спирта и 1—2 мл крепкой серной кислоты. Полученную смесь нагревают, при этом она издает в присутствии солей масляной кислоты характерный запах эфира.

2) Реакция с FeCl_3 . Берут несколько мл жидкости из культуры, прибавляют к ним несколько капель крепкого раствора хлористого железа и нагревают. В присутствии нейтральных солей масляной кислоты получается коричневое окрашивание.

¹ В нанесенную на предметное стекло каплю из бродящей среды вносят капельку раствора иода в иодистом калии (1% иода, 2% иодистого калия). Препарат накрывают покровным стеклом и просматривают под микроскопом.

Образованная бактериями масляная кислота может быть определена также количественно.

Для выделения маслянокислых бактерий в чистую культуру можно пользоваться мясо-пептонным агаром с 3% глюкозы, ведя культуру в анаэробных условиях, например в эксикаторе, где воздух заменен инертным газом.

Разложение клетчатки

При отмирании водной растительности в конце вегетационного периода в водоемах подвергается разложению большее или меньшее количество осаждающихся на дно остатков макрофитов и водорослей, основную массу которых составляет клетчатка.

Разложение клетчатки может происходить в аэробных и в анаэробных условиях.

Аэробное разложение клетчатки

Наличие и количественное развитие бактерий аэробного разложения клетчатки может быть определено двумя методами: 1) методом титров (т. е. путем посевов различных количеств воды и грунтов в жидкие элективные среды) и 2) путем посевов на твердые питательные среды и подсчетом выросших колоний.

Для культивирования аэробных клетчатковых бактерий различными авторами предложено много сред, представляющих собою растворы минеральных солей, в которые вводится клетчатка. Наиболее широко применяются среды Гетчинсона и Виноградского:

Среда Гетчинсона

Фосфорнодвукальевой соли	1 г
Хлористого кальция	0.1 г
Сернокислого магния	0.3 г
Хлористого натрия	0.1 г
Хлорного железа	0.01 г
Азотнокислого натрия	2.5 г
Дистиллированной воды	1000 мл
рН среды 7.2—7.3.	

Среда Виноградского

Фосфорнооднокислой соли	1 г
Сернокислого магния	0.5 г
Хлористого натрия	0.5 г
Сернокислого железа	0.01 г
Сернокислого марганца	0.01 г
Углекислого кальция	20.0 г
Азотнокислого калия	4.0 г
Дистиллированной воды	1000 мл
Добавлением 10%-го раствора углекислого калия рН среды доводится до 7.2.	

Приготовленные среды разливают в конические колбочки или в пробирки. Так как наилучшие условия для аэробных целлюлозных бактерий определяются не только составом среды, но и условиями аэрации, то среду наливают в колбы тонким слоем (не выше 1 см) и в каждую вкладывают сложенный складками фильтр широкой стороной вниз, а вершиной конуса вверх (фиг. 63). Вместо конических фильтров можно пользоваться сложенной складками фильтровальной бумагой, которую укладывают на дно колбы (фиг. 64). При использовании пробирок в них нали-

вают немного
несколько уз
часть этих по
дой стерилиз

Посевы п
Развитие
вальной бум
благоприятн
обеспечении
(фиг. 66). П
весь и оседа
он ослизняет
терий, разла
на границе
слизистые п
ко в ряде



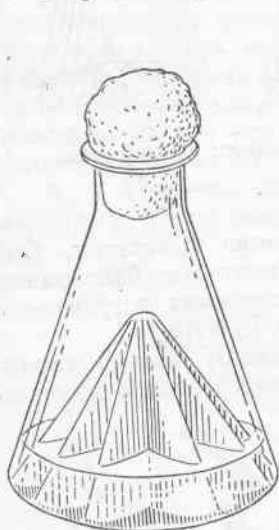
Фиг. 63. Кол
дой и склад
тром для кул
люлозных

аэрации р
недостаточн
лее соверш
аэрацию ку
лозных бакт
щаемых в к
различной с
при раскати
колбы. Дру
пропускает

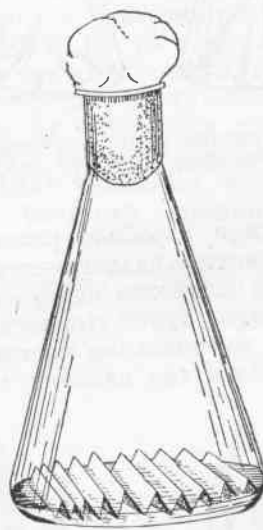
вают немного среды (не выше 2 см) и в каждую пробирку вкладывают несколько узких полосок фильтровальной бумаги таким образом, чтобы часть этих полосок была выше среды (фиг. 65). Колбы и пробирки со средой стерилизуют в автоклаве.

Посевы помещают в термостат и выдерживают при 25° С.

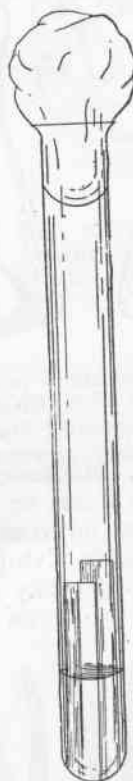
Развитие бактерий, разлагающих клетчатку, заметно на фильтровальной бумаге прежде всего на границе среды — там, где наиболее благоприятны кислородные условия при обеспечении бактерий питательной средой (фиг. 66). Постепенно фильтр разлагается весь и оседает на дно колбы (фиг. 67), часто он ослизняется. В случае развития миксобактерий, разлагающих клетчатку, на фильтре на границе среды появляются влажные слизистые пятна различного цвета. Однако в ряде случаев при таких условиях



Фиг. 63. Колба со средой и складчатым фильтром для культуры целлюлозных бактерий.



Фиг. 64. Колба со средой и гофрированным фильтром для культуры целлюлозных бактерий.



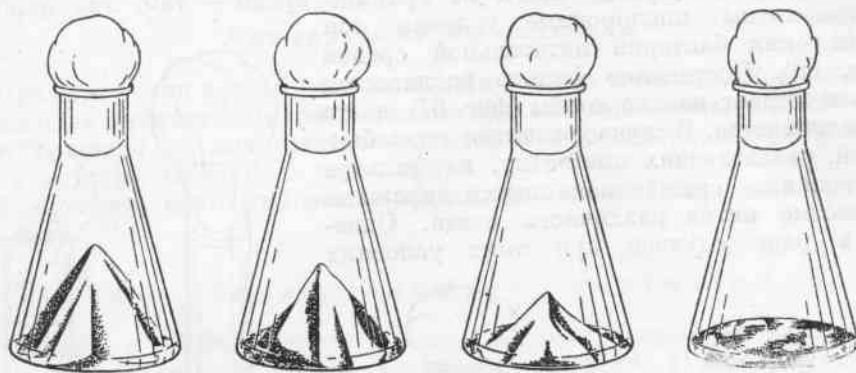
Фиг. 65. Пробирка с клетчаткой для культуры аэробных целлюлозных бактерий.



Фиг. 66. Начало роста целлюлозных бактерий на среде с клетчаткой.

аэрации развитие аэробных целлюлозных бактерий происходит недостаточно быстро. А. А. Имшенецкий (1953) рекомендует более совершенные методы культивирования, обеспечивающие высокую аэрацию культуры. К таким методам относится культивирование целлюлозных бактерий в круглых колбах с жидкой средой и целлюлозой, помещаемых в качалки. В круглые колбы (могут быть использованы колбы различной емкости) наливают такие количества среды, чтобы на качалке, при раскачивании колбы, среда распределялась тонким слоем по стенкам колбы. Другой метод — выращивание бактерий в среде, через которую пропускается воздух.

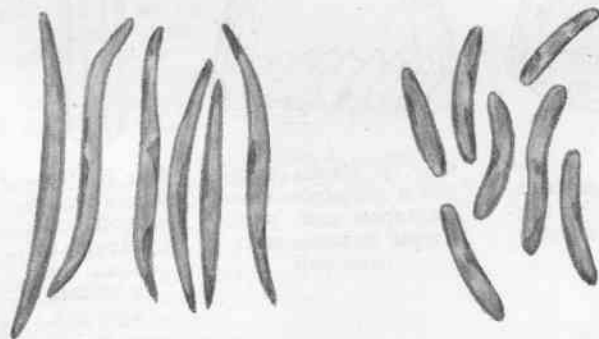
По установлении титра целлюлозных бактерий в воде следует определить возбудителей процесса. Так как разложение клетчатки может вызываться разнообразными бактериями, необходимо проводить микроскопическое исследование кусочков разлагающейся фильтровальной бумаги для того, чтобы установить, какие формы находятся в данном водоеме. Решение вопроса о виде возбудителей процесса требует знаком-



Фиг. 67. Постепенное разрушение фильтра целлюлозными бактериями. (По А. А. Имшенецкому, 1953).

ства с формами, вызывающими аэробное разложение клетчатки. Оно затрудняется еще и тем, что вместе с разлагающими клетчатку бактериями развиваются и их спутники. Наиболее часто в водоемах встречаются представители родов *Cytophaga*, *Sporocytophaga* и *Cellvibrio*.

Cytophaga Winogradsky — вегетативные клетки имеют весьма характерную форму; это слегка изогнутые палочки с заостренными концами



Фиг. 68. Клетки *Cytophaga*. (По А. А. Имшенецкому, 1953).

(фиг. 68), $0.3-0.5 \times 4-6 \mu$, весьма подвижные, грамтрицательные. К этому роду примыкают представители видов *Cellfalcicula*.

Sporocytophaga (фиг. 69) — клетки проходят в своем развитии несколько фаз: молодые изогнутые с заостренными концами палочки постепенно изменяют форму, превращаясь сперва в удлиненные палочки цилиндрической формы, затем все более и более укорачиваются, давая в конце круглые или овальные микроцисты (фиг. 70).

Cellvibrio V. концами палочками 4.5μ (фиг. 71).

В разложении участвуют также (фиг. 72) и ра...

Для микроскопического разложения иглой на предельно тонкие и разрывающиеся на волокна. На волокнах целлюлозные бактерии образуют несколько просматриваемых в разном виде.

Для получения характеристических форм следует приготовить участки пятна из более старых и молодых форм. Для этого сделать заключение.

А. А. Имшенецкому, 1953. аэробных целлюлозных бактерий.

Фиг. 70. Сп...

ниже фиг. 10. целлофан, так только тогда. Наиболее подвижные клетки целлюлозных кусочков целлофана на нем немного исследуют помещают на...

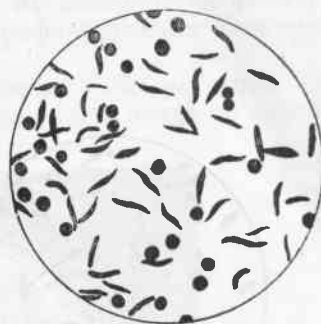
Cellvibrio Winogradsky — дугообразно изогнутые с закругленными концами палочки, грамтрицательные, размером $0.3-0.5 \times 2-4.5 \mu$ (фиг. 71).

В разложении клетчатки в водоемах участвуют также виды рода *Sorangium* (фиг. 72) и различные актиномицеты.

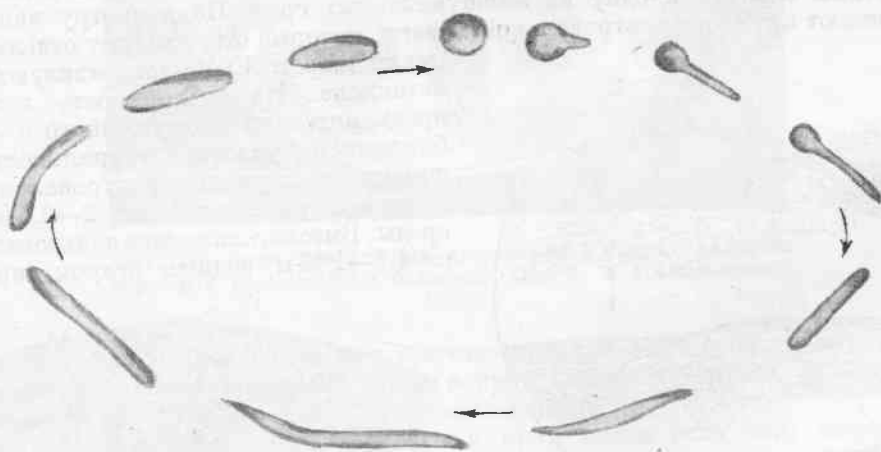
Для микроскопирования берут кусочек разлагающейся клетчатки, переносят его иглой на предметное стекло в каплю воды и разрывают иглой на отдельные волокна. На волокнах целлюлозы находятся целлюлозные бактерии (фиг. 73, 74). Готовят несколько препаратов; одни из них просматривают под микроскопом в неокрашенном виде, другие — после окраски.

Для получения более полной видовой характеристики развившихся бактерий следует приготовить препараты из различных участков пятна, так как в центре его находятся более старые клетки, а на периферии более молодые. Форма клеток, их строение и подвижность дают возможность сделать заключение о виде бактерий, вызвавшем разложение клетчатки.

А. А. Имшенецкий (1953) указывает, что при выяснении подвижности аэробных целлюлозных бактерий, помимо метода висячей капли (см.



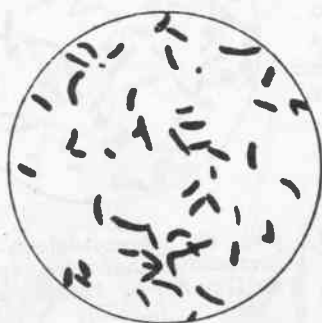
Фиг. 69. *Sporocytophaga* — вегетативные клетки и микроцисты (По А. А. Имшенецкому, 1953).



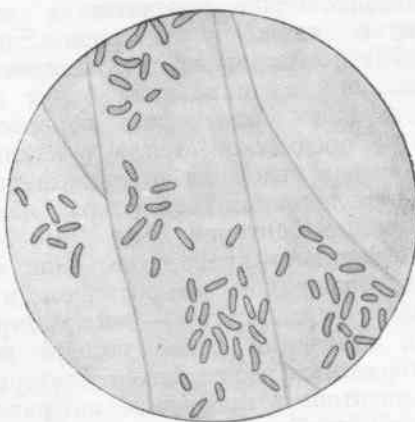
Фиг. 70. Схема развития *Sporocytophaga*. (По А. А. Имшенецкому, 1953).

ниже фиг. 107), следует применять метод агаровых пленок и кусочков целофана, так как движение клеток миксобактерий происходит часто только тогда, когда они находятся на поверхности плотного субстрата. Наиболее простым является использование целофана. В этом случае клетки целлюлозных бактерий наносят на небольшой четырехугольный кусочек целофана, который помещают в центре покровного стекла. На целофан наносят небольшую капельку жидкой питательной среды и немного исследуемого материала. Затем покровное стекло с целофаном помещают на предметное стекло с луночкой. Прозрачность целофана

позволяет наблюдать движение клеток и развитие бактерий во всех стадиях.

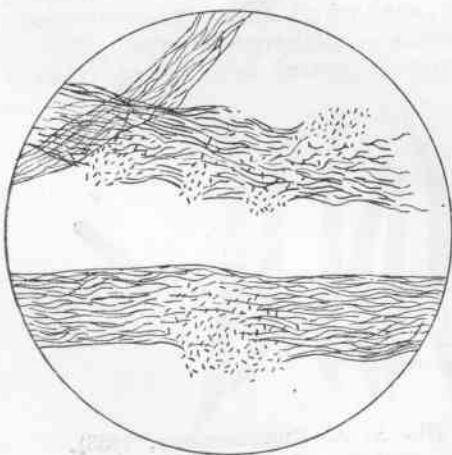


Фиг. 71. *Cellvibrio*. (Увел. 1500).

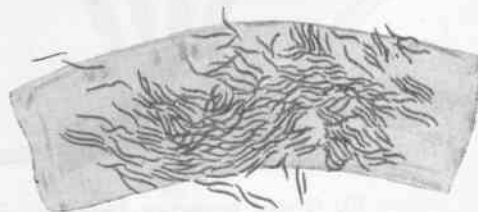


Фиг. 72. *Sorangium*. (Увел. 1200; по В. С. Рождественскому и А. П. Васильеву, 1940).

При методе посевов на твердые среды готовят чашки с гелем обычным образом и одну из вышеуказанных сред. По диаметру чашек вырезают кружки фильтровальной бумаги, которые стерилизуют отдельно сухим жаром. Среду стерилизуют в автоклаве. На поверхность геля, предварительно подсушенного с соблюдением условий стерильности, помещают кружки фильтровальной бумаги и увлажняют их 2—2.5 мл среды. Вместо геля можно пользоваться 1.5—2%-м водным агаром, при-



Фиг. 73. Волоконце целлюлозы, разрушаемое бактериями.



Фиг. 74. *Cytophaga* на волокне целлюлозы.

готовленным на тщательно промытом агаре на дистиллированной воде. Кружок фильтровальной бумаги помещают на поверхность такого агара.

Посевы производят отмеренным количеством воды, которая каплями равномерно наносится на поверхность фильтра из градуированной пипетки. При этом чашки с фильтровальной бумагой после увлажнения

их средой должна бумага не была

При посеве в чашке таким о (см. выше стр

Чашки выде в течение 5—10

роста целлюля являются узк посева грунто

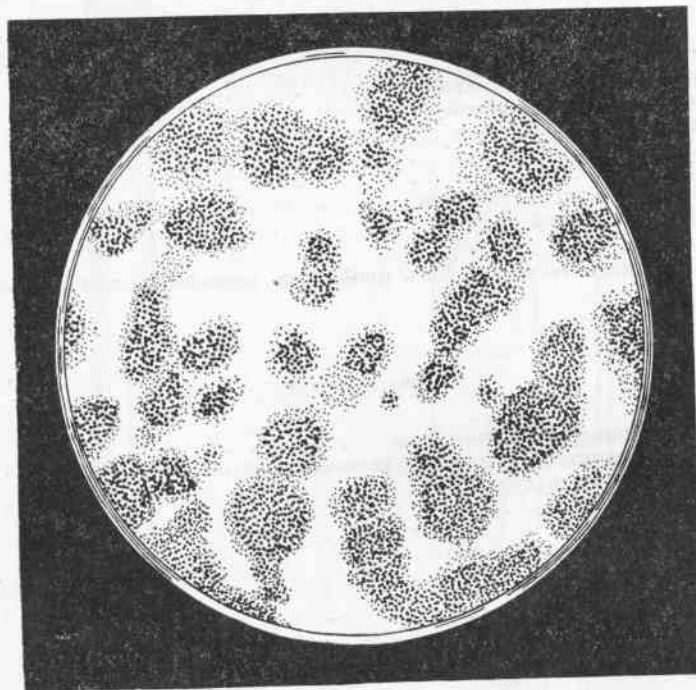
Окраска, признаками, того или ино Некоторые п развитие раз зон разложе Колонии, во Микроскопи чение о виде

Для обна чатки могут

их средою должны быть еще раз подсушены, чтобы после посева водою бумага не была бы чрезмерно влажной.

При посеве грунтом, навеску распределяют на поверхности фильтра в чашке таким образом, как это указано для нитрифицирующих бактерий (см. выше стр. 51).

Чашки выдерживают в термостате во влажных камерах при 25° в течение 5—10 суток. Уже через 4—5 суток может быть отмечено начало



Фиг. 75. Зоны разрушения целлюлозы в местах развития аэробных целлюлозных бактерий. (По А. А. Имшенецкому, 1953).

роста целлюлозных бактерий: обычно на фильтровальной бумаге появляются узкие окрашенные зоны вокруг комочков грунта (в случае посева грунтом) или пятна (при посевах водою).

Окраска, характер поверхности и края пятен (или зон) являются признаками, которые следует отмечать, так как, как правило, с развитием того или иного вида целлюлозных бактерий связан определенный цвет. Некоторые целлюлозные бактерии не дают окрашенных колоний, и тогда развитие разлагающих клетчатку бактерий определяют по образованию зон разложения клетчатки, которые видны в проходящем свете (фиг. 75). Колонии, вокруг которых образовались такие зоны, просчитываются. Микроскопия зон разрушения клетчатки дает возможность сделать заключение о виде развившихся целлюлозных бактерий.

Анаэробное разложение клетчатки

Для обнаружения в водоемах анаэробных бактерий разложения клетчатки могут быть использованы различные питательные среды.

Среда Имшенецкого

Мясо-пептонного бульона	500 мл
Водопроводной воды	500 мл
Мела	2 г
Фильтровальной бумаги	15 г

Среда Омелянского

Сернокислого аммония	2 г
Фосфорнодвукалпиевой соли	1 г
Сернокислого магния	1 г
Хлористого натра	1 г
Мела	2 г
Фильтровальной бумаги	30 г
Водопроводной воды	1000 мл

К среде Омелянского может быть прибавлен мясо-пептонный бульон в количестве 30%.

Среда Кувин

Фосфорнодвукалпиевой соли	0.5 г
Фосфорнокислого натра (однозамещенного)	0.5 г
Хлористого натра	1.0 г
Пептона	1.0 г
Мела	2.0 г
Фильтровальной бумаги	15 г
Воды водопроводной	1000 мл

Среда Клаузена

Мясной бульон (3 части воды, 1 часть мяса)	1000 мл
Телячьей печени	500 г
Пептона	10 г
Хлористого натра	5 г
Аспарагина	5 г
Мела	10 г
Целлюлозы (хим. чистой)	3 г
рН среды 7.4.	

Фильтровальную бумагу, нарезанную тонкими полосками, помещают или в пробирки или в склянки и заливают высоким слоем жидкости (фиг. 76). Склянки для обеспечения более полного анаэробноза могут быть долиты жидкостью доверху и закрыты пробками с газоотводящими трубочками, концы которых погружают в жидкий парафин (фиг. 77).

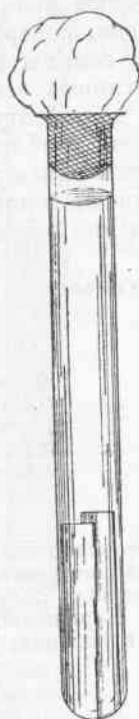
Показателями идущего процесса разложения является распад клетчатки и выделение при этом газов. Фильтровальная бумага по мере разложения постепенно ослизняется, а затем распадается на отдельные волокна.

Микроскопический просмотр кусочков разлагающейся клетчатки дает характерную картину: длинные, тонкие, слегка изогнутые палочки с круглой конечной спорой (фиг. 78).

Анаэробно
и более и мо

разрушения
ществ, соеди
чительных

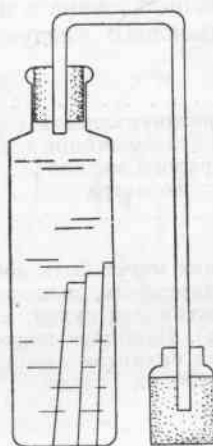
Анаэробное брожение клетчатки часто продолжается 2—3 недели и более и может вызываться различными возбудителями, среди которых есть дающие брожение с выделением главным образом метана и углекислоты и с выделением водорода и углекислоты.



Фиг. 76. Пробирка со средой и клетчаткой для культуры анаэробных целлюлозных бактерий.

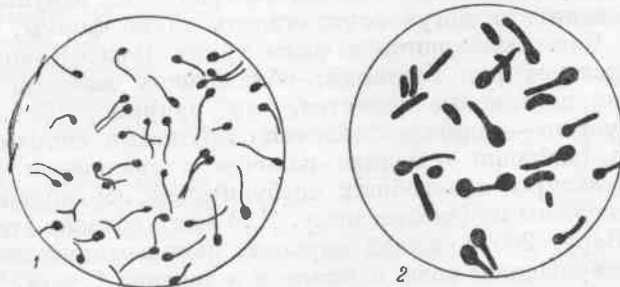
Разложение пектиновых веществ

Скорость минерализации растительных остатков в водоемах зависит также и от



Фиг. 77. Постановка культуры анаэробных целлюлозных бактерий.

разрушения пектиновых (межклеточных), нерастворимых в воде веществ, соединяющих растительные клетки и ткани и содержащихся в значительных количествах в растительных остатках.



Фиг. 78. Анаэробные бактерии, разрушающие клетчатку.

Пектины разрушаются в природных условиях анаэробными и аэробными бактериями и грибами. Для обнаружения анаэробных возбудителей пектинового брожения могут быть использованы различные питательные среды. Часто применяется элективная среда, содержащая воду и предварительно обработанные снопики льняной соломы (вываренные несколько раз в воде для удаления из них экстрактивных веществ).

Эта среда может быть с успехом заменена другой, по рецепту А. Л. Бычковой. Вместо льняной соломы берут снопики из стеблей крапивы, собранной после цветения и высушенной. Снопики вываривают, несколько раз сменяя воду, затем опускают в пробирки и заливают водой, к которой прибавлена дрожжевая вода в количестве 5—10% и мел в осадке. Стерилизация производится в автоклаве при 120° С.

Может быть использована и минеральная среда, указанная С. А. Бариновой (1946), имеющая следующий состав:

Воды	1000 мл
Фосфорнодвукальевой соли	0.5 г
Фосфорноаммонийной соли $(\text{NH}_4)_2\text{HPO}_4$	2.0 г
Сернокислого магния	0.1 г
Хлористого натрия	0.1 г
Мела	20 г

К ней могут быть добавлены различные источники пектина: картофель, льняная солома, растворимый свекловичный пектин или сухая сахарная свекла (содержит 20% пектина). Наиболее подходящей, по данным Бариновой, является сахарная свекла, которую добавляют в количестве 5 г на 100 мл среды.

Среду для обнаружения этого процесса разливают в пробирки высоким слоем в целях обеспечения более благоприятных условий развития анаэробов. Омелянский рекомендует помещать засеянные пробирки в вакуум-экзикаторы, из которых затем выкачивается воздух и заменяется инертным газом (последнее не является обязательным).

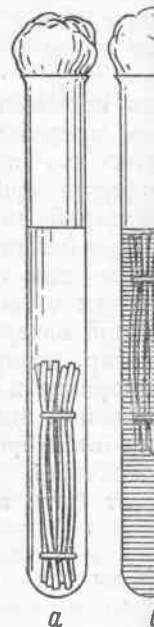
Анаэробное брожение пектиновых веществ развивается уже через 2—3 дня, и снопики выделяющимися при этом газами выносятся на поверхность жидкости (фиг. 79). Брожение заканчивается через 5—7 суток.

Ряд последующих пересевов приводит к отсеиванию посторонней микрофлоры и к накоплению возбудителей пектинового брожения. Затем производится просмотр приготовленных препаратов.

Многие микробы обладают способностью разлагать пектины в водоемах. В слабой степени это могут осуществлять такие формы, как *Bacillus mesentericus*, *Bac. asterosporus* и виды группы *Bact. fluorescens* и *coli*. Однако существует ряд бактерий, обладающих высокой активностью воздействия на пектиновые вещества, как, например (фиг. 80), *Clostridium pectinovorum* — длинные палочки с крупными спорами на концах и *Clostridium felsineum* — мелкие палочки с овальными спорами.

Чистые культуры анаэробных возбудителей пектинового брожения могут быть получены по Омелянскому. Для этого готовят агар на морковном отваре. Берут 200 г свежей моркови, измельченной на терке, заливают 1 л водопроводной воды и кипятят в течение 1 часа, прибавив немного мела для нейтрализации кислот. Полученную жидкость отфильтровывают и готовят агар.

Выделение
из культуры п



Фиг. 79. Пробирки для культуры пектиновых бактерий.

а — до засева; после засева

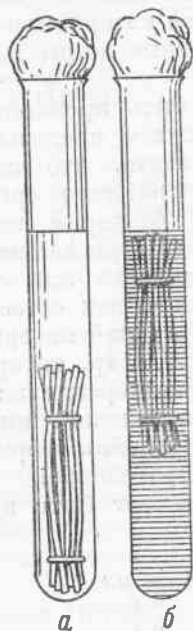
суток. Агар во
Выделение про
выросших коле
Выделение м
Петри, ведя к
Для обнару
жения Омелян

Водо
Серн
Фосф
Мела

Эту среду р
в каждую кан
в автоклаве. Э
Для обнару
веществ, С. А

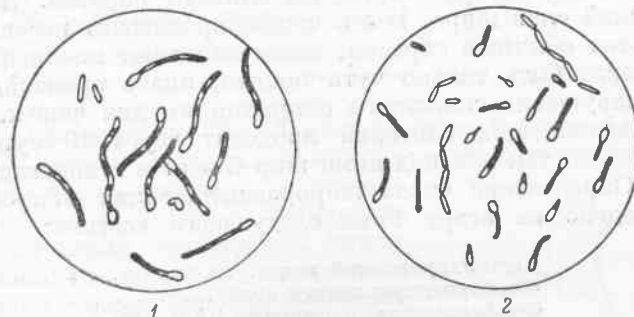
Водо
Азот
Фосф
Серн
Хлор
Серн
И в
ку
со

Выделение производится следующим образом. Немного жидкости из культуры переносят в стерильные маленькие пробирочки, выдержи-



Фиг. 79. Пробирки для культуры пектиновых бактерий.

а — до засева; б — после засева.



Фиг. 80. Возбудители пектинового брожения. (Увел. 1500).

1 — *Clostridium pectinovorum*; 2 — *C. felsineum*.

сутки. Агар вокруг колоний в результате выделения газов разрывается. Выделение производится путем надпила и отламывания капилляра вблизи выросших колоний. Этот прием повторяется несколько раз.

Выделение можно произвести и с поверхности агара, разлитого в чашки Петри, ведя культуру в анаэробных условиях.

Для обнаружения наличия аэробных возбудителей пектинового брожения Омелянский рекомендует следующую среду:

Водопроводной воды	1000 мл
Сернистого аммония	0.5 г
Фосфорнодвукалевой соли	0.5 г
Мела	20 г

Эту среду разливают тонким слоем в колические колбочки, прибавляют в каждую какой-либо источник пектиновых веществ и стерилизуют в автоклаве. Засеянные колбочки выдерживают в термостате при 25° С.

Для обнаружения грибков, вызывающих разложение пектиновых веществ, С. А. Барина (1946) указывает следующую среду:

Воды	1000 мл
Азотнокислого аммония	3.0 г
Фосфорнодвукалевой соли	0.6 г
Сернистого магния	0.3 г
Хлорного железа	} следы
Сернистого цинка	

И в качестве источника пектина — или сухая сахарная свекла кусочками, или снопики крапивы, или снопики льняной соломки.

Разложение жиров

Разложение жиров постоянно имеет место в различных водоемах.

При отмирании животных и растений жиры являются материалом для развития специфических микроорганизмов. Разнообразные жиры могут попадать в водоемы извне.

Определение жирорасщепляющих бактерий может быть произведено методом разливок при посевах на твердые среды и путем предельных разведений при посевах в жидкие среды. Следует указать, что здесь отсутствует общепринятая методика посевов и общепринятые среды.

Часто для определения числа жирорасщепляющих бактерий пользуются следующей методикой. На дно стерильных чашек Петри наливают предварительно простерилизованное, расплавленное говяжье или свиное сало, которое тотчас же сливают обратно. На дне чашек остается тонкий слой жира. В эти чашки производят посевы. Посевной материал вносят обычным образом, затем наливают мясопептонный агар, который должен быть только чуть теплым, иначе произойдет растворение жира и нарушение сплошного покрытия им дна чашек. Счет колоний жирорасщепляющих бактерий проводят через 10 суток. Колонии хорошо заметны, так как под ними жир белеет и становится непрозрачным.

Определение числа жирорасщепляющих микробов может быть произведено на агаре Рана следующего состава:

Дистиллированной воды	1000 мл
Фосфорнодвукальевой соли	5 г
Фосфорнокислого аммония $[(NH_4)_3PO_4]$	5 г
Сернокислого магния	1 г
Хлористого кальция	1 г
Хлорного железа	} следы
Поваренной соли	
Агара	15 г

Перед посевами к горячему расплавленному агару прибавляют отдельно простерилизованное касторовое масло, говяжий жир или свиное сало, и агар сильно встряхивают с маслом в течение 10 минут. Жир при этом эмульгируется с агаром. Богатый жиром верхний слой отделяют от нижней части, содержащей небольшое количество жира в виде мельчайших капелек. Этот нижний слой агара используют для разливок.

В качестве источника углерода может быть взято подсолнечное масло, бутирин, триолеин и др. К твердым средам может быть прибавлен стерильный раствор краски нильской синей, облегчающей распознавание колоний жирорасщепляющих бактерий (дает посинение среды в присутствии свободных жирных кислот, а при наличии нейтральных жиров, т. е. в стерильной среде, имеет розоватую окраску).

Т. А. Таусон (1946) дает следующий рецепт твердой среды для жирорасщепляющих микроорганизмов:

Азотнокислого натрия	2 г
Хлористого калия	0.5 г
Сернокислого магния	0.5 г
Фосфорнодвукальевой соли	1.0 г
Сернокислого железа ($FeSO_4$)	0.001 г
Дистиллированной воды	1000 мл
Агара	15 г

Среду стерилизуют обычным образом; перед посевами к расплавленной среде прибавляют отдельно простерилизованный жир (подсолнечное

масло) в количестве 0.2 мл на 1 мл жидкого масла.

Хороший бера (1926):

Среду разводят в автоклаве с расплавленной каплей спирта, бром-тимолом. Этим агаром в чашке Петри производят посевы жирорастворителей. Колонии жирорастворителей хорошо заметны, так как под ними жир белеет и становится непрозрачным.

Для определения числа жирорастворителей используют метод разливок, с посевом в жидкую среду. Среду можно использовать для посева в чашке Петри, а также в пробирках. Жир выливают, а затем с помощью жидкого жира производят посевы.

Может быть использована жидкая среда. Концентрация пробки, стерилизованная в пробирках, жир выливают, а затем с помощью жидкого жира производят посевы.

Анаэробные микроорганизмы можно использовать в склянке после стерилизации питательной средой. Пробка должна быть стерильной. Анаэробные микроорганизмы можно использовать для определения их значительности.

масло) в количестве 2 мл, 1%-й раствор нильской синей в количестве 0.2 мл на 100 мл среды. Смесь используется для разливок после продолжительного встряхивания, которым достигается эмульсирование масла.

Хороший рост жирорасщепляющих микробов дает среда Г. Л. Селибера (1926):

Фосфорнодвукальевой соли	1 г
Сернокислого магния	0.3 г
Хлористого кальция	0.1 г
Хлористого натрия	0.1 г
Фосфорнокислого аммония	2 г
Дистиллированной воды	1000 мл
Агара	20 г
Добавляют 0.5%-го топленого масла.	
рН среды 6.7—7.0.	

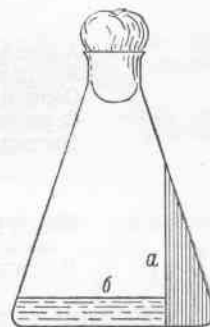
Среду разливают в пробирки по 12—15 мл в каждую и стерилизуют в автоклаве при 120° 15 минут. Перед самым посевом в каждую пробирку с расплавленным агаром прибавляют несколько капель спиртового раствора (0.04%) индикатора бром-тимол-блау до получения яркозеленой окраски. Этим агаром заливают посевной материал в чашке Петри; индикатор меняет цвет вокруг колоний жирорасщепляющих бактерий (вследствие подкисления здесь среды), чем и облегчает их распознавание.

Для определения содержания жирорасщепляющих микробов может быть использован и метод титров, с посевом в жидкие среды. В этом случае может быть использована среда Селибера вышеуказанного состава (без агара), в которую, вместо топленого масла, прибавляют подсолнечное или оливковое в количестве 1—2 мл на 50 мл среды.

Может быть использована и вышеуказанная жидкая среда Рана с говяжьим или свиным жиром. Конические колбочки, закрытые ватными пробками, стерилизуют сухим жаром. Готовят жидкую среду и отдельно в пробирках жир, и все стерилизуют в автоклаве. Расплавленный стерильный жир выливают в колбочки и, наклонив их, дают жиру застыть; затем с соблюдением условий стерильности в колбочки наливают тонким слоем жидкую среду (фиг. 81) и делают посевы. При развитии жирорасщепляющих микробов происходит побеление жира вследствие образования жирных кислот.

Анаэробные возбудители разложения жира могут быть определены на вышеуказанных твердых средах в условиях анаэробнозиса. Может быть использован и метод титров. В этом случае наливают высоким слоем в склянки питательную среду (например среду Селибера), вносят жир и, после стерилизации склянок и засева их, доливают склянки стерильной питательной средой доверху, плотно закрывают стерильными каучуковыми пробками, которые сверху заливают менделеевской замазкой.

Анаэробное разложение жира — процесс очень медленный, требующий значительного времени.



Фиг. 81. Колба с жиром (а) и средой (б). (По В. Л. Омелянскому, 1940).

Окисление углеводов

Окисление жидких и твердых углеводов

В водоемах могут находиться различные углеводороды как в чистом виде, так и в виде смесей. Углеводороды благодаря своему составу не используются в качестве питательных веществ никакими водными организмами, за исключением бактерий.

Для определения численного содержания и активности бактерий, разлагающих в водоемах нефть и нефтепродукты, может быть использована методика и среда, предложенные В. О. Таусоном (1928, 1950). Среда Таусона представляет собою водный минеральный раствор, включающий все необходимые для развития микроорганизмов соли и не содержащий никаких органических веществ. К ней после посевов добавляется тот или иной углеводород или нефть.

Таусон указывает, что среда может быть использована как с нитратным, так и с аммонийным азотом (одни виды этой группы лучше растут на аммонийном азоте, другие на нитратном).

В том и другом случае готовят 2 раствора. Среда Таусона с нитратным азотом имеет следующий состав:¹

1 раствор

Азотнокислого кальция	1 г
Азотнокислого калия	0.25 г
Сернокислого магния	0.25 г
Сернокислого железа $[\text{Fe}_2(\text{SO}_4)_3]$	0.01 г
Дистиллированной воды	800 мл

2 раствор

Фосфорнооднокалиевой соли + фосфорнодвука-	0.25 г
евои соли (1:1)	200 мл
Дистиллированной воды	

Растворы стерилизуют отдельно и соединяют перед посевами в соотношении 4:1. pH среды 6.6.

Вторая среда с аммиачным азотом имеет следующий состав:

1 раствор

Сернокислого аммония	1 г
Сернокислого кальция	0.5 г
Сернокислого магния	0.3 г
Сернокислого железа	0.005 г
Дистиллированной воды	800 мл

2 раствор

$\text{K}_2\text{HPO}_4 + \text{K}_2\text{HPO}_4$ (1:1)	0.3 г
Дистиллированной воды	200 мл

Растворы стерилизуют в автоклаве, соединяют перед посевом в отношении 4:1, разливают тонким слоем в простерилизованные заранее сухим жаром колбы Виноградского. Нефть или отдельные углеводороды вносят в каждую колбочку отдельно, после того как произведены посевы. Как нефть, так и ее продукты должны быть заранее простерилизованы. Нефть вносится в таком количестве, чтобы она образовала тонкий равно-

¹ В различных работах Таусон изменял в небольших пределах концентрацию отдельных компонентов.

мерный слой (н
раствора. Отде
в виде отдельн
на 200 мл сред

Посевы выд

Развитие ба

через несколько
желтоватое окр
твора и нефти п
отмечены изме
в которых мин
непосредственн
воздухом.

Процесс бак
ления нефти тр
го времени (н
нефти может п
месяцев).

Об активн
состоящих нефт
разнице в весе
шейся неокисл
определенного
ни (в этом слу
нефть по весу)
тем могут быть
ты разложения
1934).

При исслед
хотя бы в неа
использован м
соном. В этом
поверхность во
Коха, на дно п
угольником ст
крышку чашки
лянном трегол
эту крышку в
рода, который
и чашки помещ
в среде до на
зую находящий
в раствор по
Для обнару
быть использо

Водо
Фосф
Хлор
Мел

¹ Среда Тау
В этом случае к
от 0.1 до 0.5%

мерный слой (не выше 1.1 мм толщины) на поверхности минерального раствора. Отдельные углеводороды наносятся на поверхность среды в виде отдельных кусочков или кристаллов в количестве от 0.1 до 0.6 г на 200 мл среды.

Посевы выдерживают в термостате при 20—25° С.

Развитие бактерий, разлагающих нефть, может быть отмечено уже через несколько дней. Сперва наблюдается помутнение жидкости и слабое желтоватое окрашивание, затем на границе раздела минерального раствора и нефти появляется бактериальная пленка, вслед за чем могут быть отмечены изменения и самой нефти: помутнение и образование «окон», в которых минеральный раствор непосредственно соприкасается с воздухом.

Процесс бактериального окисления нефти требует значительно-го времени (полное окисление нефти может продолжаться до 2 месяцев).

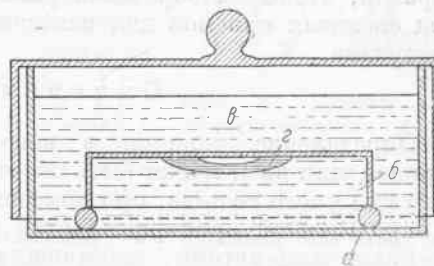
Об активности бактерий, окисляющих нефть, можно судить по разнице в весе внесенной и оставшейся неокисленной нефти после определенного промежутка времени (в этом случае надо вносить нефть по весу). Химическим путем могут быть определены продукты разложения (Таусон и Шапиро, 1934).

При исследовании процессов разложения углеводородов, способных хотя бы в незначительной степени растворяться в воде, может быть использован метод «диффузионного притока», предложенный В. О. Таусоном. В этом случае углеводород вводят в питательную среду не на поверхность водного раствора, а под слой его. Посевы производят в чашки Коха, на дно которых под слой питательной среды кладут согнутую треугольником стеклянную палочку. В чашку Коха помещают стерильную крышку чашки Петри таким образом, чтобы она стояла краями на стеклянном треугольнике и была бы покрыта слоем питательной среды. Под эту крышку вводят изогнутой пипеткой 1 или 2 мл жидкого углеводорода, который остается под крышкой (фиг. 82). Затем производят посевы, и чашки помещают в термостат. Углеводород в этих условиях растворяется в среде до насыщения. Бактерии развиваются на поверхности, используя находящийся в растворе углеводород, на смену которому переходят в раствор новые порции.

Для обнаружения бактерий, разлагающих нефть и ее дериваты, может быть использована среда следующего состава: ¹

Водопроводной воды	1000 мл
Фосфорнодвукашлевой соли	0.5 г
Хлористого аммония	0.5 г
Мела	следы

¹ Среда Таусона могут быть использованы для бактерий, разлагающих фенолы. В этом случае к указанным минеральным растворам прибавляют фенол в количестве от 0.1 до 0.5%.



Фиг. 82. Схема культур на легко кипящих углеводородах («диффузионный приток»). (По В. О. Таусону, 1946).

а — стеклянный треугольник; б — чашка Петри; в — минеральный раствор; г — углеводород.

Среду разливают по колбочкам, стерилизуют и затем прибавляют отдельно простерилизованные нефть, бензин, парафиновое масло или другие нефтепродукты.

Выделение окисляющих нефть бактерий может быть произведено на указанных выше средах, на которых готовят твердые среды при употреблении выщелоченного агара. Агар берется в количестве 20 г на литр. Посевы в этом случае производят обычным путем в чашки Петри, заливают тонким слоем расплавленного и охлажденного агара, затем крышки чашек приоткрывают на несколько секунд, и на поверхность чашек наносят тончайшим слоем заранее простерилизованный источник углерода таким образом, чтобы он образовал равномерное покрытие. Таусон разработал ряд сложных приемов для нанесения тончайшим слоем отдельных углеводородов.

Окисление метана

Определение наличия в водоемах бактерий, окисляющих метан (пропан или др.), может быть произведено путем посевов в жидкую среду того или иного состава, при помещении посевов в атмосферу, содержащую в определенной пропорции метан (пропан или др.).

Различные авторы, работавшие с бактериями, окисляющими метан, использовали различные среды.

Е. Н. Бокова, З. И. Кузнецова и С. И. Кузнецов (1947) указывают следующую среду:

Водопроводной воды	1000 мл
Азотнокислого калия	1 г
Сернокислого магния	0.2 г
Фосфорнодвукальевой соли	0.5 г
Фосфорнооднокальевой соли	0.5 г
Поваренной соли	1.0 г

Посевы помещают под колокол, в котором затем создают атмосферу из двух частей воздуха и одной части метана.

Метан можно получить нагреванием порошка уксуснокислого натрия и гидроксида бария на песчаной бане; выделяющийся газ промывают бромной водой и едким натром и собирают под водой в газометр (Омелянский, 1940).

В случае определения наличия бактерий, окисляющих жидкие углеводороды, посевы помещают под колпак и туда же ставят стаканчик с 0.5 мл жидкого углеводорода. Последний испаряется, и под колпаком создается атмосфера из смеси воздуха с парами углеводорода.

Н. Б. Нечаева (1949) указывает как весьма благоприятную для получения развития бактерий, окисляющих метан, среду Казерера:

Дистиллированной воды	1000 мл
Хлористого аммония	1 г
Азотнокислого калия	2 г
Фосфорнодвукальевой соли	0.5 г
Сернокислого магния	0.2 г
Хлорного железа	следы
Усредненной раствором NaHCO_3 до $\text{pH} = 7.0-7.2$.	

В. Л. Омелянский дает следующий питательный раствор для метано-окисляющих бактерий:

Дистиллированной воды	1000 мл
Аммонийно-магниевой соли фосфорной кислоты	1 г
Фосфорнодвукальевой соли	0.5 г
Сернокислого кальция	0.1 г

Эту среду раз-
заранее должны
через них отвод
введения метана

После посевов
третью часть во
терий обычно п
дней.

Для культив
предложены спе

Несколько и
ману. Среда Г

Дистиллированной
Углекислого натрия
Хлористого аммония
Фосфорнооднокалье
Сернокислого магн
Поваренной соли
Хлорного железа

Среду разл
стерильные ча
щают их под к
няют третью ча

О к и

По методик
лено наличие
В этом случае
примесь угле

Для бактери
А. Ф. Лебедева

Дисти
Азотн
Фосф
Серно
Хлор

При у
на

Р а з л о

В процессах
лоз, клетчатки
кислот, котор
отложений разл
нейшему распад
их до конечны
Брожение солей
выделения мета

Метановое
разными видам
масляной, проп
(способен такж
разлагает с выд

Эту среду разливают тонким слоем в конические колбочки, к которым заранее должны быть подобраны резиновые пробки с пропущенными через них отводными трубками с кранами для введения метана.

После посевов из колб вытесняют метаном третью часть воздуха. Пленка метановых бактерий обычно появляется уже через несколько дней.

Для культивирования микробов этой группы предложены специальные сосуды (фиг. 83).

Несколько иная постановка посевов по Громану. Среда Громана состоит:

Дистиллированной воды	1000 мл
Углекислого натра	1 г
Хлористого аммония	1 г
Фосфорнооднокальевой соли	0.7 г
Сернистого магния	0.2 г
Поваренной соли	0.2 г
Хлорного железа	следы

Среду разливают после стерилизации в стерильные чашки Коха, после посевов помещают их под колокол, под которым затем заменяют третью часть воздуха метаном.

Окисление водорода

По методике Громана, может быть определено наличие бактерий, окисляющих водород.

В этом случае под колоколом создается атмосфера гремучего газа с примесью углекислоты.

Для бактерий, окисляющих водород, может быть использована среда А. Ф. Лебедева (1910):

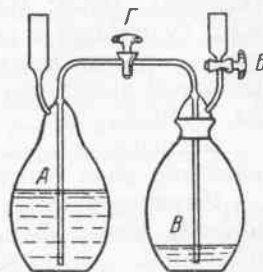
Дистиллированной воды	1000 мл
Азотнокислого калия	2 г
Фосфорнооднокальевой соли	0.5 г
Сернистого магния	0.2 г
Хлорного железа	следы

При условии помещения посевов в атмосферу, состоящую на одну треть из водорода, при добавлении CO_2 .

Разложение солей органических кислот

В процессах бактериального разложения белков, жиров, гемицеллюлоз, клетчатки и т. д. образуются соли жирных и других органических кислот, которые являются почти постоянными компонентами иловых отложений различных водоемов. Эти соли подвергаются в водоемах дальнейшему распаду под воздействием микроорганизмов, доводящих распад их до конечных газообразных продуктов (метана, углекислоты и др.). Брожение солей жирных кислот является в водоемах одним из источников выделения метана.

Метановое брожение различных соединений углерода вызывается разными видами бактерий, так: *Methanococcus Mazei* разлагает соли масляной, пропионовой и уксусной кислот и не усваивает спирты и сахар (способен также синтезировать метан из CO_2 и H_2); *Sarcina methanica* разлагает с выделением метана и углекислоты соли уксусной и масляной



Фиг. 83. Прибор для культивирования метаноокисляющих бактерий. Анаэробы культивируются в сосуде А. Кран В служит для пропускания газа через сосуд, причем питательный раствор из сосуда В поступает в сосуд А. По заполнении газом краны В и Г закрываются. (По В. Л. Омелянскому, 1940).

кислот, а также метиловый спирт и не разлагает этилового; *Methanobacterium Söngeni* разлагает соли масляной, уксусной, капроновой, каприловой и не использует солей пропионовой и валериановой кислот (Нечаева, 1953); *Methanobacterium omelianskii* усваивает спирты этиловый, бутиловый и амиловый, но для нее не пригодны соли органических кислот и метиловый спирт; *Methanobacterium suboxydans* производит неполное окисление жирных кислот, — разлагает валериановую кислоту на пропионовую и уксусную.

Введение в среду того или другого источника углерода определяет развитие вида бактерий и конечных продуктов брожения.

Наличие бактерий, разлагающих соли жирных кислот с выделением метана, может быть определено на среде Омелянского при изменении источника углерода соответственно тому, какой вид из этой группы намечен к исследованию. Исходная среда Омелянского содержит:

Воды и следуемого водоема	1000 мл
Пептона	2 г

К этой среде прибавляют для обнаружения бактерий, разлагающих соли муравьиной кислоты, 2% муравьинокислого кальция, для обнаружения бактерий, вызывающих распад солей уксусной кислоты, — 2% уксуснокислого кальция и т. п.

Определение наличия этого процесса ведут в анаэробных условиях.

Стадмен и Баркер (Stadman a. Barker, 1951) указывают как наиболее подходящую для развития этой группы среду следующего состава:

Дистиллированной воды	1000 мл
Хлористого кальция	0.1 г
Хлористого аммония	0.5 г
Хлористого магния	0.01 г
Хлорного железа	0.002 г
Сернистого магния	0.001 г
Фосфорнодвукальевой соли	3.48 г
Фосфорнооднакальевой соли	2.72 г
Молибденовокислого натрия	0.001 г
Фенол-рот	0.003 г
Метиленовой синей	0.003 г

После стерилизации к этой среде прибавляют на каждые 100 мл от 20 до 40 мг сернистого натра ($\text{Na}_2\text{S} \cdot 9\text{H}_2\text{O}$), от 200 до 250 мг углекислого натра (Na_2CO_3) и 100—150 мг натриевой соли жирной кислоты. рН среды раствором соляной кислоты доводится до 6.8—7.4. Для создания анаэробных условий в горлышко склянки под пробку вводят кусочек ваты, смоченной поглотителем кислорода.

Газ, получающийся при разложении солей жирных кислот, может быть отведен в специальный сосуд, собран в нем и подвергнут затем анализу.

Круговорот серы

Разложение белковых веществ с выделением сероводорода

По отмирании растений и животных в водоемах, при разложении белковых веществ микроорганизмами, выделяется сера преимущественно в форме сероводорода и (незначительно) в форме меркаптанов.

Для обнаружения сероводорода используют агар (МПА), тонкий бульон, ватный, распу, простерилизованный, количество, что. Посевы производят в чашки Петри, для подсчета числа бактерий. Кислым свинцом.

Чашки Петри для посева колоний. Росте колоний. Зудится бурая, и почерневшие. Улетучивание. Залить чашки в анаэробные. Чашки сероводорода.

При методе посевов по 10 мл мясной среды в пробирку пробирочной бумажки. Пробки пробирок новыми колпачками. Обязывают. В воде или в пробирках, бумажкой побеления цвета. Их может ис.

Постановка пробирок в среду 0.5% пробки, в пер. во втором, г.

Десульфат. ватистой кислот. емах могут. много серово. образуется в. нического ве.

¹ Для при. в 100 мл воды, рения выпавше. пропитывают э. в закрытой ба.

Для обнаружения бактерий, разлагающих белковые вещества с выделением сероводорода, применяют метод разливок, используя мясо-пептонный агар (МПА), и метод титров, делая посевы в этом случае в мясо-пептонный бульон (МПБ). При методе разливок в готовый, простерилизованный, распущенный для посевов мясо-пептонный агар прибавляют простерилизованный отдельно сухим жаром углекислый свинец в таком количестве, чтобы получилась равномерно белая непрозрачная масса. Посевы производят в чашки Петри одновременно с посевами на определение числа бактерий, минерализующих белки и заливают агаром с углекислым свинцом.

Чашки Петри и в этом случае выдерживают при 22—23° С. При росте колоний бактерий, выделяющих сероводород, вокруг них образуется бурая, почти черная зона вследствие образования PbS . Эти бурые и почерневшие колонии просчитывают на 6-й день. Чтобы предотвратить улетучивание сероводорода, можно, после того как колонии уже выросли, залить чашки тонким слоем водного агара. Этим методом, помещая чашки в анаэробные условия, можно определить отдельно анаэробов, выделяющих сероводород.

При методе титров посевы производят, после соответствующих разведений посевного материала стерильной водой, в пробирки, содержащие по 10 мл мясо-пептонного бульона. После посевов между пробкой и стенкой пробирки вкладывают, зажимая их пробкой, две полоски фильтровальной бумаги, пропитанной раствором уксуснокислого свинца.¹ Бумажки опускают так, чтобы они висели над средой, не касаясь ее. Пробки пробирок, в которые произведены посевы, плотно закрывают резиновыми колпачками, пергаментной бумагой или целофаном и плотно обвязывают. Пробирки ставят в термостат при 23—25° С. При наличии в воде или грунтах бактерий, разлагающих белковые вещества с выделением сероводорода, они развиваются в посевах, производя разрушение белковых молекул среды и выделяя сероводород. Бумажки, подвешенные в пробирках, при этом чернеют. Почернение часто сопровождается серебристой побежалостью, что указывает на выделение меркаптанов. За изменением цвета бумажек надо следить ежедневно, так как черная окраска их может исчезнуть под влиянием окисления.

Постановку посевов можно несколько изменить: вместо подвешивания бумажки можно смачивать в указанном растворе, предварительно простерилизовав его, пробки пробирок, покрытые марлей, или ввести в среду 0.5%-го виннокислого железа. Почернение марли, покрывающей пробки, в первом случае, или почернение самой питательной жидкости, во втором, показывает наличие процесса.

Десульфатизация

Десульфатизация (восстановление солей серной, сернистой и серноватистой кислот) — второй биогенный процесс, в итоге которого в водоемах могут накапливаться большие количества сероводорода. Особенно много сероводорода за счет деятельности десульфурствующих бактерий образуется в водоемах с высоким содержанием в воде сульфатов и органического вещества.

¹ Для приготовления этих бумажек растворяют 10 г уксуснокислого свинца в 100 мл воды, после чего прибавляют к нему 10%-й раствор $NaOH$ до полного растворения выпавшего осадка гидроксида. Нарезанные полоски фильтровальной бумаги пропитывают этим раствором, высушивают на воздухе и хранят до употребления в закрытой банке.

Для обнаружения десульфуризирующих бактерий пользуются различными средами. Одной из лучших является среда Таусона, видоизмененная Штурм:

Воды исследуемого водоема	1000 мл
Молочнокислого кальция	3.5 г
Сернокислого аммония	4.0 г
Фосфорнодвукальевой соли	0.5 г
Сернокислого магния	1.0 г
Сернокислого кальция	0.5 г
Соли Мора	0.5 г

Усредняется раствором едкого калия до pH 7.0.

А. А. Имшенецкий (1949) указывает, что эта среда является оптимальной для развития десульфуризирующих бактерий при добавлении к ней 5%-й дрожжевой воды в количестве 1%. А. А. Имшенецкий получал рост десульфуризирующих бактерий во многих случаях при отсутствии его на среде Таусона.

Очень часто использовалась для обнаружения десульфуризирующих бактерий среда Ван-Дельдена:

Воды исследуемого водоема	1000 мл
Молочнокислого натра	5.0 г
Аспарагина	1.0 г
Сернокислого магния	1.0 г
Фосфорнодвукальевой соли	0.5 г
Железного купороса ¹	следы

Среда подщелачивается КОН до pH 7.0.

Могут быть использованы и другие среды, например:

Среда Бааса

Воды исследуемого водоема	1000 мл
Натра молочнокислого	3.5 г
NH ₄ Cl	0.5 г
K ₂ HPO ₄	1.0 г
MgSO ₄ 7H ₂ O	2.0 г
CaSO ₄	1.0 г
Соли Мора	следы

Среда Старкэй

Воды исследуемого водоема	1000 мл
Молочнокислого натра	3.5 г
NH ₄ Cl	1.0 г
K ₂ HPO ₄	0.5 г
MgSO ₄ 7H ₂ O	2.0 г
Na ₂ SO ₄	0.5 г
CaCl ₂ 2H ₂ O	0.1 г
Соли Мора	следы

Культуры десульфуризирующих бактерий лучше всего вести в склянках с притертыми пробками, емкостью 100 мл. Склянки наполняют на $\frac{2}{3}$

¹ Среда готовится без железного купороса, последний прибавляют во время посева внесением в каждую склянку маленького кристаллика, предварительно обожженного на спиртовке.

питательной сред
склянки привер
пробку. Склянк
склянки долива
же состава, закр
ном или замазко
пузырьков возд
посевы можно пр
каучуковыми пр
под каучуковой

Посевы ставя
3 недель. Культу
отмечаемые в к
отсутствия рост

О развитии д
что происходит
имеющего черны
наблюдаются в

Количество д
дом разливов. В
например на ср

Старкэй рек

Воды м
Пептон
Декстр
Серно
Серно
Соли М
Агара

Посевы в ча
вия анаэробноз
водорода или в
по методу Штур
(фиг. 85).

При малых
часто бывает в п
мембранный фи
чтобы он лег по
и закрывают п
десульфуризую
ток дают черны
В дальнейшем ч

Подсчетом к
может быть зак
следует определ
риями сероводо

В этих целях
туры десульфур
(в атмосфере во
ченко. При пос
с внесенными б
трубки (диаметр
менделеевской

питательной средой, закрывают ватными пробками и к горлышку каждой склянки привешивают тщательно завернутую в бумагу стеклянную пробку. Склянки стерилизуют в автоклаве при 112°C . После посевов склянки доливают до самой пробки запасной стерильной средой того же состава, закрывают притертыми пробками, сверху заливают парафином или замазкой Менделеева. Надо следить, чтобы в посевах не осталось пузырьков воздуха. При неимении склянок с притертыми пробками посевы можно производить в склянки, закрываемые плотно подогнанными каучуковыми пробками, или в пробирки, доливая их таким образом, чтобы под каучуковой пробкой не было пузырьков воздуха.

Посевы ставят в термостат при $25-30^{\circ}\text{C}$ и выдерживают не менее 3 недель. Культуры должны регулярно просматриваться, и все изменения, отмечаемые в культурах, заносятся в журнал наблюдений. В случае отсутствия роста посевы выдерживаются дольше.

О развитии десульфурлирующих бактерий судят по почернению осадка, что происходит вследствие образования гидрата сернистого железа, имеющего черный цвет. При микроскопировании осадка из таких культур наблюдаются в большом числе типичные вибрионы (фиг. 84).

Количество десульфурлирующих бактерий может быть учтено и методом разликов. Вместо жидких сред готовят агар соответствующего состава, например на среде Таусона.

Старкэй рекомендует агар, состоящий из следующих компонентов:

Воды исследуемого водоема	1000 мл
Пептона	5 г
Декстрозы	10 г
Сернокислого магния	1.5 г
Сернокислого натрия	0.5 г
Соли Мора	0.01 г
Агара	15 г

Посевы в чашки производят обычным образом и помещают их в условия анаэробии (в вакуум-эксикаторы в атмосфере сероводорода или водорода или в аппараты Аристовского) или сеют в чашки, сложенные по методу Штурм (фиг. 39 на стр. 41). Развиваются черные колонии (фиг. 85).

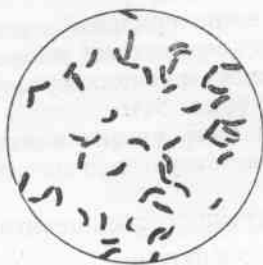
При малых количествах десульфурлирующих бактерий, как это часто бывает в воде, С. И. Кузнецов рекомендует фильтровать воду через мембранный фильтр и помещать последний в пробирку таким образом, чтобы он лег по стенке (фиг. 86). Пробирку заливают агаром до верха и закрывают простерилизованной каучуковой пробкой. При наличии десульфурлирующих бактерий в посевном материале, они через 5—10 суток дают черные колонии, которые можно сосчитать с помощью лупы. В дальнейшем чернеет и весь агар.

Подсчетом количества десульфурлирующих бактерий исследование может быть закончено, однако в случае интенсивно идущего процесса следует определить и энергию его, т. е. количество образуемого бактериями сероводорода.

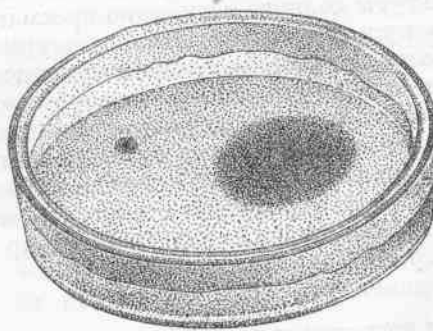
В этих целях получают чистые или хотя бы хорошо очищенные культуры десульфурлирующих бактерий методом разликов в чашки Петри (в атмосфере водорода), методом разликов по Штурм или методом Исаченко. При последнем методе засеянный и тщательно перемешанный с внесенными бактериями питательный агар засасывается в стерильные трубки (диаметром около 0.3 см); по застывании агара концы их заливают менделеевской замазкой или запаивают.

Колонии в чашках и в трубках появляются обычно через 4—5 суток. Из трубок извлекают черные колонии (фиг. 87). Для этого на трубке против колонии делается надпил напильником, трубку в этом месте обжигают спиртом и разламывают. Кончиком иглы берут кусочек колонии и переносят в жидкую среду. Выделение обычно повторяют несколько раз, используя для облегчения более элективные среды. Такие среды приводит Ю. И. Сорокин (1952).

Для определения количества образованного бактериями сероводорода посеы производят в пол-литровые склянки,



Фиг. 84. Десульфуризирующие бактерии. (Увел. 1200).



Фиг. 85. Рост десульфуризирующих бактерий в чашке, посев по методу Л. Д. Штурм.



Фиг. 86. Посев десульфуризирующих бактерий. (По С. И. Кузнецову, 1947).

культуры выдерживают 20—30 суток и затем проводят определение H_2S одним из описанных ниже способов.

1) В коническую колбу с притертой пробкой вносят 1 г КJ, 10 мл HCl (1 : 5), 40—50 мл 0.02 н. раствора KJO_3 и вливают затем все содержимое в склянки с культурой. После взбалтывания иод,



Фиг. 87. Рост десульфуризирующих бактерий в трубке.

не связанный сероводородом, оттитровывают 0.02 н. раствором гипосульфита.

Количество мг H_2S в 1 л культуральной жидкости высчитывают по формуле

$$x = \frac{(A - A_1) \cdot K \cdot 0.34 \cdot 1000}{T},$$

где A — число мл 0.02 н. раствора гипосульфита, идущее на взятое первоначально количество мл 0.02 н. раствора KJO_3 (что надо определить отдельным титрованием без культуральной жидкости), A_1 — число мл 0.02 н. раствора гипосульфита, идущее на смесь того же количества

раствора KJO_3 с вочный коэффициент той культуральной отвечает 0.34 мг

2) В коническ раствора иода в его соответствует с культурой, даю 0.01 н. раствором до исчезновения на 1 л.

Определение и колориметриче

Окисление

Бактерии, он широко распро где в придонных слоев, содержащи рий, в других т

Серобактерии витие этих гру ствующим прои

Большие ск розовую окраск зеленоватый ц

Серобактери фильтров, чере паратах, приго

Для получе и способов. Зд кратно примен

1) Для пол цилиндр или из ляют кристалл закрывают ци выставляют на

2) Для пур среда Ван-Нил

Дест
Хлор
Фос
Хлор
Дву
Серв

Эту среду следуемого в оставляют на

раствора KJO_3 с исследуемой культуральной жидкостью, K — поправочный коэффициент 0.02 н. раствора гипосульфита, T — объем прилитой культуральной жидкости в мл. 1 мл 0.02 н. раствора гипосульфита отвечает 0.34 мг H_2S .

2) В коническую колбу с притертой пробкой отмеривают 20—30 мл раствора иода в иодистом калии, содержащем 0.747 г иода на 1 л (1 мл его соответствует 0.1 мг сероводорода), приливают содержимое склянки с культурой, дают стоять 10 минут и не вошедший в реакцию иод титруют 0.01 н. раствором гипосульфита в присутствии крахмального клейстера до исчезновения синей окраски. Содержание сероводорода вычисляют на 1 л.

Определение содержания сероводорода может быть произведено и колориметрическим способом (Бруевич и Брук, 1934).

Окисление сероводорода, серы и тиосульфатов

Бактерии, окисляющие сероводород, серу и сернистые соединения, широко распространены в водоемах различных типов. В тех водоемах, где в придонных слоях отмечается накопление сероводорода, на границах слоев, содержащих сероводород, развиваются в одних водоемах серобактерии, в других тиобактерии, реже те и другие вместе.

Серобактерии и тиобактерии окисляют сероводород. Массовое развитие этих групп является мощным бактериальным фильтром, препятствующим проникновению сероводорода в вышележащие слои воды.

Серобактерии

Большие скопления пурпурных серобактерий дают ясно заметную розовую окраску воды; при развитии зеленых серобактерий вода имеет зеленоватый цвет.

Серобактерии могут быть обнаружены при просмотре мембранных фильтров, через которые была профильтрована исследуемая вода, и в препаратах, приготовленных из донных отложений или обрастаний.

Для получения серобактерий в культурах предложено много сред и способов. Здесь приводятся лишь некоторые из них, которые неоднократно применялись автором настоящей сводки.

1) Для получения пурпурных серобактерий помещают в высокий цилиндр или из водоема, заливают его водой из того же водоема, прибавляют кристаллик аспарагина или кусочек сваренного куриного яйца, закрывают цилиндр корковой пробкой, заливают сверху парафином и выставляют на окно.

2) Для пурпурных и зеленых серобактерий может быть использована среда Ван-Ниля:

Дистиллированной воды	1000 мл
Хлористого аммония	1 г
Фосфорнодвукальевой соли	0.5 г
Хлористого магния	0.2 г
Двууглекислого натрия	1.0 г
Сернистого натрия	1.0 г

Эту среду наливают в высокий цилиндр, засевают илом или водой исследуемого водоема, цилиндр плотно закрывают притертой пробкой и оставляют на свету.

В случае развития пурпурных бактерий появляется розовая окраска воды и розово-красные пятна на поверхности ила; при развитии зеленых серобактерий вода в цилиндре приобретает зеленую окраску. Серобактерий рассматривают при различных увеличениях микроскопа, производят измерения размеров (в отдельных случаях окрашивают жгутики), определяют род и вид.

Из пурпурных наиболее типичным является род *Chromatium* (фиг. 88), палочковидные и эллипсовидные клетки которого содержат капли серы. Отдельные виды *Chromatium* отличаются главным образом своими размерами. Самыми крупными являются красноватые клетки *Chromatium Warmingii* Migula, достигающие 15—20 μ в длину и 8 μ в ширину, немного меньше клетки весьма распространенного вида — *Chr. okenii* Perty (10—15 \times 6.3 μ), образующего вишневато-красный или пурпурный пигмент; подвижные буровато-красные клетки *Chr. Weissii* Perty несколько мельче (11.5 \times 8 μ). Клетки других видов *Chromatium* (*minus*, *gracile*, *vinosum*, *minutissimum*) еще более мелкие, в отдельности бесцветные, и пигментация их обнаруживается только в скоплениях. Однако размеры клеток *Chromatium* в большой степени зависят от условий культуры (концентрации H_2S , pH и др.).

Характерной формой отличаются удлиненные веретенообразные клетки рода *Rhabdochromatium* Winogradsky, часто имеющие заостренные концы, очень подвижные, окрашенные в красный цвет (фиг. 88, 6). Среди пурпурных серобактерий много спиралл — представителей родов: *Thiospirillum* Winogradsky, *Thiospira* Wislouch, *Rhodospirillum* Molisch.

Среди этой группы имеются и неподвижные формы; роды *Rhodocapsa* Molisch и *Rhodotheca* Molisch, не образующие колоний, и виды родов, образующих рыхлые колонии: *Thiocystis* Winogradsky, *Thiocapsa* Winogradsky, *Thiosarcina* Winogradsky, *Thiopedia* Winogradsky, *Amoebobacter* Winogradsky, *Thiotheca* Winogradsky.

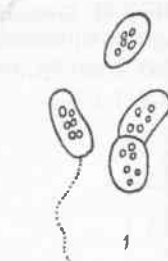
В противоположность пурпурным бактериям, богатым родами и видами, зеленые серобактерии представлены всего двумя родами: *Chlorobium* Nadson и *Pelodictyon* Lauterborn. Из первого рода вид *Chlorobium limicola* (фиг. 89) имеет кокковидные клетки, часто соединенные в цепочки. Виды рода *Pelodictyon* палочковидные, неподвижные, часто бывают соединены в цепочки, иногда образуют сложные узоры и скопления, всегда окружены слизью (фиг. 90).

Для получения в культуре бесцветных серобактерий можно пользоваться следующим приемом С. Н. Виноградского. На дно высокого стеклянного цилиндра помещают кусок корневища сусака или другого водного растения, прибавляют немного гипса и ила и заливают доверху водой из того же водоема. В этих условиях развиваются главным образом бесцветные нитчатые серобактерии, образующие пленку.

Хорошие результаты дает среда Омелянского:

5% отвара солода	1000 мл
Глюкозы	5 г
Пептона	1 г
Серного цвета	10 г
Агара	20 г

Расплавленный агар засевают *Oidium lactis* и разливают в чашки Петри. Через несколько дней, когда начинается выделение сероводорода, агар разрезают на куски. Куски агара кладут на дно высокого стеклянного цилиндра и заливают водой из исследуемого водоема. Через 10—15 суток



Фиг. 88. П.

1 — *Chromatium*
6 — *Rhabdochro*
9 — *Amoebobact*
rosea; 12

я окраска
и зеленых
серобакте-
произво-
жгутики),

(фиг. 88),
или серы.
ими раз-
romatium
, немного
erty (10—
мент; по-
о мельче
vinosum,
пигмен-
ы клеток
нцентра-

образные
аострен-
88, 6).
й родов:
Molisch.
odocapsa
и родов,
а Wino-
bobacter

и и ви-
robium
robium
епочки.
т соеди-
всегда

пользо-
ого сте-
другого
доверху
м обра-



Фиг. 88. Пурпурные бактерии. (Увел. 810; по С. Н. Виноградскому, 1952).

1 — *Chromatium weissel*; 2 — *Ch. okenii*; 3 — *Ch. minus*; 4 — *Ch. minutissimum*; 5 — *Ch. vinosum*;
6 — *Rhodochromatium fusiforme*; 7 — *Thioicapsa rosaea-persicina*; 8 — *Thiopolicoccus ruber*;
9 — *Amoebobacter roseum*; 10 — *Thiotece gelatinosa*; 11 — *Thiodictyon elegans*; 12 — *Thiopedia*
rosea; 13 — *Thiocystis violacea*; 14 — *Lamprocystis rosea-persicina* (увел. 300).

чашки
орода,
янного
суток

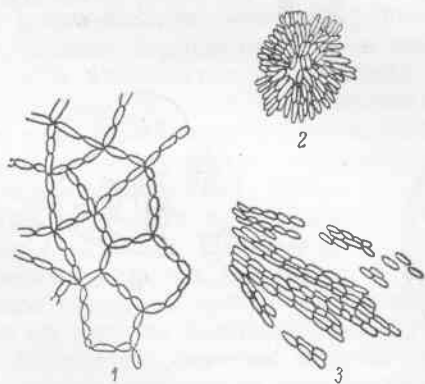
на поверхности жидкости появляется толстая пленка, которая состоит из нитей бесцветных серобактерий и различных других микроорганизмов.

Можно получить хорошее развитие серобактерий по методу Боргардта. На дно цилиндра наливают агар следующего состава:

Воды	1000 мл
Сернистого калия	3 г
Фосфорнодвукальевой соли	0.2 г
Хлористого аммония	0.1 г
Хлористого магния	0.1 г
Агара	30 г

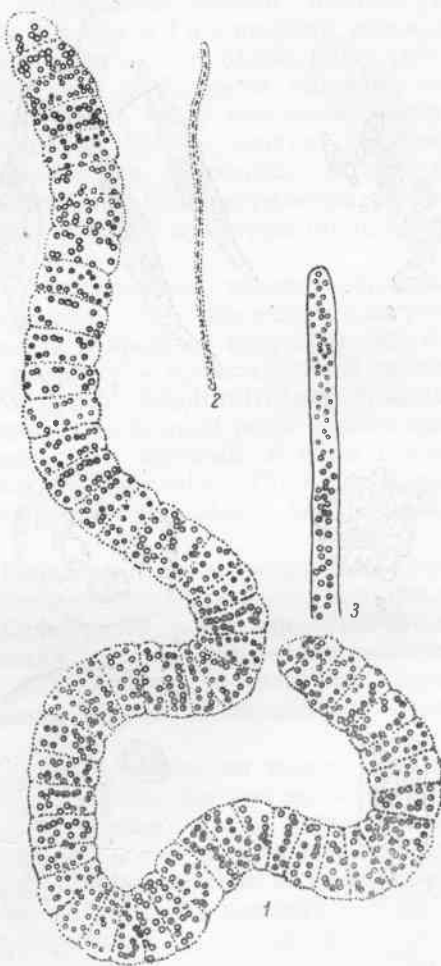


Фиг. 89. *Chlorobium limicola*. (Увел. 1200).



Фиг. 90. Серобактерии рода *Pelodictyon*.

1 — *P. aggregatum*; 2 — *P. clathratiforme*; 3 — *P. parallelum*.



Фиг. 91. Бесцветные серобактерии рода *Beggiatoa*. (Увел. 800).

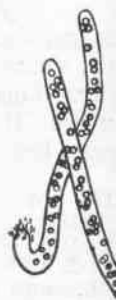
1 — *B. mirabilis*; 2 — *B. minima*; 3 — *B. alba*.

Поверх агара (по его застывании) вносят грунт исследуемого водоема и заливают агар водой из того же водоема до полного заполнения цилиндра.

Еще проще получить культуру серобактерий по В. Н. Шапошникову (1947). На дно цилиндра помещают ил, заливают его водой и в качестве источника сероводорода используют ампулки, наполненные сероводо-

родной водой. С

ность развиваться
Бесцветные с
Весьма распрост



1 — *Thiobacillus ingrica*

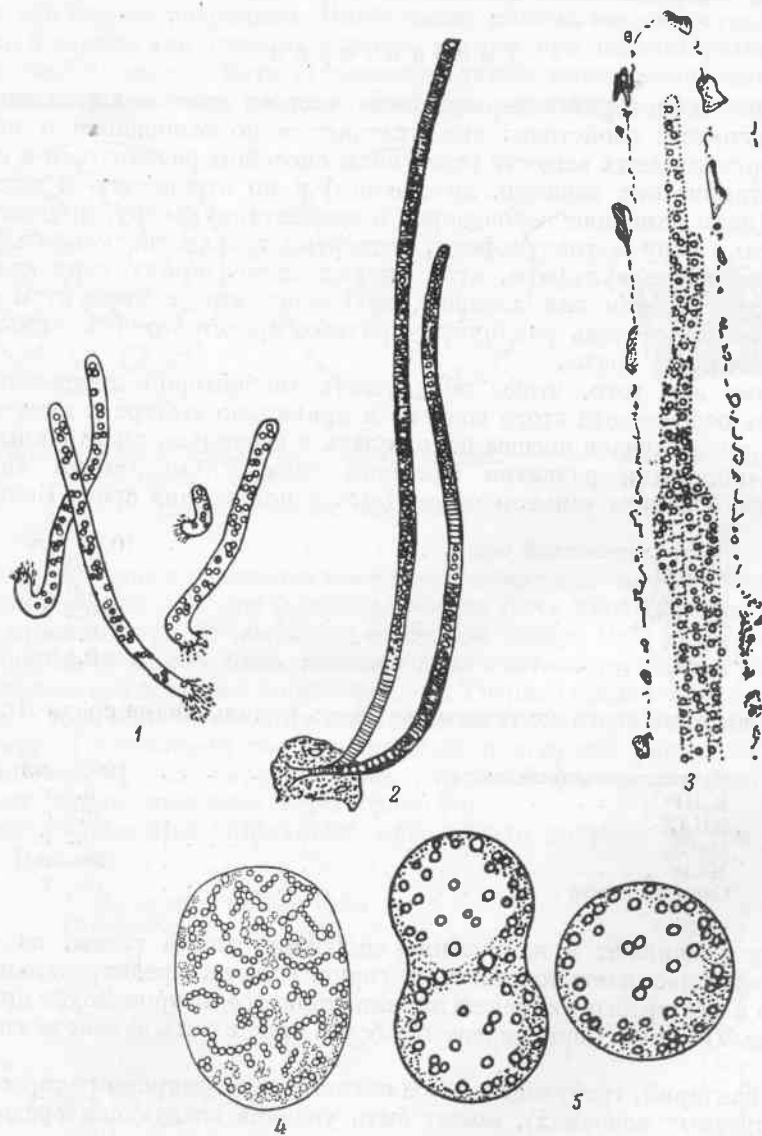
ные подвижные н
личны по своим
мира, как *Beggiatoa*
и до 1.5 мм длин

7 Жизнь пре

состоит
анизмов.
ргардта.

родной водой. Сероводород, поступая постепенно в воду, дает возможность развиваться серобактериям.

Бесцветные серобактерии представлены большим количеством видов. Весьма распространены в водоемах виды рода *Beggiatoa* Trevisan. Дли-



Фиг. 92. Бесцветные серобактерии.

1 — *Thiobrix nivea* (увел. 900); 2 — *Th. annulata* (увел. 250); 3 — *Thioploca ingrassa* (увел. 430); 4 — *Thiovolum majus* (увел. 1000); 5 — *Thiophysa macrophysa* (увел. 900).

ные подвижные нити *Beggiatoa*, покрытые слизистой капсулой, очень различны по своим размерам. Среди них есть такие гиганты бактериального мира, как *Beggiatoa mirabilis* (фиг. 91), достигающая до 45 μ в поперечнике и до 1.5 мм длины, и относительно мелкие формы, как *Beggiatoa minima*.

Распространены в водоемах виды родов *Thiothrix* Winogradsky, *Thioploca* Lauterborn, *Thiophysa* Hinze (фиг. 92).

При большом содержании сероводорода в воде нити и клетки серобактерий набиты капельками серы, при незначительном содержании — содержат их в ограниченном количестве или могут быть совсем лишены их.

Тиобактерии

Группа тиобактерий содержит виды, сильно отличающиеся по своим физиологическим свойствам: они отличаются по отношению к наличию в среде органических веществ (одни виды способны развиваться в присутствии органических веществ, другие нет) и по отношению к источнику энергии (одни окисляют сероводород и элементарную серу, другие только серу, третьи серу и тиосульфаты, четвертые только тиосульфаты); одни виды, окисляя тиосульфаты, откладывают элементарную серу вне своих клеток, другие, окисляя элементарную серу, имеют продуктом только серную кислоту; очень различны у разных представителей этой группы требования к pH среды.

Поэтому для того, чтобы обнаружить тиобактерий в водоеме, надо учитывать особенности этого водоема и правильно выбирать питательную среду. В ряде случаев посеvy надо делать в несколько питательных сред.

Для получения развития бактерий типа *Thiobacterium thioparus* (фиг. 93) с большим успехом может быть использована среда Бейеринка:

Дистиллированной воды	1000 мл
$\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$	5.0 г
NaHCO_3	1.0 г
Na_2HPO_4	0.2 г
NH_4Cl	0.1 г
MgCl_2	0.1 г

Для бактерий этого же типа может быть использована среда Якобсена:

Дистиллированной воды	1000 мл
K_2HPO_4	0.5 г
NH_4Cl	0.5 г
MgCl_2	0.2 г
Мела	20 г
Серного цвета	10 г

Среду разливают в конические колбочки тонким слоем, на поверхность среды насыпают тонкий слой серного цвета, предварительно высушенного и растертого в ступке. Стерилизацию среды производят при 110°C в течение 30 минут. Сера в среде Якобсена может быть заменена гипосульфитом.

Для бактерий, требующих более кислой среды (широко распространенных в пресных водоемах), может быть указана следующая среда (Салимовская, 1931):

Дистиллированной воды	1000 мл
K_2HPO_4	3 г
NH_4Cl	2 г
MgCl_2	0.5 г
CaCl_2	0.2 г
$\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$	10 г

Усредняется раствором NaOH до pH 6.0—6.2.

Рост на
чайшей пл
равномерн
шейся серы
ляется жел
вится все б
ляется в пер
ление Na_2S_2
прибавлени

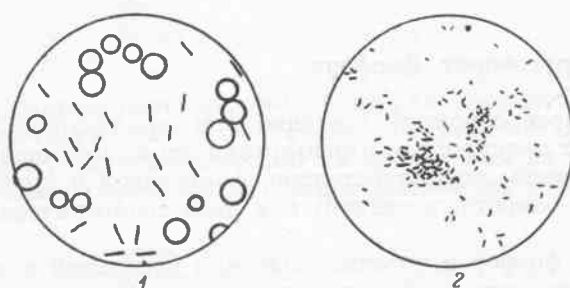


Фиг. 93

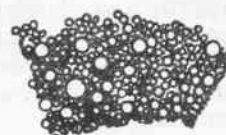
взятой в про
ной или сол
в ней приме
этих бактер
бавлением к
зована и дл
водоемов. Т
щих для ни
которых ви
Рост Th
среде Вакс

Реакция
фосфорной
Среду ра
текущим пар
в термостат
так же, ка

Рост на средах с гипосульфитом может быть отмечен сперва в виде тончайшей пленочки, состоящей из капелек серы и бактерий, или тонкой равномерной мути. Пленка с течением времени уплотняется и от выделившейся серы принимает желтоватый оттенок. По стенкам и на дне появляется желтый осадок. По мере оседания выделившейся серы среда становится все более прозрачной. Наибольшее количество гипосульфита окисляется в первые дни, поэтому в первые же дни, при наличии развития, окисление $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ может быть установлено также химической реакцией: при прибавлении 1—5%-го раствора BaCl_2 к небольшому количеству среды,



Фиг. 93. Тиобактерии рода *Thiobacterium*.
(увел. 1200).
1 — *Th. thioparus*; 2 — *Th. thiooxydans*.



Фиг. 94. *Thiobacterium thioparus*, край колонии с каплями серы.

взятой в пробирку и подкисленной несколькими каплями разбавленной азотной или соляной кислоты (кислота должна быть проверена на отсутствие в ней примеси серной), выпадает обильный осадок BaSO_4 . Для выделения этих бактерий может быть использована соответствующая среда с прибавлением к ней агара в количестве 1.5%. Твердая среда может быть использована для количественных определений тиобактерий в воде и грунтах водоемов. Тиобактерии соответствующей подгруппы растут на подходящих для них средах, образуя мелкие, круглой формы колонии, по краям которых видны капельки серы (фиг. 94).

Рост *Thiobacillus thiooxydans* может быть получен на той или иной среде Ваксмана:

1. Дистиллированной воды	1000	мл
$(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$	0.2	г
MgSO_4	0.5	г
KH_2PO_4	3.0	г
CaCl_2	0.25	г
Серы (порошком)	10.0	г
2. Дистиллированной воды	1000	мл
MgSO_4	0.5	г
$(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$	0.2	г
KH_2PO_4	1.0	г
$\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$	2.5	г
Серы (порошком)	10.0	г

Реакция и в той и в другой среде устанавливается молярным раствором фосфорной кислоты до pH 3.0.

Среду разливают тонким слоем в конические колбочки и стерилизуют текущим паром в течение 3 дней по 30 минут. Засеянные колбочки помещают в термостат при 25—28° С. Качественная реакция на сульфаты проводится так же, как описано выше. Определения содержания бактерий типа

Tiobacillus thiooxidans в водоеме могут быть проведены на кремневых пластинках, пропитанных средой Ваксмана, на поверхность которых тончайшим слоем нанесена отдельно простерилизованная сухая сера порошком. Посев производится каплями воды или комочками грунта. Колонии тиобактерий, благодаря образованию вокруг них прозрачных зон вследствие окисления серы в соли серной кислоты, хорошо видны на этой среде.

Количественное определение образовавшихся в культурах сульфатов или сульфитов и полиитионатов может быть произведено различными способами.

Круговорот фосфора

Круговорот фосфора имеет огромное значение для продуктивности водоемов. Фосфор в водоемах присутствует в виде органических соединений (входя в состав фосфопротеинов, неуклопротеидов, фосфатидов и других соединений растительных и животных тканей) и в виде неорганических соединений.

В виде фосфатного иона фосфор в пресных водоемах находится в ничтожных количествах (обычно сотые и тысячные доли мг на 1 л), так как растворимые соединения фосфора в водоемах быстро образуют слабо растворимые и нерастворимые формы, выпадающие в осадок.

Перевод нерастворимых неорганических соединений фосфора в растворимое состояние происходит под воздействием особой группы микробов,¹ распространенных в водоемах (Салимовская-Родина, 1940).

Разложение фосфорноорганических соединений происходит также под воздействием особых микроорганизмов и является вторым источником увеличения содержания в водоемах минеральных растворимых соединений фосфора.

Существует мнение (Кудрин, 1952), что наиболее продуктивное питание растений и микроорганизмов в природных условиях осуществляется свежеработанными минеральными продуктами жизнедеятельности микробов.

Несмотря на всю важность вопроса, круговорот фосфора в водоемах почти не освещен, и методы исследования и учета бактерий, его осуществляющих, нуждаются в дальнейшей разработке.

Определение в воде и в грунтах числа микроорганизмов, способных переводить нерастворимые фосфаты в растворимое состояние, может быть произведено методом разлива при использовании той или иной твердой среды с глюкозой и $\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$.

Может быть использован агар, приготовленный на иловой вытяжке из грунтов исследуемого водоема, к которому прибавлено 2% глюкозы или мясо-пептонный агар с глюкозой. Посевной материал вносят в чашку Петри и на дно чашки высыпают небольшое количество простерилизованного сухим жаром трехкальциевого фосфата. Чашку затем заливают расплавленным и охлажденным агаром. При перемешивании агара фосфат равномерно распределяется по дну чашки. Чашки помещают в термостат при 23—24° С. Счет колоний растворяющих фосфат бактерий производится по образующимся вокруг них прозрачным зонам (фиг. 95).

¹ Перевод нерастворимых фосфатов в растворимое состояние, кроме прямого воздействия специфических микроорганизмов, происходит в итоге действия на них образованных различными бактериями органических и неорганических кислот.

Может быть

Водопр
водое
 $\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$
Глюкоз
 $(\text{NH}_4)_2\text{S}$
 NaCl
 KCl
 MgSO_4
 MnSO_4
 FeSO_4
Агара

Определение
тического отщеп
может быть про
танных следую

Воды
 $(\text{NH}_4)_2$
 NaCl
 KCl
 MgSO_4
 FeSO_4
 MnSO_4
Глюко
Мела

На каждую
или нуклеинову
должен быть р
Пластинки стер
давлении $\frac{1}{2}$ — $\frac{3}{4}$
Посев производ
мочков ила или
быть использов
ром. Лецитин в
5 мг P_2O_5 на 1

Для учета б
органосфаты,
вую среду, при
выщелоченном
видоизмененной
увеличено в 2
козы и мела).
дующим образо
ряли в 2 мл спи
стиллированной
щенным раство
до pH 7.0, затем
градуированной
вали текучим п
ным материалом
расплавленным

Может быть использована и среда следующего состава:

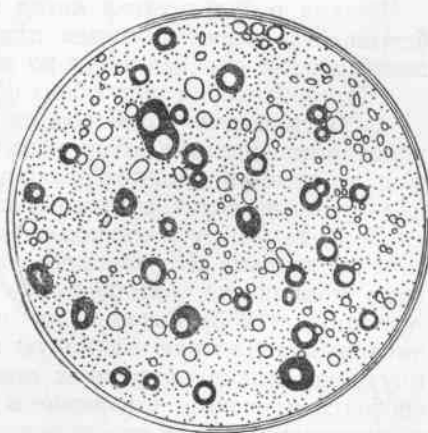
Водопродной воды (лучше воды исследуемого водоема)	1000 мл
$\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$	5 г
Глюкозы	20 г
$(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$	0.5 г
NaCl	0.2 г
KCl	0.1 г
MgSO_4	0.3 г
MnSO_4	} следы
FeSO_4	
Агара	20 г

Определение наличия бактерий, осуществляющих процесс гидролитического отщепления фосфорной кислоты от органических соединений, может быть произведено на пластинках из кремнекислого геля, пропитанных следующим составом (Менкина, 1950):

Воды	1000 мл
$(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$	0.5 г
NaCl	0.3 г
KCl	0.3 г
MgSO_4	0.3 г
FeSO_4	} следы
MnSO_4	
Глюкозы	10 г
Мела	5 г

На каждую пластинку наносят по 3—5 мл этой среды и затем лецитин или нуклеиновую кислоту из расчета 5 мг P_2O_5 . Лецитин предварительно должен быть растворен в 96° спирте. Пластинки стерилизуют в автоклаве при давлении $\frac{1}{2}$ — $\frac{3}{4}$ атмосферы 20 минут. Посев производят путем нанесения комочков ила или капелек воды. Может быть использована эта же среда с агаром. Лецитин вносится из расчета 3—5 мг P_2O_5 на пластинку.

Для учета бактерий, использующих органофосфаты, мы применяли агаровую среду, приготовленную на хорошо выщелоченном агаре и на несколько видоизмененной среде Менкиной (было увеличено в 2 раза содержание глюкозы и мела). Лецитин вносили следующим образом: 1 г лецитина растворяли в 2 мл спирта и доливали 18 мл де-стиллированной воды. Усредняли насыщенный раствором двууглекислой соды до pH 7.0, затем переливали в колбочку с градуированной пипеткой и стерилизовали текучим паром 40 минут. При производстве посевов вслед за посевным материалом вносили в каждую чашку 0.1 мл этого раствора, заливали расплавленным и охлажденным агаром и хорошо перемешивали.



Фиг. 95. Растворение трехкальцевого фосфата фосфорными бактериями.

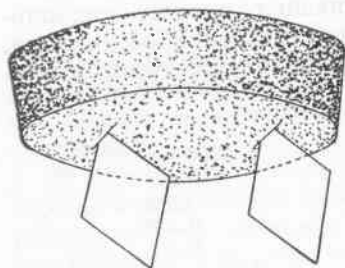
Круговорот железа

Железобактерии широко распространены в природе в различных водоемах. Часто они достигают массового развития, окрашивают в желтоватый цвет воду и покрывают налетом ржавчины дно. Железобактериям принадлежит основная роль в образовании железо-марганцевых конкреций.

Группа железобактерий включает в себя виды, различно относящиеся к органическому веществу: одни из них являются автотрофами и живут в водоемах с чистой водой, содержащей растворенное двууглекислое закисное железо, другие являются миксотрофами, третьи гетеротрофами, обитающими на поверхности водных растений и водосрослей в водах, содержащих значительные количества органических веществ.

Общих методов для культивирования железобактерий нет, а ряд форм их до сих пор вообще не получен в искусственных культурах.

Самым простым способом определения наличия железобактерий в водоемах является микроскопический просмотр после специальной обработки препаратов, например мембранных фильтров, через которые профильтрован определенный объем воды. Фильтры обрабатывают 2—5%-м раствором желтой кровяной соли в течение 2—3 минут, затем 5%-й соляной кисло-



Фиг. 96. Поплавок с покровными стеклами для прикрепления железобактерий.

той в течение 1—2 минут и окрашивают эритрозином. Это позволяет рассмотреть клетки железобактерий и их железистые чехлики и стебельки, окрашивающиеся в синий цвет.

Весьма результативен метод пластинок обрастания. Пластины обрабатываются вышеуказанным для мембранных фильтров способом, и железобактерии определяются до вида.

Железобактерии могут быть обнаружены также следующими способами:

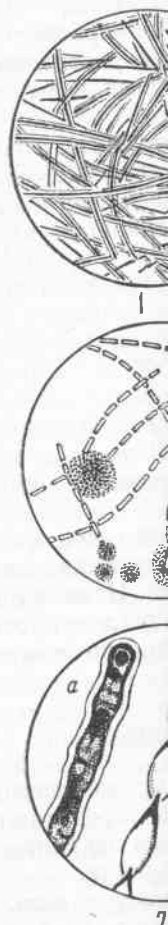
1) Вода, взятая прибором из исследуемого водоема, помещается в широкогорлые склянки. При наличии железобактерий уже на следующий день в банке появляются хлопья, похожие на вату, в которых, обработав препараты вышеуказанным образом, можно обнаружить железобактерий.

2) Вода может быть помещена в банку (аквариум) вместе с илом из того же водоема. По оседании ила, через некоторое время над ним в слое воды появляются ватообразные скопления, а затем и ржавые пятна. Холодный (1953) рекомендует помещать на поверхность воды в таких аквариумах плоскую корковую пробку, в нижнюю сторону которой воткнуто несколько покровных стекол (фиг. 96). Такую пробку оставляют свободно плавать в аквариуме в течение приблизительно 24 часов. За это время к поверхности стекол успевает прикрепиться много железобактерий. Пробку извлекают из воды, с стеклышек фильтровальной бумагой осторожно удаляют воду, высушивают стеклышки на воздухе, фиксируют и окрашивают.

Культура железобактерий может быть получена на среде Виноградского:

Дистиллированной воды	1000 мл
Азотнокислого аммония	0.5 г
Азотистокислого натрия	0.5 г

Фосфо
Серно
Хлори
Аммиа

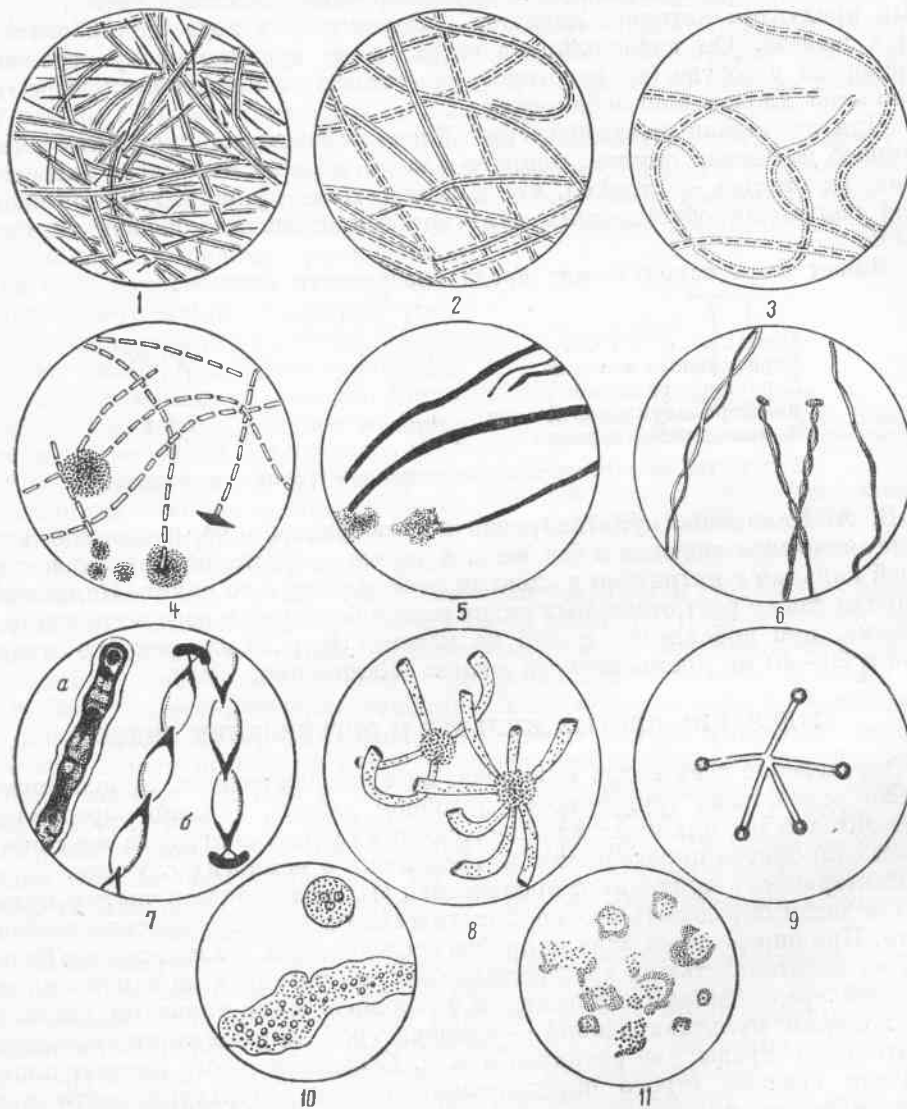


Фиг. 97. Железобактерии.

1 — Leptothrix
риальные нит
3 — L. crassa
1500); 5 — Cr
Spirophillum
1400; 8 — Ga

Если в в
их легко по
ного цилинд

Фосфорнодвукалевой соли	0.5 г
Сернистого магния	0.5 г
Хлористого кальция	0.2 г
Аммиачно-железной соли лимонной кислоты . .	10.0 г

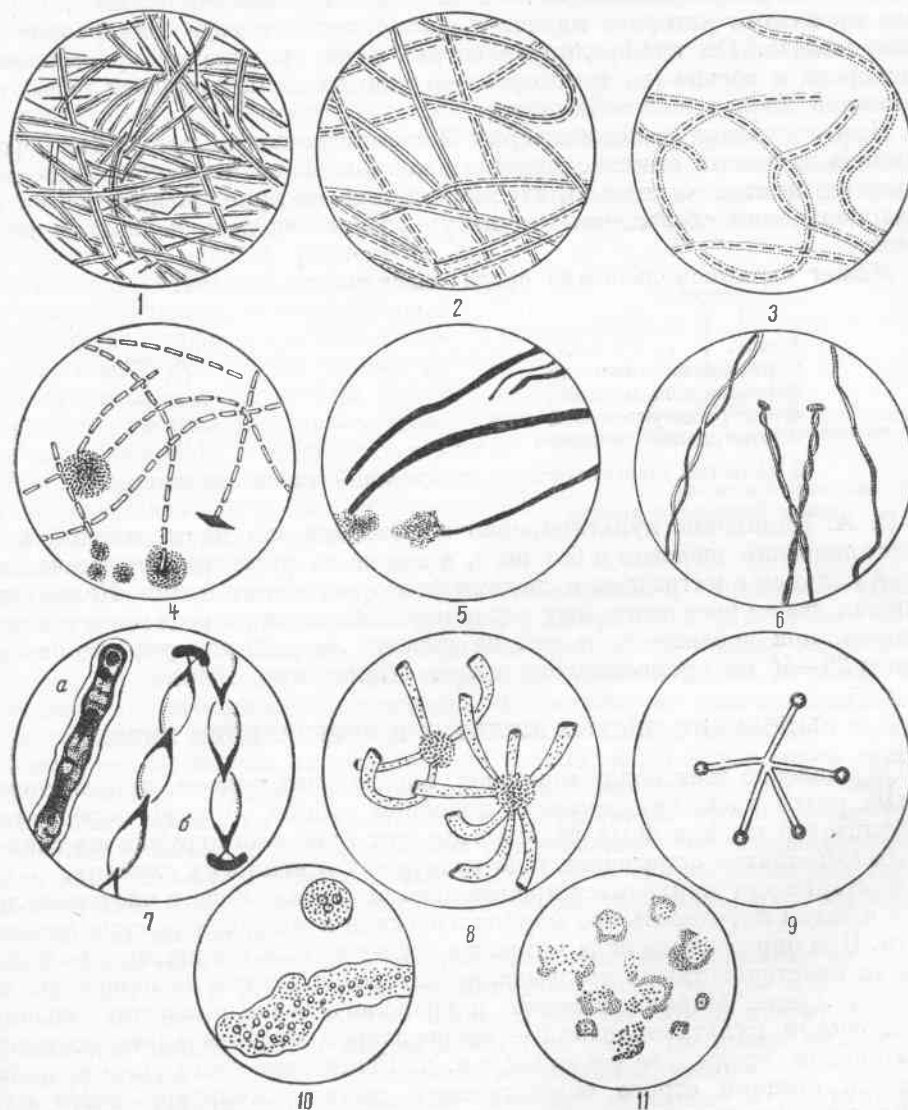


Фиг. 97. Железобактерия. (По Н. А. Холодному, 1953; Н. А. Красильникову, 1949; М. Р. Преображенской, Х. Молину и др.).

1 — *Leptothrix ochracea* (на пластинке обрастания, увел. 360); 2 — *L. ochracea* (бактериальные нити в тонких железистых чехлах с ясно обрисованными контурами, увел. 390); 3 — *L. crassa* (бактериальные нити в чехлах без ясных контуров); 4 — *L. sideroporus* (увел. 1500); 5 — *Crenothrix polyspora* (увел. 340); 6 — *Callionella ferruginea* (увел. 1400); 7 — *Spirophilum ferrugineum*: а — на пластинке обрастания (увел. 360), б — при увеличении 1400; 8 — *Gallionella corneola* (увел. 750); 9 — *G. planctonica* (увел. 1200); 10 — *Siderocapsa coronata* (увел. 1500); 11 — *S. major* (увел. 380).

Если в водоеме имеются железобактерии рода *Leptothrix* (фиг. 97), их легко получить в разводке по методу Виноградского. На дно стеклянного цилиндра, высотой около 50 см, помещают небольшое количество

Фосфорнодвукалиевой соли	0.5 г
Сернокислого магния	0.5 г
Хлористого кальция	0.2 г
Аммиачно-железной соли лимонной кислоты . . .	10.0 г



Фиг. 97. Железобактерии. (По Н. А. Холодному, 1953; Н. А. Красильникову, 1949; М. Р. Преображенской, Х. Молишу и др.).

1 — *Leptothrix ochracea* (на пластинке обрастания, увел. 360); 2 — *L. ochracea* (бактериальные нити в тонких железистых чехлах с ясно обрисованными контурами, увел. 390); 3 — *L. crassa* (бактериальные нити в чехлах без ясных контуров); 4 — *L. sideroporus* (увел. 1500); 5 — *Crenothrix polyspora* (увел. 340); 6 — *Gallionella ferruginea* (увел. 1400); 7 — *Spirophilum ferrugineum*: а — на пластинке обрастания (увел. 360), б — при увеличении 1400; 8 — *Gallionella corneola* (увел. 750); 9 — *G. planctonica* (увел. 1200); 10 — *Siderocapsa coronata* (увел. 1500); 11 — *S. major* (увел. 380).

Если в водоеме имеются железобактерии рода *Leptothrix* (фиг. 97), их легко получить в разводке по методу Виноградского. На дно стеклянного цилиндра, высотой около 50 см, помещают небольшое количество

вываренного в воде сена. Затем туда вносят немного свежееосажденного гидрата окиси железа и цилиндр наполняют водой из исследуемого водоема. В сосуде быстро начинается итти анаэробное разложение растительных остатков, гидроокись железа подвергается восстановлению, конечным продуктом которого является растворимый в воде бикарбонат закиси железа. Он диффундирует вверх, и на границе распространения кислорода в сосуде (на некотором расстоянии от поверхности воды) появляются хлопья железобактерий.

Для получения железобактерий Лиске рекомендует прибавить к воде немного железных опилок, немного ила из водоема и немного экстракта опавших листьев — столько, чтобы жидкость не приняла желтого цвета. Для получения обогащенных культур следует сделать несколько пересевов.

Может быть использована среда следующего состава:

Воды	1000 мл
Сернокислого аммония	1.0 г
Сернокислого магния	0.05 г
Фосфорнодвукальевой соли	0.1 г
Азотнокислого кальция	0.02 г

В качестве энергетического материала — углекислое железо.

В. А. Калинин культивировал железобактерии на пептонной воде с органическим железом и без него, а также на растворах органических солей кальция с нитратами и следами фосфорнокислого калия. Калинин получал также рост отдельных видов железобактерий в воде исследуемого водоема, при добавлении к ней на каждый литр 20 мл крепкого отвара сена и 20—40 мл кремнекислого железа (Калинин, 1946).

ВЫДЕЛЕНИЕ ЧИСТЫХ КУЛЬТУР И ОПРЕДЕЛЕНИЕ ВИДОВ

Определение всех видов микробов, населяющих водоем, производится весьма редко из-за трудоемкости подобной работы. Обычно определяют возбудителей тех или иных физиологических процессов, группа же гнилостных сапрофитов определяется до вида лишь в немногих случаях.

Бактериологу приходится производить выделение вида в чистую культуру и затем определять его морфологические и физиологические особенности. При определении вида микробов исследователь сталкивается с большой их пластичностью, с чрезвычайно быстрой реакцией на изменения во внешней среде. Морфологические и физиологические признаки связаны с условиями культивирования — температурой выращивания, составом питательной среды, ее реакцией и т. д. Вследствие этого следует пользоваться средами строго определенного состава, культуру вести при одних и тех же температурах, изучение морфологии микробов проводить на клетках определенного возраста.

Чаще проводят определение лишь преобладающих в исследуемом водоеме видов микробов, развивающихся на органическом веществе.

Выделение чистых культур

Из-за повсеместного широкого нахождения зародышей бактерий в воздухе, работу по выделению чистых культур следует производить в боксе, специально для этого подготовляемом.

Выделение чистых культур из агара или пептона производится, пользуясь методом Петри, т. е. 5—6 заранее приготовленных чашек Петри (или водой из исходного материала в стерильной среде) из нее после разведения.

Из каждого разведения делают 1—2 петли и пересевы в 40° мясо-пептонный агар и выливают в чашки засеянных из разведения. Для выделения чистых культур только те чашки, в которых микробов не было, т. е. стерильно, слегка приподнимают, задевая близлежащую стерильную петлю. Если ала из намеченной колонии и переносит в скопленном мясе.

Выделение чистых культур производится так: из пептона образуются. Мясо-пептон Петри и по застытии (чашки) вносят петлю (разведения) и вносят размазывают по всей поверхности чашки тем же образом по (фиг. 30 на стр. 33) поверхности среды. При рассмотрении колоний видов должна быть сделана разведка и повторяют выделение.

Наибольшую убойность для этого получают пуляторами, которые скопической пипеткой микроорганизмы в капле. Захватив чистую среду, и другой разведения одной в капилляр, имея увеличение микробов одна клетка, и выделенный кусочек перевести.

При выделении микробов дрожжей, можно об-

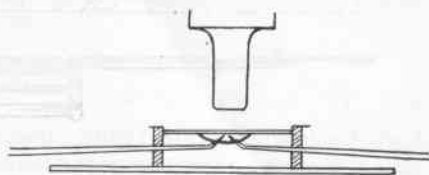
Выделение чистых культур делают обычно с разливок мясо-пептонного агара или непосредственно из исследуемого материала (воды, грунта), пользуясь методом разведений. Для приготовления разведений берут 5—6 заранее приготовленных пробирок с стерильной водопроводной водой или водой исследуемого водоема. В первую пробирку вносят немного исходного материала, и после тщательного размешивания внесенного материала в стерильной воде, переносят 1—2 петли во вторую пробирку, из нее после размешивания — в третью и т. д.

Из каждого разведения, начиная со второго или третьего, берут по 1—2 петли и переносят их в пробирки с расплавленным и остуженным до 40° мясо-пептонным агаром, тщательно размешивают внесенный материал с агаром и выливают в чашку Петри. Таким образом получают ряд чашек, засеянных из разных разведений. Для выделения чистых культур годны только те чашки, в которых рост микробов не является густым. Осторожно, слегка приоткрыв чашку, не задевая близлежащие колонии, берут стерильной петлей немного материала из намеченной к выделению колонии и переносят в пробирку со скошенным мясо-пептонным агаром.

Выделение культур может быть произведено также несколько иным образом. Мясо-пептонный агар разливают заранее в стерильные чашки Петри и по застывании агаровой среды на поверхность ее (с одного края чашки) вносят петлей каплю посевного материала (например из второго разведения) и внесенный материал стерильным шпателем (фиг. 29 на стр. 33) размазывают по всей поверхности агара. Затем сразу же этим же шпателем, на поверхности которого остались отдельные клетки микробов, делают тем же образом посевы на поверхности второй, а затем и третьей чашки (фиг. 30 на стр. 33). При таком методе посевов все колонии вырастают на поверхности среды, глубинные колонии отсутствуют, что облегчает рассмотрение колоний под микроскопом и выделение. Чистота выделенных видов должна быть проверена. Из каждой полученной культуры снова делают разведения, убеждаются в однородности развившихся колоний и повторяют выделение.

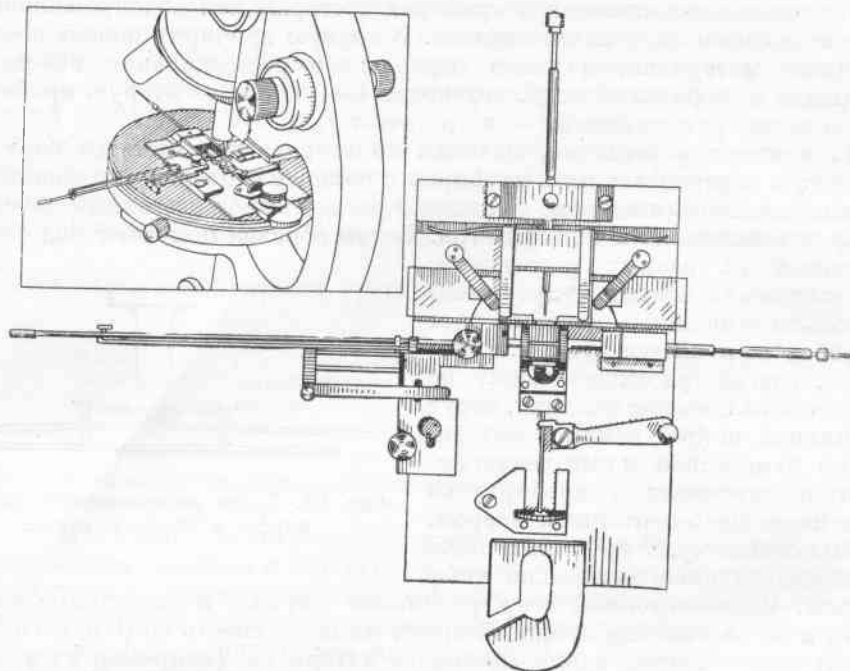
Наибольшую уверенность в чистоте культуры дает выделение из одной клетки. Для этого пользуются специальными приборами — микроманипуляторами, которые позволяют провести захват одной клетки микро-скопической пипеткой под микроскопом (фиг. 98). Во время выделения микроорганизмы должны находиться во влажной камере — в висячей капле. Захваченную микропипеткой клетку переносят в жидкую питательную среду, где она и прорастает. Для этой цели может быть использован и другой прибор — микроселектор Б. В. Перфильева (рис. 99). Для выделения одной клетки жидкость, содержащую бактерии, насасывают в капилляр, имеющий строго прямоугольное сечение. Строгая параллельность стенок капилляра позволяет просматривать его при больших увеличениях микроскопа. В капилляре отыскивают участок, где находится одна клетка, и выламывают его специальным приспособлением. Выломанный кусочек переводят в приемник, а оттуда в питательную среду.

При выделении микробов, имеющих клетки крупных размеров, например дрожжей, можно обойтись и без микроманипулятора. Из выделенной обыч-



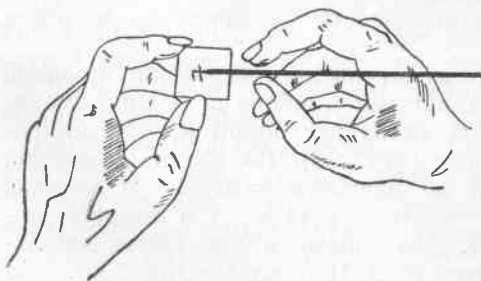
Фиг. 98. Схема расположения инструментов в висячей капле.

ным способом культуры дрожжей готовят последовательные разведения в стерильной солодовой жидкой среде до тех пор, пока в маленькой



Фиг. 99. Микроселектор Б. В. Перфильева. (По Э. Г. Разумовской и др., 1955).

капельке не будет находиться одна клетка, что устанавливается под микроскопом. Имея такое разведение, приступают к процессу выделения. Берут несколько стерильных покровных стеклышек и последовательно на каж-



Фиг. 100. Нанесение капель при выделении чистой культуры микроорганизмов из одной клетки.

дое из них стерильным (прогретым в пламени) маленьким чертежным пером наносят ряд капелек (фиг. 100). На предметное стекло с луночкой, вокруг которой нанесено тонкой кисточкой кольцо стерилизованного вазелина, кладут покровное стеклышко капельками вниз и прижимают его так, чтобы вазелин представлял собой совершенно гладкую поверхность без каналов воздуха (фиг. 101). Капельки просматривают под микроскопом при небольшом увеличении, и те из них, в которых находится одна дрожжевая клетка, отмечают тушью. Отмеченные препараты помещают во влажную камеру (в чашку Коха, фиг. 102), на дно которой положена влажная фильтровальная бумага, и ставят в термостат. Когда разовьются

колонии, занимающие или кусочком



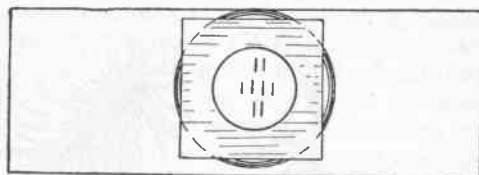
Фиг.

ным суслом. Вставляющая со

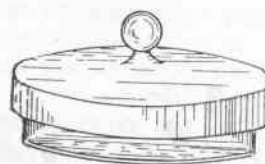
Имея проверенный вид. Для этого (характер роста) а также отноше

Обычно учитывают палочка, спиральные, нитчатые, почечные клетки, (в микронах), 4) под углом, вогнутой (продолговатая), (полярное), тип пр

колонии, занимающие почти всю каплю, их переносят платиновой иглой или кусочком стерильной фильтровальной бумаги в пробирку со стериль-



Фиг. 101. Капельная культура.

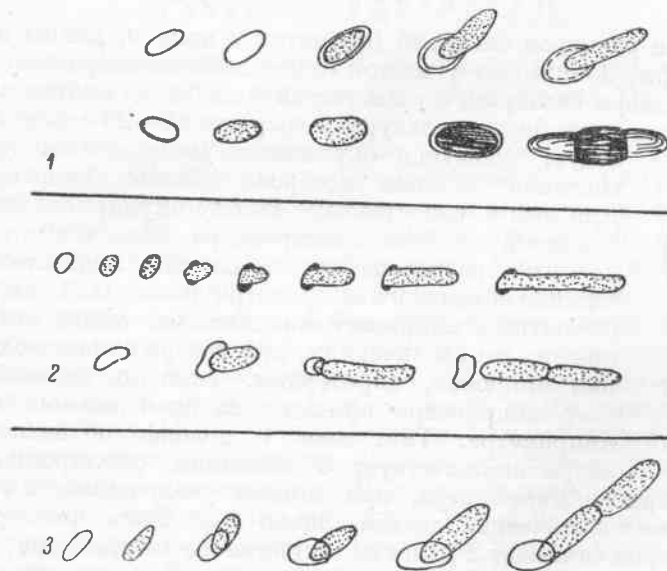


Фиг. 102. Чашка Коха.

ным суслом. В итоге в руках исследователя оказывается культура, представляющая собой потомство одной клетки.

Определение вида

Имея проверенные чистые культуры, можно приступить к определению вида. Для этого должны быть выяснены морфологические, культуральные (характер роста на различных средах) и физиологические признаки вида, а также отношение микроба к некоторым красящим веществам.

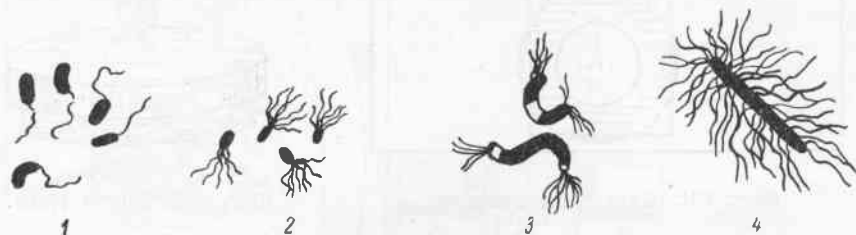


Фиг. 103. Типы прорастания спор.

1 — полярное прорастание; 2 — экваториальное; 3 — косое.

Обычно учитывают следующие признаки: 1) форму клеток (кокк, палочка, спиралла), 2) характер взаимного расположения клеток (одиночные клетки, соединенные попарно, нити, кубики), 3) размеры клеток (в микронах), 4) форму концов клеток (закругленные концы, срезанные под углом, вогнутые), 5) наличие спор, их форму (круглая, эллипсоидная продолговатая), размеры, расположение внутри клетки (центральное, полярное), тип прорастания (экваториальное, косое, полярное) (фиг. 103),

6) подвижность и типы жгутикования [один жгутик, пучок, много жгутиков, расположение их полярное (монотрихи и лофотрихи), биполярное (амфитрихи) и по всей поверхности клетки (перитрихи); фиг. 104], 7) нали-



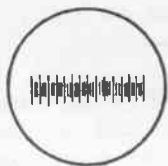
Фиг. 104. Различные типы расположения жгутиков.

1 — полярное (монотрихи); 2 — полярное (лофотрихи); 3 — биполярное (амфитрихи); 4 — по всей поверхности клетки (перитрихи).

чие или отсутствие капсул, 8) цитологию клетки (включения жира, гликогена, волютина), 9) окраску по Граму (положительная, отрицательная), 10) рост на различных средах, 11) отношение к кислороду, 12) азотное и углеродное питание, 13) продукты обмена, 14) отношение к температуре.

Измерение бактерий

Измерение размеров бактерий (диаметра у кокков, длины и толщины у других форм) производят у клеток определенного возраста (с возрастом культуры размеры бактерий, а у многих видов и форма клеток, меняются), чаще всего для этого берут культуры в возрасте 18—20 часов. Измерение



Фиг. 105. Окулярный микрометр.

ведут, пользуясь окулярным микрометром (фиг. 105), значение деления которого должно быть определено. Для этого сопоставляют шкалу окулярного микрометра с шкалой объектного микрометра, линейка которого равна 1 мм и разделена на 100 частей. Следовательно, одно деление объектного микрометра равно 0.01 мм, или 10 μ . Объектный микрометр помещают на столик микроскопа и при тех же увеличениях, при которых производят измерения микробов, определяют, сколько делений окулярного микрометра придется на одно деление объектного микрометра. Так, если 1 деление объектного микрометра соответствует 5 делениям окулярного, то 1 деление окулярного микрометра, при данных увеличениях и установленном положении оптических систем, равно 2 μ . Тогда размер клетки, диаметр которой занимает 2 деления окулярного микрометра, равен 4 μ . По установлении значения деления в дальнейшем пользуются уже только окулярным микрометром, но всегда при одном и том же увеличении микроскопа.

Спорообразование

Спорообразование наблюдается почти исключительно у палочковидных бактерий, из кокковых форм известен лишь один, образующий споры вид — *Sarcina ugaeae*.

Споры внутри бактерий можно обнаружить простым исследованием неокрашенного препарата при суженной диафрагме осветителя, благодаря тому, что они значительно сильнее преломляют свет, чем протоплазма

клеток. Если жгутики тогда можно при сильно красящем препарате обильно фуксина растворяют с краской до кипения. При этом препарата. При этом погружают кислоту или в

Время, не несколько минут надо прервать обесцвечивание

После обесцвечивания полнотное ной воды, 30 м раствора едкого парат затем про ный цвет, а кле

Исследован клетках из жи тер и быстроту

На поверхн плоскую капел заранее, нанос фином. По на каплей вниз и бодно свисала Стеклышко пл снаружи воско

Жгутики ба или при специ следующих усл малейших пыл в стадии наиб без механичес жгутиков лучи может повести с агара у конде его в 1—2 м а осторожно п повторяют 2— комнатной тем терий в капля высушивают на дением его 2— Из различн ные результаты

клеток. Если же таким путем установить ясно наличие спор не удастся, тогда можно прибегнуть к методу окраски. Для окраски спор применяются сильно красящие растворы и нагревание при окраске. Фиксированный препарат обливают карболовым фуксином (10 мл насыщенного раствора фуксина растворяют в 100 мл 5%-го раствора карболовой кислоты) и нагревают с краской в течение 2—3 минут до появления пара (но не доводя до кипения). По мере испарения доливают краску, не допуская высыхания препарата. Затем краску сливают, препарат промывают водой и после этого погружают для обесцвечивания плазмы клеток в 1—5%-ю серную кислоту или в 33%-й спирт.

Время, необходимое для обесцвечивания, колеблется от секунд до нескольких минут и зависит от особенностей препарата. Обесцвечивание надо прервать в тот момент, когда обесцветилась плазма, но не началось обесцвечивание спор. Срок этот устанавливается в каждом случае эмпирически.

После обесцвечивания препарат промывают водой и производят дополнительное окрашивание метиленовой синью (100 мл дистиллированной воды, 30 мл насыщенного спиртового раствора краски и 1 мл 1%-го раствора едкого калия). Окрашивание продолжается 1—2 минуты. Препарат затем промывают водой и высушивают. Споры окрашиваются в красный цвет, а клетки бактерий в синий.

Подвижность клеток

Исследование движения бактерий производится в висячей капле на клетках из жидких культур как молодых, так и зрелых. Отмечают характер и быстроту движения.

На поверхность в центр покровного стеклышка наносят небольшую плоскую капельку. Предметное стекло с луночкой (фиг. 106) готовят заранее, нанося вокруг луночки слой вазелина или смеси вазелина с парафином. По нанесении капельки покровное стеклышко поворачивают каплей вниз и накладывают на луночку таким образом, чтобы капля свободно свисала в углублении, не касаясь ни дна, ни краев его (фиг. 107). Стеклышко плотно прижимают к вазелину и заделывают герметически снаружи воском или коллодием.

Жгутики бактерий можно обнаружить под электронным микроскопом или при специальной окраске. При окраске необходимо соблюдение следующих условий: 1) все стекла должны быть абсолютно чисты (без малейших пылинок) и обезжирены, 2) культура бактерий должна быть в стадии наибольшей подвижности, 3) эмульсия должна готовиться без механического повреждения жгутиков. Посев бактерий для окраски жгутиков лучше делать на агаре. Неумелое приготовление препарата может повести к полной потере жгутиков. Материал для препарата берут с агара у конденсационной воды, т. е. там, где больше влаги, и переносят его в 1—2 мл стерильной водопроводной воды, не стряхивая его, а осторожно погружая петлю в воду. Процесс перенесения бактерий повторяют 2—3 раза. Пробирку с бактериями оставляют стоять при комнатной температуре 30—60 минут, затем петлей переносят взвесь бактерий в каплю воды на предметное стекло, не размазывая ее. Капли высушивают на воздухе (без подогревания) и препарат фиксируют проведением его 2—3 раза через пламя спиртовой горелки.

Из различных способов окраски жгутиков наиболее удовлетворительные результаты дают следующие.

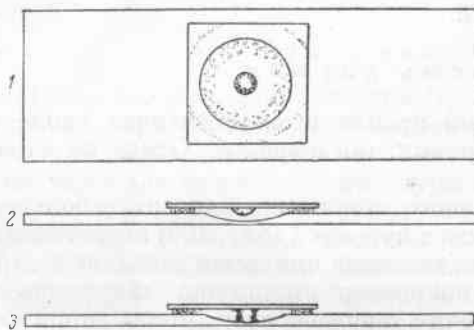
Способ Лефлера (основан на предварительной протраве препарата танином и последующей окраске). Протрава должна быть приготовлена за несколько суток до окрашивания. 12 г танина растворяют при нагревании в 48 мл воды и к этому раствору прибавляют 30 мл насыщенного раствора фуксина в 95° спирте, отфильтровывают и сохраняют в склянке с притертой пробкой. Перед употреблением протрава должна быть снова отфильтрована. Протраву наливают на мазок, покрывая всю его поверхность, и оставляют стоять в течение 3—5 минут, после чего препарат тщательно промывают водой и высушивают. Окраска может быть произведена раствором



Фиг. 106. Стекло с луночкой.

фуксином (1 часть насыщенного спиртового раствора фуксина на 10 частей воды) и др. С краской препарат нагревают до появления пара и затем тщательно прополаскивают водой.

Способ Эрменгема. В качестве протравы готовят 2 раствора: 1) 2%-й раствор осмиевой кислоты, 2) 10—25%-й раствор танина. За несколько дней до окраски смешивают эти растворы в отношении 1 : 2 и на 100 мл



Фиг. 107. Приготовление висячей капли.
1, 2 — правильно приготовленная висячая капля;
3 — неправильно приготовленная висячая капля.

смеси прибавляют 4—5 капель крепкой уксусной кислоты. Жидкость отфильтровывают через влажный фильтр и оставляют стоять несколько дней, пока она не станет темнофиолетовой. Наливают жидкость на препарат и оставляют при комнатной температуре в течение 30 минут, после чего ее сливают и препарат промывают последовательно водой и спиртом. Затем препарат погружают на несколько секунд в 1%-й раствор азотно-серебряной соли и, не промывая, переносят в раствор: галловой кислоты 5 г, танина 3 г, уксуснокислого натрия 10 г, дистиллированной воды 350 мл, откуда через несколько секунд препарат вынимают и снова погружают в раствор азотно-серебряной соли, где и держат его до тех пор, пока он не начнет чернеть. Тогда препарат промывают водой. По этому способу бактерии окрашиваются в черно-бурый цвет, жгутики в черный.

Окраска капсул.

Слизистые капсулы вокруг клеток бактерий образуются чаще при большом содержании в среде углеводов и малом содержании азотных соединений.

Капсулы бактерий в паратах по хитру, одна к другой.

Чтобы четче стекло наносится фуксина (10 мл карболовой кислоты) 2—3 минуты и размазывают на темном фоне бактерий (фили).

Окраска

Окраска зели тина культуру. Из такой культуры. Сначала (10 мл насыщенного карболовой кислоты) серной кислотой, полностью в течение 15—цвет, а проток.

Окраска гл включений и его обнаружение в 20%-м раст жирить клетки (1 : 2). При о вается в крас иодом исчезает.

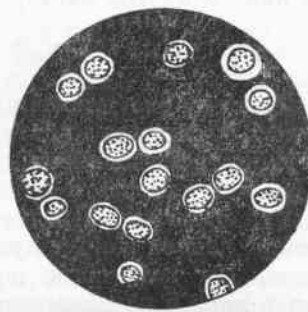
Окраска г маслянокислых подобное вещество в иодистом кали. Гранулеза ок.

Окраска ж рий. Их можно может быть р гидрата. В в кислоту, по вают метилен окрашенные и нее, эфирных скольких ми.

Включени 0.4 г диметил тором судан сокого качест осмиевой кис

Во всех с смешивают с

Фиг. 108. Окраска капсул.



Капсулы бактерий могут быть обнаружены и в неокрашенных препаратах по характерному расположению клеток (клетки не прилегают одна к другой, будучи отделены капсулами).

Чтобы четко увидеть капсулы, прибегают к окраске. На предметное стекло наносят каплю разбавленного водой в отношении 1 : 1 карболово-фуксина (10 мл насыщенного спиртового раствора фуксина в 100 мл 5%-й карболовой кислоты) и вносят в нее петлю агаровой культуры. Через 2—3 минуты прибавляют немного жидкой туши, тщательно смешивают и размазывают каплю по стеклу. Бесцветные капсулы отчетливо выступают на темном фоне препарата вокруг окрашенных в красный цвет клеток бактерий (фиг. 108).

Окраска включений в протоплазме бактерий

Окраска зерен волютина. Для обнаружения в клетках бактерий волютина культуру бактерий выращивают на средах с фосфорными соединениями. Из такой культуры готовят препарат и окрашивают его по способу Омелянского. Сначала окрашивают в течение 30 секунд карболовым фуксином (10 мл насыщенного спиртового раствора фуксина в 100 мл 5%-го раствора карболовой кислоты). Промыв препарат водой, обесцвечивают его 1%-й серной кислотой в течение 30 секунд, после чего снова промывают и дополнительно окрашивают слабым раствором метиленовой синьки (1 : 40) в течение 15—20 секунд. Зерна волютина при этом окрашиваются в красный цвет, а протоплазма в синий.

Окраска гликогена. Гликоген в клетках бактерий встречается и в виде включений и в растворенном состоянии, пропитывая протоплазму. Для его обнаружения пользуются раствором иода в иодистом калии (7 г иода в 20%-м растворе иодистого калия). Рекомендуется предварительно обезжирить клетки бактерий, обработав препарат смесью спирта с эфиром (1 : 2). При обработке препарата указанным раствором гликоген окрашивается в красно-бурый цвет. При нагревании препарата до 60° окраска иодом исчезает, после охлаждения вновь появляется.

Окраска гранулы. У некоторых видов бактерий (например у всех маслянокислых) вместе с гликогеном встречается гранула (крахмало-подобное вещество). Для ее обнаружения пользуются раствором иода в иодистом калии (1 г иода в 100 мл 20%-го раствора иодистого калия). Гранула окрашивается при этом в синий цвет.

Окраска жира. Включения жира встречаются в клетках многих бактерий. Их можно обнаружить реакцией растворения или окраской. Жир может быть растворен крепкой уксусной кислотой или раствором хлоралгидрата. В первом случае препарат опускают на некоторое время в кислоту, после чего промывают его водой со следами аммиака и окрашивают метиленовой синькой. Протоплазма окрашивается в синий цвет, а неокрашенные пятнышки показывают места, где были капельки жира (точнее, эфирных летучих масел). Во втором случае препарат в течение нескольких минут обрабатывают раствором 5 г хлоралгидрата в 2 мл воды.

Включения жира в клетках могут быть окрашены: а) раствором 0.4 г диметиламидоазобензола в 100 мл 95° спирта — в желтый цвет, б) раствором судана III (0.1 г в 20 мл концентрированной молочной кислоты высшего качества или в 20 мл спирта) — в красный цвет, в) 1%-м раствором осмиевой кислоты — в черный цвет.

Во всех случаях при окрашивании капелек жира эмульсию бактерий смешивают с окрашивающим веществом.

Окраска по Граму. Окраска микробов по Граму является важным диагностическим признаком. Она связана с наличием или отсутствием в клетках рибонуклеиновой кислоты определенной химической структуры, являющейся грамположительной субстанцией (Bartholomew a. Umbreit, 1944; Henry Stacey, 1943), и таким образом выявляет специфику протоплазматических белков. Все бактерии делятся на грамположительные и грамотрицательные.

Окраска по Граму производится следующим образом. Всушенный и фиксированный возможно более тонкий мазок, приготовленный из суточной культуры, обрабатывают в течение 1—2 минут раствором карболового генциан-виолета (1 г краски растворяют в 10 мл спирта и полученный раствор выливают в 100 мл 5%-го раствора очищенной карболовой кислоты).¹ Ополоснув затем препарат водою, обрабатывают его в течение 1—2 минут раствором иода в иодистом калии (иода 1 г, иодистого калия 2 г, дистиллированной воды 300 мл). Так как иод не растворим в воде, то для приготовления раствора сначала растворяют 2 г иодистого калия в 5 мл воды, затем в этом растворе 1 г иода и лишь по растворении его доливают водою до 300 мл.

Окрашивающиеся по Граму бактерии образуют в своей протоплазме нерастворимое в спирте соединение краски с иодом. Препарат затем ополаскивают водою и опускают на 0.5—1 минуту в 95° спирт. Краска струйками отходит от препарата, который должен быть немедленно изъят из спирта, как только этот процесс прекратится. Процесс обесцвечивания при окраске по Граму является весьма важным, так как при недостаточной обработке спиртом все бактерии сохраняют окраску, а при чрезмерно длительной все обесцвечиваются. После обесцвечивания препарат ополаскивают водою и дополнительно окрашивают в течение 1—2 минут сильно разведенными растворами красок — фуксина, нейтральрота, сафранина. Красящиеся по Граму бактерии сохраняют основную окраску фиолетового цвета различной интенсивности, а грамотрицательные виды принимают дополнительную окраску красного цвета. Для уверенности в правильном проведении окраски Омелянский рекомендует следующий прием. На предметное стекло наносят рядом 3 мазка: один заведомо красящегося по Граму вида, другой не красящегося, третий исследуемого. В правильности окраски убеждаются по виду двух контрольных мазков.

Рост на различных средах

В большинстве случаев для определения вида микробов используют обычные лабораторные среды: мясо-пептонный агар, мясо-пептонную желатину, сусло-агар, жидкое сусло, ломтики картофеля, моркови и молоко. Реже прибегают к синтетическим средам.

Мясо-пептонный агар. Вид колоний. Изучают вид и строение колоний на поверхности агара. Наибольшее значение из культуральных признаков для определения вида придают строению колоний (Красильников, 1949). Многие бактерии образуют такие характерные колонии на поверхности агаризованных сред, что могут быть определены по их виду.

У колоний отмечают: рост (медленный, быстрый), вид [колонии круглые, чечевицеобразные, неправильные (амебовидные, мицелиевидные,

¹ Вместо карболового генциан-виолета может быть использован раствор генциан-виолета (11 мл насыщенного спиртового раствора) в анилиновой воде (100 мл). Анилиновую воду готовят взбалтыванием избытка светлого анилина в дистиллированной воде и фильтрованием через двойной смоченный фильтр. Краска должна быть профильтрована.

нитевидные, непрозрачные, дающие свет; углубленные,



1 — ку
5 — с л

кудрявые); плоская, мучнистая (колонии плоские)

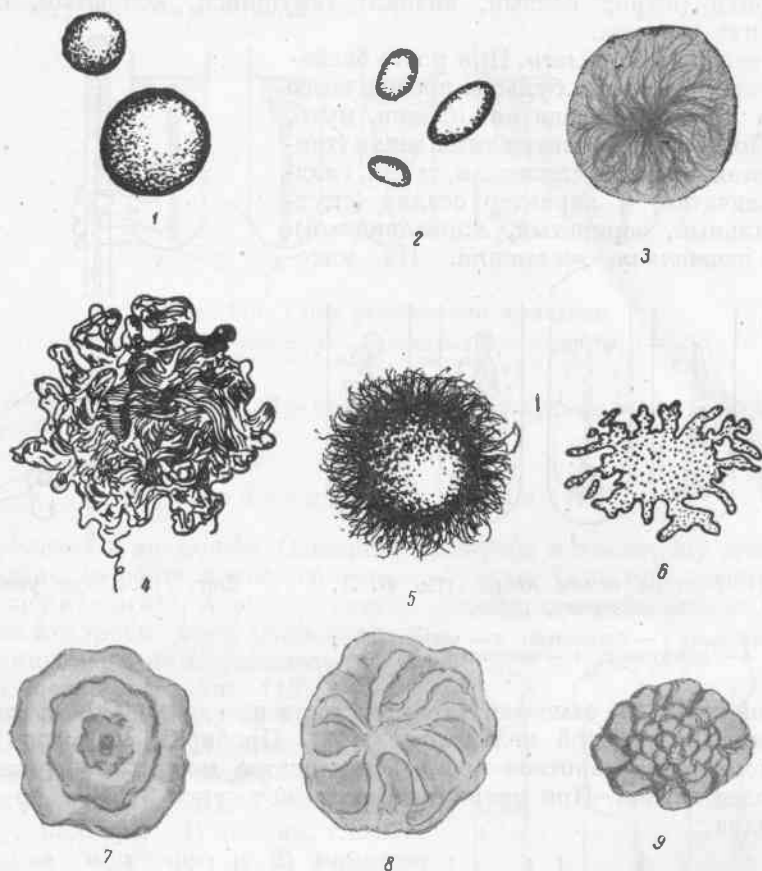


1 — плоская;

ные; фиг. 110. зернистые, чашеобразные или к

8 Жизнь

нитевидные, корневидные), в виде лучистого венца, сложные; фиг 109]; непрозрачность и просвечивание колоний при рассмотрении их в проходящем свете; строение краев (гладкие, волнистые, лопастные, зубчатые, углубленные, разорванные, реснитчатые, ворсинчатые, нитчатые,



Фиг. 109. Типы колоний.

1 — круглая; 2 — чечевичкообразная; 3 — мицелиевидная; 4 — нитевидная; 5 — с лучистым венцом; 6 — амёбовидная; 7 — концентрическая; 8 — складчатая; 9 — сложная.

кудрявые); поверхность колоний (блестящая, жирная, шагреневая, тусклая, мучнистая, бугристая, морщинистая, гладкая); профиль колоний (колонии плоские, выпуклые, круто изогнутые, кратеровидно углублен-

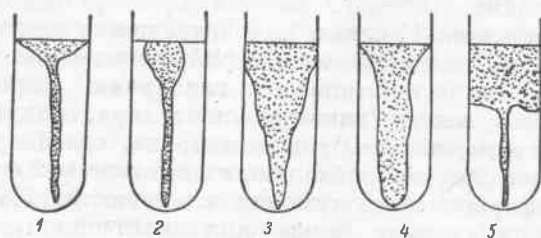


Фиг. 110. Вид колоний по профилю.

1 — плоская; 2 — выпуклая; 3 — каплевидная; 4 — крутоизогнутая; 5 — бугристая; 6 — врастающая в агар; 7 — кратеровидная.

ные; фиг. 110); строение колоний (однородные, мелкозернистые, грубозернистые, чешуйчатые, неправильно пятнистые, струйчатые, радиально- или концентрически исчерченные).

Молоко. Отмечают: образование кислоты (сильное кислотообразование, вызывающее свертывание молока, малое кислотообразование или полное отсутствие кислотообразования); реакцию на 1-й, 2-й, 4-й и 10-й день; пептонизацию (есть, нет, медленная, быстрая); консистенцию среды (вязкая, тягучая, без изменения).



Фиг. 114. Типы разжижения желатины.

1 — кратероидное; 2 — реповидное; 3 — воронкой; 4 — мешком; 5 — слоями.

Картофель. Отмечают характер роста на картофеле: вид штриха, его поверхность, цвет.

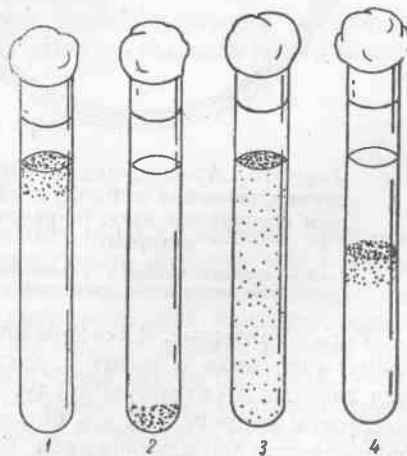
Физиологические признаки

Отношение к кислороду. Отношение микроба к кислороду может быть установлено по росту в мясо-пептонном бульоне (или при посеве уколом в желатину или агар). Аэробы образуют пленку, анаэробы осадок. Факультативные анаэробы дают равномерный рост, микроаэрофилы развиваются в средней части среды (фиг. 115).

Очень редко пользуются более сложными методами, чтобы определить отношение микробов к кислороду. В этих случаях делают посевы по Омелянскому в среду, налитую: 1) тонким слоем в конические колбочки и 2) высоким слоем в пробирки. Пробирки помещают затем в условиях анаэробиза.

Азотное питание. Для установления того, какие соединения азота могут быть использованы микробом, делают ряд посевов в синтетическую среду одного и того же состава, в которую добавляют различные источники азота в количестве 0.1—0.2%. Обычно берут пептон, аспарагин, мочевины, азотно-калиевую соль и сернокислый аммоний. Может быть взята среда следующего состава: 0.2% фосфорнооднокалиевой соли, 0.05% сернокислого магния, 0.05% двухкальциевого фосфата, 2% глюкозы.

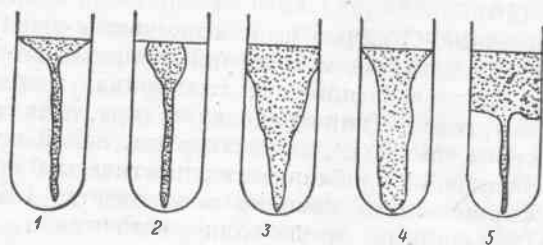
Еще проще отношение микробов к источнику азота может быть определено следующим образом. Готовят на хорошо выщелоченном агаре (2%) среду указанного состава, разливают ее в пробирки и стерилизуют



Фиг. 115. Отношение к кислороду.

1 — аэроб; 2 — анаэроб; 3 — факультативный анаэроб; 4 — микроаэрофил.

Молоко. Отмечают: образование кислоты (сильное кислотообразование, вызывающее свертывание молока, малое кислотообразование или полное отсутствие кислотообразования); реакцию на 1-й, 2-й, 4-й и 10-й день; пептонизацию (есть, нет, медленная, быстрая); консистенцию среды (вязкая, тягучая, без изменения).



Фиг. 114. Типы разжижения желатины.

1 — кратеровидное; 2 — реповидное; 3 — воронкой; 4 — мешком; 5 — слоями.

Картофель. Отмечают характер роста на картофеле: вид штриха, его поверхность, цвет.

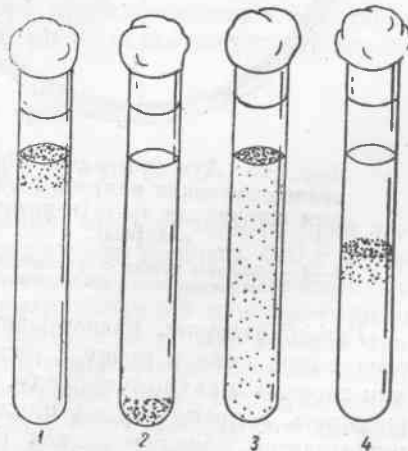
Физиологические признаки

Отношение к кислороду. Отношение микроба к кислороду может быть установлено по росту в мясо-пептонном бульоне (или при посеве уколом в желатину или агар). Аэробы образуют пленку, анаэробы осадок. Факультативные анаэробы дают равномерный рост, микроаэрофилы развиваются в средней части среды (фиг. 115).

Очень редко пользуются более сложными методами, чтобы определить отношение микробов к кислороду. В этих случаях делают посевы по Омелянскому в среду, налитую: 1) тонким слоем в конические колбочки и 2) высоким слоем в пробирки. Пробирки помещают затем в условиях анаэробнобиоза.

Азотное питание. Для установления того, какие соединения азота могут быть использованы микробом, делают ряд посевов в синтетическую среду одного и того же состава, в которую добавляют различные источники азота в количестве 0.1—0.2%. Обычно берут пептон, аспарагин, мочевины, азотно-калиевую соль и сернокислый аммоний. Может быть взята среда следующего состава: 0.2% фосфорнооднокалиевой соли, 0.05% сернокислого магния, 0.05% двухкальциевого фосфата, 2% глюкозы.

Еще проще отношение микробов к источнику азота может быть определено следующим образом. Готовят на хорошо выщелоченном агаре (2%) среду указанного состава, разливают ее в пробирки и стерилизуют

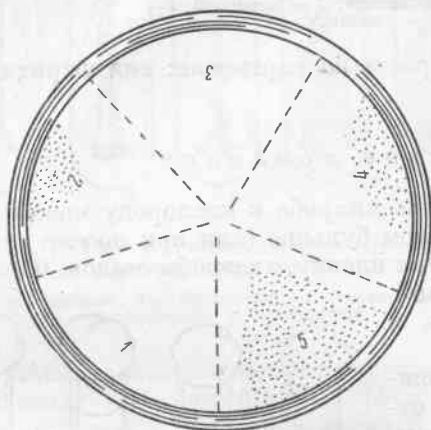


Фиг. 115. Отношение к кислороду.

1 — аэроб; 2 — анаэроб; 3 — факультативный анаэроб; 4 — микроаэрофил.

(30 минут при давлении 0.5 атмосферы). Пробирку с расплавленным и охлажденным агаром засевают исследуемым видом микроба и выливают в стерильную чашку Петри. По застывании агара в различные секторы чашки вносят небольшие количества разных соединений азота. Микроб вырастает только в тех участках, где находятся используемые им источники азота (фиг. 116).

Углеродное питание. С целью выяснить, какие соединения углерода потребляются исследуемым видом бактерий, испытывают рост их на средах с прибавкой спиртов (этилового, глицерина, маннита, дульцита), пентозы (арабинозы), гексоз (виноградного сахара, галактозы, левулезы), дисахарида (мальтозы, лактозы), полисахарида, солей органических кислот и жира. Эти соединения прибавляют к синтетической среде с 0.1—0.2% пептона или фосфорнокислого аммония в количестве 1%. Сахара могут быть испытаны указанным выше для источников азота образом (фиг. 116).



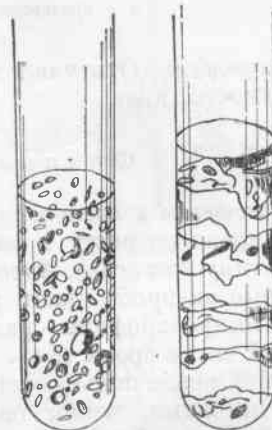
Фиг. 116. Ауксанограмма. Определение отношения микроба к различным источникам азота (к различным сахарам).

1—5 — секторы чашки с различными источниками азота (сахарами).

Газообразование. Газообразование может быть определено засевом исследуемого вида в среду с сахаром, налитую в пробирку с поплавком, или засевом в сахарную среду. В первом случае образующимися газами жидкость вытесняется из поплавка, и он всплывает, во втором — агар разрывается образующимися газами (фиг. 117).

Продукты обмена. Чаще всего определяют следующие продукты обмена: аммиак (лакмусовой бумажкой, подвешенной над средой), сероводород (по образованию черных колоний на мясо-пептонном агаре с углекислым свинцом), индол (семидневную бульонную культуру сначала нагревают с 4 мл 10%-й серной кислоты, а затем с 0.5—2 мл 0.05 н. раствора азотистонатриевой соли. Красно-фиолетовое окрашивание указывает на индол, продукты восстановления азотной кислоты и др.).

Устойчивость к температуре. Устанавливают минимум, оптимум и максимум температуры для роста исследуемого вида. У спорообразующих бактерий определяют выносливость спор к высоким температурам.



Фиг. 117. Газообразование.

СТЕРИЛИЗАЦИЯ

Вся посуда, быть предварите жаром, нагреван с того момента, к сушительных шка

В экспедици стерилизация мо плиты (побурени

Вся посуда высушена и заворачивают в б момента использ Пипетки перед рачивают (закат того кончика. П который берется

Для заворач лучше пользова стерилизации в стерилизовать п склянки должн отдельно заверн и пробкой долж

Склянки и к из двух слоев б

Исходным м ляется мясная изрубленного и от костей, сухо литром водопре 50—55° С 1 час

Экстракт пр отжимают. Пол (первый раз че магу). Филтра вают ватными л пачками из бу 20 минут. Така для приготовле излишня.

Мясо может 1 л среды 5.0 г мясная вода ис

СТЕРИЛИЗАЦИЯ ПОСУДЫ И ПРИГОТОВЛЕНИЕ ОБЫЧНЫХ ЛАБОРАТОРНЫХ СРЕД

Стерилизация посуды

Вся посуда, предназначенная для бактериологических работ, должна быть предварительно простерилизована. Стерилизация производится сухим жаром, нагреванием в течение 2 часов при температуре 170°C (считая с того момента, как температура установилась в печи Пастера или в электро-сушильных шкафах (с нагревом до 200°)).

В экспедиционных условиях, при отсутствии сушильных шкафов, стерилизация может быть произведена в автоклаве или в духовом шкафу плиты (побурение бумаги показывает достаточность нагрева).

Вся посуда перед стерилизацией должна быть тщательно вымыта, высушена и завернута в бумагу. Баллоны, склянки, трубки, пипетки заворачивают в бумагу по-одиночке, и в этой бумаге они сохраняются до момента использования. Чашки Петри могут быть завернуты по 2—3 вместе. Пипетки перед стерилизацией затыкают с широкого конца ватой и заворачивают (закатывают) в узкие длинные ленты бумаги, начиная с оттянутого кончика. При употреблении их легко развернуть с широкого конца, который берется в руки.

Для заворачивания посуды, при стерилизации в сушильном шкафу, лучше пользоваться тонкой бумагой (лимонной или папиросной), при стерилизации в автоклаве — газетной (которая не размокает). Нельзя стерилизовать посуду, закрытую притертыми пробками. В этих случаях склянки должны быть закрыты ватными пробками, а притертые пробки отдельно завернуты и привязаны к склянкам, или же между горлышком и пробкой должен быть положен кусочек марли.

Склянки и колбочки должны быть поверх пробки снабжены колпачком из двух слоев бумаги, обвязанной тонким шпагатиком вокруг горлышка.

Приготовление сред

Мясо-пептонные среды

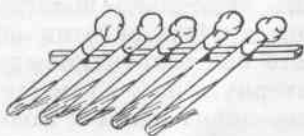
Исходным материалом для приготовления мясо-пептонных сред является мясная вода, которая готовится следующим образом. 500 г мелко изрубленного или измолотого на машинке свежего мяса, освобожденного от костей, сухожилий и жира, обливают в эмалированной кастрюле одним литром водопроводной воды, нагретой до $50\text{--}55^{\circ}\text{C}$, держат в тепле при $50\text{--}55^{\circ}\text{C}$ 1 час или при обычной комнатной температуре 12 часов.

Экстракт процеживают через марлю со слоем ваты, которую потом отжимают. Полученную жидкость кипятят и затем фильтруют дважды (первый раз через марлю с ватой, второй — через фильтровальную бумагу). Фильтрат доливают водой до 1 л, разливают по бутылкам, закрывают ватными пробками, горлышки бутылок с пробками закрывают колпачками из бумаги. Бутылки с мясной водой стерилизуют при 120°C 20 минут. Такая мясная вода может быть использована в любой момент для приготовления сред. Если среды готовятся сразу, то стерилизация излишня.

Мясо может быть заменено мясным экстрактом. Обычно берется на 1 л среды 5.0 г мясного экстракта, который распускается в воде. Такая мясная вода используется для приготовления сред.

Мясо-пептонный бульон (МПБ) готовят следующим образом. К 1 л мясной воды прибавляют 10.0 г пептона и 3.0 г поваренной соли, и подогревают до полного растворения пептона, все время помешивая. Сняв с огня, устанавливают рН до 7.0, прибавляя по каплям насыщенный раствор NaHCO_3 , затем кипятят 5 минут, еще раз проверяют рН и фильтруют через плотную фильтровальную бумагу без осветления бульона или осветлив бульон белком, что дает значительно более прозрачную среду. Профильтрованный бульон разливают в пробирки по 5—6 мл и стерилизуют при 120° 20 минут.

Для осветления белком среду охлаждают до 50°, свежий куриный белок взбивают с двойным по объему количеством воды и смешивают среду с этой пенящейся жидкостью. Смесь кипятят на несильном огне 10 минут, непрерывно помешивая, и затем фильтруют. Далее поступают, как обычно.



Фиг. 118. Приготовление скошенного агара.

Мясо-пептонный агар (МПА) готовят на мясо-пептонном бульоне, к которому прибавляют 15 г мелко нарезанного агара. Нагревают среду до растворения агара, устанавливают рН, фильтруют через марлю со слоем гигроскопической ваты, разливают в пробирки слоем различной высоты, в зависимости от назначения: по 10 мл для разливок агара в чашки, по 5 мл для получения скошенного агара и по 7 мл для посева уколом. Пробирки закрывают ватными пробками и стерилизуют в автоклаве при 120° 10 минут.

Для получения скошенного агара пробирки, сразу после стерилизации, раскладывают на столе в наклонном положении таким образом, чтобы получилась скошенная поверхность (фиг. 118). Пробирки, предназначенные для посевов уколом, ставят в штативы, чтобы получить ровную поверхность.

При работе на водоемах вместо мясо-пептонного агара может быть использован рыбо-пептонный агар, для приготовления которого пригодны мышцы любого вида рыб, за исключением очень жирных. При приготовлении рыбо-пептонного агара прежде всего готовят рыбный бульон. Для этого берут свежую рыбу, чистят ее, тщательно промывают, отделяют мякоть от костей, нарезают и отвешивают необходимое количество. Берут 0.5 кг мякоти на 1 л среды. Отвешенную рыбу заливают водой и нагревают в автоклаве при 120° в течение 20 минут, после чего жидкость оставляют отстаиваться. Осторожно сливают жидкость с осадка и фильтруют через бумажный фильтр. К полученному фильтрату доливают воду, доводя объем до 1 л. Далее с рыбной водой поступают так же, как с мясной.

Мясо-пептонная желатина (МПЖ) готовится из мясо-пептонного бульона прибавлением к нему белой желатины в количестве 10—15%. Количество желатины, вводимое в среду, зависит от температуры помещения, где проводится работа. Температура плавления 10%-й желатины равна 24°, 15%-й — 25°. В теплое летнее время мясо-пептонная желатина готовится обычно со внесением 15% ее.

Мелко нарезанную желатину прибавляют в холодный мясо-пептонный бульон, оставляют некоторое время стоять, чтобы желатина набухла, затем распускают ее, осторожно подогревая. По полном растворении желатины, устанавливают реакцию ее до рН 7.0—7.2, кипятят в течение 5 минут и оставляют остыть до 40—50°. В это же время яичный белок взбивают с небольшим количеством воды, вливают его в охлажденную желатину,

хорошо взбалтывают желатину и разливают текучим паром в месте.

Картофель микробов. Онитам, которые берут крупные клубни, очищают и вновь промывают (с диаметром, картофеля нарезают по длине скошенные по

В пробирке кусочек гигроскопический лопаточными пинцетом. Картофель в воде. Эту водичку (предостережения не ве при 120° 2

Можно помещают за

Для культуры свежее обезжиренное по 8 мл в каждую 30 минут.

Алексеев издат, 1941.

Баринский Микробиолог.,

Белозерство по биохимии

Боква газобразных на нефть. ДА

Бруевич рода в грунтах

Буткевич исследований.

Виноград АН СССР, 19

Диано логического и

Гурфел наук, т. 30, в

хорошо взбалтывают и снова нагревают. Свертывающиеся белки просветляют желатину. После осветления среду фильтруют, проверяют реакцию и разливают по пробиркам. Мясо-пептонную желатину стерилизуют текучим паром 3 дня по 20 минут. Хранить ее рекомендуется в прохладном месте.

Картофель

Картофель употребляется в микробиологии при определении вида микробов. Он содержит все вещества, необходимые гнилостным сапрофитам, которые дают на нем хороший рост. Для посевов берут крупные отборные клубни картофеля, тщательно моют, очищают шелуху, удаляют глазки и поврежденные места; вновь промывают под струей воды. Цилиндрическим пробоем (с диаметром, соответствующим пробиркам) вырезают из картофеля цилиндры длиной 6—8 см, которые затем разрезают по длинной диагонали, получая таким образом две скошенные поверхности.

В пробирки наливают немного воды и кладут небольшой кусочек гигроскопической ваты и поверх ее вкладывают скошенный ломтик картофеля. Можно пользоваться и специальными пробирками с перехватами внизу (фиг. 119). Картофель в пробирках во время приготовления держат под водой. Эту воду сливают непосредственно перед стерилизацией (предосторожность эта необходима, чтобы избежать потемнения картофеля). Картофель стерилизуют в автоклаве при 120° 20—25 минут.

Можно готовить картофель в виде дисков, которые помещают затем в чашки Петри.

Молоко

Для культивирования микробов употребляется обычно свежее обезжиренное (снятое) молоко. Молоко разливают в пробирки по 8 мл в каждую и стерилизуют текучим паром в течение 3 дней по 30 минут.

ЛИТЕРАТУРА

- Алекин О. А. Руководство по химическому анализу вод суши. Гидрометеоздат, 1941.
- Барина С. А. О расщеплении пектина ферментами микроорганизмов. Микробиолог., т. XV, вып. 4, 1946.
- Белозерский А. П. и Н. И. Проскуряков. Практическое руководство по биохимии растений. Гос. Изд. «Советская наука», 1952.
- Бокова Е. Н., З. И. Кузнецова и С. И. Кузнецов. Окисление газообразных углеводородов бактериями как основа микробиологической разведки на нефть. ДАН СССР, т. 56, № 7, 1947.
- Бруевич С. В. и Е. С. Брук. Колориметрическое определение сероводорода в грунтах природных водоемов. Сб. работ Моск. ин-та им. Эрисмана, № 1, 1934.
- Буткевич В. С. Прибор для взятия проб воды для микробиологических исследований. Микробиолог., т. I, вып. 3, 1932.
- Виноградский С. Н. Микробиология почвы. Проблемы и методы. Изд. АН СССР, 1952.
- Дианова Е. В. и А. А. Ворошилова. Ультрафильтры для бактериологического исследования. Микробиолог., т. I, вып. 3, 1932.
- Гурфейн Л. Н. Методы количественного учета бактерий в воде. Арх. биол. наук, т. 30, вып. 5—6, 1931.



Фиг. 119.
Пробирка
для культу-
ры на кар-
тофеле.

- Иванов Н. Н. Методы физиологии и биохимии растений. Сельхозгиз, 1946.
- Имшенецкий А. А. Микробиологические процессы при высоких температурах. Изд. АН СССР, 1944.
- Имшенецкий А. А. Оптимальные питательные среды для десульфурствующих бактерий. Микробиолог., т. XVIII, вып. 4, 1949.
- Имшенецкий А. А. Микробиология целлюлозы. Изд. АН СССР, 1953.
- Исаченко Б. Л. Прибор для взятия проб воды с значительных глубин. Избр. труды, т. I, изд. АН СССР, 1951.
- Калиненко В. А. Роль бактерий в формировании железо-марганцевых конкреций. Микробиолог., т. XV, вып. 5, 1946.
- Карзинкин Г. С. К изучению бактериального перифитона. Тр. Лимнолог. ст. в Косине, вып. 17, 1934.
- Карзинкин Г. С. и С. И. Кузнецов. Новые методы в лимнологии. Тр. лимнолог. ст. в Косине, вып. 13—14, 1931.
- Карякин Ю. В. Чистые химические реактивы. 1936.
- Корда Н. В. и Н. И. Пьявченко. Приборы для взятия проб озерных отложений. Тр. Лаборат. сапропел. отл., вып. IV, 1950.
- Красильников Н. А. Определитель бактерий и актиномицетов. Изд. АН СССР, 1949.
- Кудрин С. А. Круговорот фосфора в почве и превращения в ней фосфатов удобрений. Агробиолог., № 5, 1952.
- Кузнецов С. И. Распространение в озерах бактерий, окисляющих газобразные и жидкие углеводороды. Микробиология, т. XVI, вып. 5, 1947.
- Лебедев А. Ф. Исследования хемосинтеза у *Vas. hydrogenes*. СПб. 1910.
- Менкина Р. А. Бактерии, мобилизующие органические соединения фосфора. Микробиолог., т. XIX, вып. 4, 1950.
- Метелкин А. И. Линейка для счета колоний. Лаборат. практика, № 7, 1939.
- Минкевич И. Е. Курс санитарной бактериологии. Изд. Военно-мед. акад., 1940.
- Мишустин Е. Н. О роли споросных бактерий в почвенных процессах. Микробиолог., т. XVII, вып. 3, 1948.
- Мишустин Е. Н. и В. А. Мирзоева. Растительные пояса гор и их отражение в составе бактериального населения почвы. Микробиолог., т. XIX, вып. 4, 1950.
- Нечаева Н. Б. Два вида бактерий, окисляющих метан. Микробиолог., т. XVIII, вып. 4, 1949.
- Нечаева Н. Б. Образование метана микроорганизмами. Микробиолог., т. XXII, вып. 4, 1953.
- Омелянский В. Л. Практическое руководство по микробиологии. Изд. АН СССР, 1940.
- Омелянский В. Л. Основы микробиологии. М., 1949.
- Перфильев Б. В. К методике изучения иловых отложений. Тр. Бородинск. пресновод. ст., т. 5, 1927.
- Преображенская М. Р. К экологии и биологии железобактерий. Микробиология, т. VI, вып. 3, 1937.
- Разумов А. С. Методика учета бактерий в почве по физиологическим группам. Тр. Научн. инст. по удобр., вып. 28, 1925.
- Разумов А. С. Прямой метод учета бактерий в воде. Микробиолог., т. I, вып. 2, 1932.
- Разумов А. С. Методы микробиологических исследований воды. Изд. Водгео, 1947.
- Разумовская З. Г., М. С. Лойцянская, Г. Я. Чижик и Н. М. Митюшова. Руководство к лабораторным занятиям по микробиологии. 1955.
- Родина А. Г. Микробиологические исследования водоемов. Изд. АН СССР, 1950.
- Рождественский В. С. и А. П. Васильев. Атлас бактерий. Киев, 1940.
- Рукина Е. А. и В. И. Бирюзова. Метод получения мембранных ультрафильтров для прямого счета, свободных от микробных клеток. Микробиолог., т. XXI, вып. 1, 1952.
- Салей П. И. Модификация реактива Грисса для определения нитратов. Лаборат. практика, № 12, 1940.
- Салимовская А. Г. К вопросу об окислении гипосульфита бактериями. Зап. ГГИ, т. 4, 1931.
- Салимовская-Родина А. Г. Опыт применения метода пластинок оброста к изучению бактериальной флоры воды. Микробиолог., т. V, вып. 4, 1936.

Салимовская-Родина А. Г. Микробиолог., т. V, вып. 4, 1936.

Селиберова А. С. Сельхозгиз, 1926.

Симаков А. С. Сельхозгиз, 1928.

Сорокин В. С. Тр. инст. Станд. вод. Под ред. Степанова, 1928.

Таусон В. С. Методу Виноград. т. III, 1928.

Таусон В. С. 1928.

Таусон В. С. СССР, 1950.

Таусон В. С. Микробиолог., т. XV, вып. 2, 1947.

Тредвелл В. С. Федоров, 1928.

Холодильников В. С. Шапошников, 1928.

Шульгин В. С. ческого населения, т. II, 1927.

Bartholomew, 1927.

Henry H. croorganismen. Ingellm. the cultivation of Molisch Stadman Journ. of Bacteri. Zobell C. teriological analy. Zobell C. Botan. Comp.,

- Салимовская-Родина А. Г. К мобилизации фосфатов в водоеме. Микробиолог., т. IX, вып. 5, 1940.
- Селибер Г. Л. Образование и разложение жиров микроорганизмами. Главнаука, 1926.
- Симакова Т. Л. Методика бактериального и биохимического исследования почв. Сельхозгиз, 1931.
- Сорокин Ю. И. Новые приемы выделения сульфатовосстанавливающих бактерий. Тр. инст. микробиолог., т. II, 1952.
- Стандартные методы химического и бактериологического исследования воды. Под ред. М. М. Эттингера, 1940.
- Степанова М. Л. Материалы к количественному подсчету бактерий по методу Виноградского. Тр. Отд. с.-хоз. микробиологии Гос. Инст. опытно-агроном., т. III, 1928.
- Таусон В. О. О бактериальном окислении нефтей. Нефт. хоз., т. XIV, № 2, 1928.
- Таусон В. О. Основные положения растительной биоэнергетики. Изд. АН СССР, 1950.
- Таусон В. О. и С. А. Шапиро. Общее направление окисления нефти бактериями. Микробиолог., т. 3, вып. 1, 1934.
- Таусон Т. А. Разрушение жира и воска лучистыми грибами. Микробиолог., т. XV, вып. 2, 1946.
- Тредвелл Ф. П. и Б. Т. Голл. Качественный анализ. Госхимиздат, 1946.
- Федоров М. В. Руководство к практическим занятиям по микробиологии. Гос. Изд. сельхоз. лит., 1951.
- Холодный Н. Г. Железобактерии. Изд. АН СССР, 1953.
- Шапошников В. Н. Техническая микробиология. Изд. АН СССР, 1947.
- Шульгина О. Г. К вопросу о микроскопическом изучении микробиологического населения почвы. Тр. Отд. с.-хоз. микробиолог. Гос. Инст. опытно-агроном., т. II, 1927.
- Bartholomew J. W. a. W. W. Umbreit. Bibonucleic acid and the gram stain. Journ. of Bacter., v. 48, 1944.
- Henry H. a. Stacey. Histochemistry of the Gramstaining reaction for microorganisms. Nature, 151, № 3841, 1943.
- Ingellman B. a. H. Laurell. The preparation of silicic acid jellios for the cultivation of microorganisms. Journ. of Bacter., v. 53, № 3, 1947.
- Molisch H. Die Purpurbakterien. Jena, 1907.
- Stadman T. C. a. H. A. Barker. Studies on the methane fermentation. Journ. of Bacter., v. 61, № 1, 1951.
- Zobell C. Apparatus for collection water samples from different depths for bacteriological analysis. Journ. of marine Research, v. 4, № 3, 1941.
- Zobell C. Marine microbiology. A monograph on hydrobacteriology. Chronica Botan. Comp., 1946.

Глава 35

МЕТОДЫ ЭКОЛОГО-ФИЗИОЛОГИЧЕСКОГО ИССЛЕДОВАНИЯ ВОДОРΟΣЛЕЙ

К. А. ГУСЕВА

В гидробиологии настало время решать задачи, аналогичные тем, которые давно решались агрономами, микробиологами и почвоведомы в их работе по изучению урожайности полей и лугов.

Гидробиологу-альгологу недостаточно знаний морфологии и систематики организмов, заселяющих водоемы, необходимо изучать экологию и физиологию водорослей.

Полевые наблюдения за водоемом и его альгофлорой должны сопровождаться лабораторными опытами.

ПОЛЕВЫЕ МЕТОДЫ ИССЛЕДОВАНИЯ

При решении большинства вопросов, связанных с изучением экологии и физиологии водорослей, необходимо знать те условия, в которых они обитают в природе, и какие факторы обуславливают их видовой состав и численность. Для этого используются методы обычных гидробиологических исследований.

Методы сбора обрастаний и иловых отложений

Методы сбора и обработки планктонных форм изложены подробно И. А. Киселевым в главе 37 этой книги. Поэтому мы не будем на них останавливаться. Для форм обрастаний и обитателей иловых отложений количественный метод сбора разработан довольно слабо. Первые собираются обычно простым соскребыванием с определенной площади, разбалтываются в воде, и дальнейшая их обработка производится теми же методами, что и обработка планктона. Сбор иловых форм производится стратометром (ср. также главы 34, 40 и 41). Схема простого стратометра, выпускаемого мастерской Мосрыбвуза,¹ дана на фиг. 1. В нижнюю металлическую его трубку (1) вставляется стеклянная, несколько меньшего диаметра. При врезании стратометра в грунт монолит заполняет стеклян-

¹ Московский технический институт рыбной промышленности и хозяйства им. А. И. Микояна.

ную трубку, в
ная трубка
того как она в

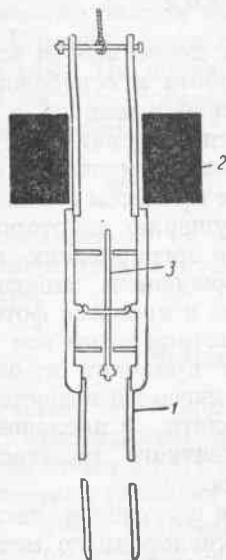
Фиг.
для
нолит
стны
1 —
трубка
см, дл
свинц
утяже
3 — аз

мы можем,
их приходится

Чтобы пол
водоросли в в
ленных услов
просчитывают
пробу в 2 скл
объема). Скла
(фиг. 2) опуск
куда была взя
подсчет. По р
количество ген
нас форма. Во
ний перед по
крупноячеист

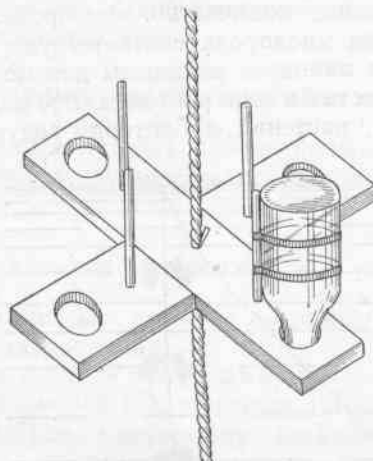
При опыта
ливающие инт

ную трубку, в которой он может быть доставлен в лабораторию. Стеклянная трубка предварительно стерилизуется и при наполнении, после того как она вынута из стратометра, закрывается стерильными пробками.



Фиг. 1. Стратометр для получения монолитов поверхностных слоев ила.

1 — металлическая трубка диаметром 3,5 см, длиной 30 см; 2 — свинцовые грузы для утяжеления прибора; 3 — алюминиевый клапан.



Фиг. 2. Деревянная подставка для опускания склянок в водоем.

После некоторого отстаивания вода из трубки осторожно сливается сифоном, а ил пипеткой или сифоном переносится в мерную колбу и заливается водой до метки. Зная диаметр трубки и объем взятой воды,

мы можем, подсчитав количество водорослей, установить, сколько их приходится на единицу площади.

Методы изучения продуктивности водорослей

Метод учета генераций

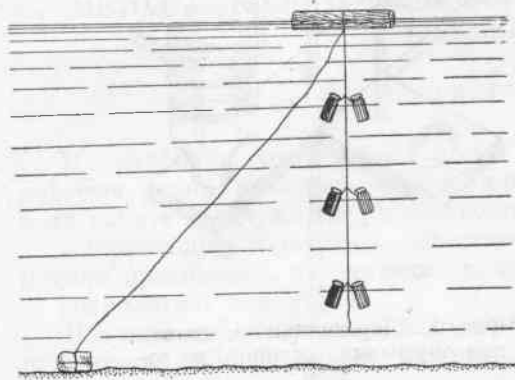
Чтобы получить представление о количестве генераций той или иной водоросли в водоеме за определенный промежуток времени при определенных условиях, поступают следующим образом. Берут пробу воды, просчитывают в ней количество клеток данной водоросли и разливают пробу в 2 склянки с притертыми пробками (причем наполняется $\frac{2}{3}$ их объема). Склянки переворачиваются вверх дном и на особой подставке (фиг. 2) опускаются на веревке в то самое место и на ту же глубину, откуда была взята проба. Через 2—3 дня в склянках производится второй подсчет. По разности между вторым и первым подсчетами судят, какое количество генераций способна дать при данных условиях интересующая нас форма. Во избежание поедания водорослей зоопланктоном, последний перед постановкой опыта удаляется фильтрованием пробы через крупноячеистый газ.

При опытах учитываются, по возможности, все факторы, обуславливающие интенсивность размножения водорослей.

Методы учета органического вещества, синтезированного водорослями

Кислородный метод

Общеизвестно, что при фотосинтетической деятельности хлорофилл-содержащих организмов потребляется углекислота и освобождается соответствующее количество кислорода. 1 г освобожденного в процессе фотосинтеза кислорода соответствует 0.93 г синтезированного углевода, который и является исходным для последующих превращений органического вещества в теле растения. Все дальнейшие процессы обмена веществ животных, растений и бактерий ведут к разрушению некоторого количества органических веществ с освобождением энергии, запасенной в процессе фотосинтеза. В конечном итоге все эти процессы приводят к окислению органического вещества до углекислоты, с поглощением эквивалентного количества кислорода.



Фиг. 3. Схема установки склянок для определения величины фотосинтеза и дыхания в воде. (По Винбергу, 1934).

Эти положения легли в основу кислородного метода, известного в разных модификациях. Г. Г. Винберг (1934) предложил учитывать выделение кислорода в процессе фотосинтеза непосредственно в условиях водоема. С этой целью берется проба воды, заключается в склянку с притертой пробкой так, чтобы под пробкой не оставалось пузырька воздуха, и склянка погружается в водоем на ту глубину, с которой была взята проба. Для определения потребления кислорода в воде при дыхании водорослей и других организмов опыт проводится таким же образом, только применяется затемненная склянка. Установка склянок в водоеме изображена на фиг. 3.

Разница между содержанием кислорода в исходной воде в момент заполнения склянок и его содержанием по истечении суток в затемненной склянке соответствует потреблению кислорода на окисление органического вещества. Разность между содержанием кислорода в светлой и затемненной склянках после суточной экспозиции показывает величину фотосинтеза фитопланктона. Этот метод дает возможность подойти к установлению величины продукции органического вещества в водоеме.

Метод меченого углерода

В последнее время появилась возможность учитывать образование органического вещества по поглощению водорослями меченого углерода C^{14} . Этот метод имеет большие преимущества: прежде всего он требует очень непродолжительной экспозиции — 1 час или даже 30 минут; он применим и при малых количествах фитопланктона. Кроме того, этот метод может быть использован для определения фотосинтеза в таких условиях,

при которых метод определения фотосинтеза по выделению кислорода не применим.

Постановка опыта. В пробирку наливают на свет. Пробирку ставят на бранный фильтр, где он подвергается воздействию света.

Мы остановились на методе чистоты.

Получение в течение времени предст.

А. Фаминцын, изолированное *toxococcus viridis*.

Культуры в чашках влажной кассеты из одного вида.

Получить из Бейеринк-стенок Коха, ряд мелких фотосинтезирующих.

Клебс (Klebs) с солями и простой способ ее использования.

Вылавливание таксис организмов, положено Принг (Lwoff, 1923, 1934).

Для изоляции приготовить и 19216, 1934).

Параллельно и подбор сред только бактериями для их культивирования: желатин, аспарагином и Тишуткин (Tishutkin).

Хотя твердые среды до сего времени далеки от прикладного, часто деформируются.

¹ Технику р...

при которых метод склянок Винберга не применим, как, например, для определения фотосинтеза на различной глубине песков и ила. Метод меченого углерода удобен и в экспедиционных условиях.

Постановка опытов с меченым углеродом сводится к следующим операциям. В пробу вносят определенную концентрацию C^{14} и пробу выставляют на свет. По окончании экспозиции проба фильтруется через мембранный фильтр, который высушивается и доставляется в лабораторию, где он подвергается дальнейшей обработке.¹

МЕТОДЫ ЛАБОРАТОРНЫХ ИССЛЕДОВАНИЙ

Мы остановимся на двух основных методах лабораторных исследований: методе чистых культур и методе «гидробиологической производительности».

Метод чистых культур водорослей

Получение бактериологически чистых культур водорослей до сего времени представляет большие затруднения.

А. Фаминцын в 1871 г. впервые в науке получил в искусственной среде изолированное развитие ряда водорослей [*Chlorococcus infusianum*, *Protococcus viridis*, *Stygoecolonium stellare*, *Conferva* sp. (= *Tribonema* sp.)].

Культуры водорослей, которые получил Фаминцын, велись в капельках влажной камеры и были грязными, они в лучшем случае состояли из одного вида водоросли, но совершенно не были свободны от бактерий.

Получить же бактериологически чистые культуры водорослей удалось Бейеринку (Beijerinck, 1890). Пользуясь методом желатиновых пластинок Коха, Бейеринк выделил в бактериологически чистые культуры ряд мелких форм протококковых водорослей.

Клебс (Klebs, 1896) в качестве среды брал природную воду с добавками солей и культивировал крупные *Vaucheria*, *Oedogonium*. Он описал простой способ получения зооспор для ряда водорослей, что было позднее использовано как отправной пункт для получения чистых культур.

Вылавливание подвижных клеток при помощи пипеток, используя таксис организмов и перенесение их из одного сосуда в другой, было предложено Прингсхеймом (Pringsheim, 1921a) и детализировано Львовым (Lwoff, 1923, 1929). Этот метод перешел затем в промывную.

Для изолирования водорослей от бактерий была сделана попытка приготовить избирательную среду (Zumstein, 1900; Pringsheim, 1921a, 1921b, 1934).

Параллельно с разработкой методов изолирования водорослей шел и подбор сред для их выращивания. Бейеринк перенес в альгологию не только бактериологический метод выделения организмов, но и среды для их культивирования. Он и его ученики вначале пользовались твердыми средами: желатиной, приготовленной на бульоне с пептоном и глюкозой, аспарагином и другими средами, широко применяемыми в бактериологии. Тишуткин (Tischutkin, 1897) заменил желатину агар-агаром.

Хотя твердые среды в методике альгологических культур не утратили до сего времени своего значения, однако надо иметь в виду, что они далеки от природных условий и клетки водорослей на таких средах очень часто деформируются (Chodat, 1893).

¹ Технику работы с мечеными атомами см. в главе 42 этой книги.

А. П. Артари (1903, 1913, 1916) проводил опыты со свободными от бактерий культурами на жидких минеральных средах с добавкой и без добавки органического вещества.

Можно назвать еще десятки работ, посвященных физиологии и экологии водорослей (Успенский, 1925; Bold, 1942; Chodat, 1913; Kufferath, 1930; Mainx, 1929; Nakano, 1917; Pringsheim, 1912, 1918, 1949; Richter, 1906; Schramm, 1914, и др.).

Успех получения бактериологически чистой культуры водорослей, особенно планктонных форм, живущих в сравнительно чистых водах, в основном зависит от чистоты забора проб.

Для решения ряда альгологических вопросов (морфологии, цитологии систематики и др.) можно пользоваться альгологически чистыми культурами, т. е. культурами, состоящими из одного вида водоросли и полученными из одной клетки или одного ценобия, но не свободными от бактерий. Однако такие культуры можно вести только на минеральных средах. При решении специальных вопросов физиологии, а также при работе с органическими средами обязательна бактериологически чистая культура.

В з я т и е п р о б

Для получения культуры намеченного организма нужно прежде всего найти водоем, где бы он был представлен в значительном количестве. Необходимо исследовать химический состав воды этого водоема, чтобы правильно выбрать подходящую среду организму, предназначенному к выделению в чистую культуру.

Места выемки проб для посевного материала нужно выбирать, по возможности, такие, где меньше всего сказывается влияние берегов и каких-либо загрязнений. Ни в коем случае не следует собирать материал в местах нагона планктона, так как здесь обычно происходит частично его отмирание и энергичное развитие бактерий (Гусева, 1941). Посуда должна употребляться стерильная. Для планктонных форм лучше всего пользоваться склянками или бутылками с притертыми или резиновыми пробками. Стерилизация должна производиться с соблюдением условий, описанных в главе 34 настоящей книги.

Посуда перед стерилизацией должна быть хорошо вымыта кислотой. Горлышко склянки или бутылки затыкается ватным тампоном, который прикрывается бумажным колпачком и у горлышка завязывается тонкой бечевкой. Пробки каждой склянки, завернутые в бумажные пакетики, привязываются к горлышку.

Забор воды с водорослями производится любым бактериологическим батометром (например изображенным на фиг. 4, который легко изготовить собственными силами).

Перед опусканием батометра в воду в его гнездо вставляется склянка, из горлышка которой вынимается ватный тампон и вставляется пробка, последняя затем прикрепляется к шнуру А. Опустив батометр в воду на нужную глубину и подержав его там некоторое время, чтобы вода обмыла его, рывком веревки В выдергивают пробку, и бутылка наполняется водой. Вынув батометр, склянку закрывают пробкой, беря ее за ушко и предварительно обмыв водой из склянки. Склянку нужно наполнять не более чем на $\frac{2}{3}$ ее объема, с расчетом, чтобы при перевозке вода не обмывала пробки. Поверх пробки надевается бумажный колпачок, снятый перед опусканием батометра с ватного тампона, и у горлышка

завязывается (перегороджен) метр, а в другом месте завязывается и вращается.

Сбор материала, чтобы не повредить материал, доливают тотчас же по Оперирование ложняет, а и читать хорошие

Для сбора простерилизованными.

Брать водоем, который спирт и обильно меньше водоема

Для выделения, здоровития той ф

Существование одного организмов.

Вывод. Этот крупный организм 10—20-кратный из стекла метром 3—4 бочек оттягивается ватой бочками, отогнут под той и водой в широкую пробкой и сности выним

Если в этом количестве рированию и фильтр с маборами (фиг

Воронка зажатным бранный фильтр (см. гла

завязывается бечевкой. Батометр хранится в чистом парусиновом мешке, перегороженном на два отделения, в одном из которых помещается батометр, а в другом веревка, которая после употребления хорошо просушивается и время от времени, при частом пользовании, стерилизуется.

Сбор материала для культур лучше производить в ранние утренние часы, чтобы не подвергать пробу нагреванию при перевозке. Собранный материал должен быть использован, по возможности, тотчас же после его поступления в лабораторию. Оперирование с постоявшим материалом сильно осложняет, а иногда даже и лишает возможности получить хорошие результаты.

Для сбора бентосных форм удобно пользоваться простерилизованными баночками с притертыми пробками.

Брать водоросли с субстрата нужно чистым пинцетом, который перед употреблением следует обтереть спиртом и обжечь. Помещать в баночку нужно возможно меньше водорослей, заливая их водой из того же водоема.

Для выделения культур следует брать только хороший, здоровый материал, в период наилучшего развития той формы, которая подлежит выделению.

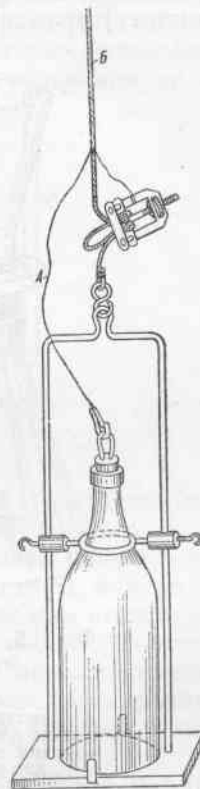
Способы выделения

Существует довольно много способов изолирования одного какого-либо вида водоросли из смеси организмов.

Вылавливание при помощи пипеток. Этот способ применим главным образом для крупных организмов, хорошо различимых в лупу 10—20-кратного увеличения. Пипетки готовят из стеклянных трубочек длиной 15—16 см, с диаметром 3—4 мм и просветом 1—2 мм. Один конец трубочек оттягивается в тонкий капилляр, другой закрывается ватой. Иногда бывает удобно пользоваться трубочками, оттянутый конец которых у самого кончика загнут под прямым углом. Хорошо промытые кислотой и водой пипетки складываются капиллярами вниз, в широкую пробирку, которая закрывается ватной пробкой и стерилизуется. Пипетки при употреблении по мере надобности вынимаются стерильным пинцетом.

Если в исходном материале нужная водоросль попадает в небольшом количестве, так что ее трудно найти, можно прибегнуть к концентрированию пробы путем фильтрации через крупнопористый мембранный фильтр с маркой «предварительный», пользуясь фильтровальными приборами (фиг. 5 и 6).

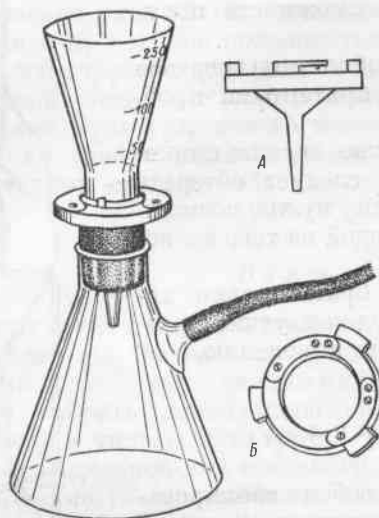
Воронка такого прибора стерилизуется в автоклаве или обжигается зажженным ватным тампоном, смоченным спиртом. Прокипяченный мембранный фильтр перед употреблением хорошо промывается горячей водой (см. главу 34 этой книги).



Фиг. 4. Упрощенный батометр Францева для взятия проб воды. Объяснение в тексте.

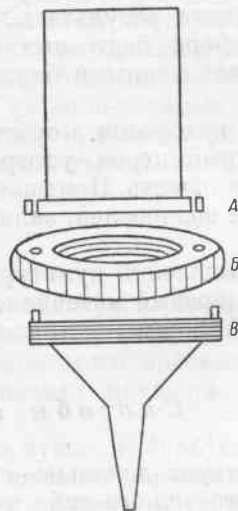
Сконцентрировав до нужной густоты водоросли в воронке, весь прибор слегка покачивают, взбалтывая содержимое воронки, после чего стерильной пипеткой забирают 25 мл и переносят в стерильную коническую колбочку на 50 мл. Слишком увлекаться концентрированием исходного материала не следует, так как это может затруднить изолирование нужного организма.

В том случае, когда нет надобности в концентрировании пробы, из нее также отбирают пипеткой или отливают через горлышко (соблюдая чистоту) примерно такое же количество воды в коническую колбу. Колба



Фиг. 5. Фильтровальный прибор со стеклянной воронкой.

А — металлическая воронка; Б — кольцо для укрепления стеклянной воронки с керамическим вкладышем для мембранного фильтра.



Фиг. 6. Фильтровальный прибор с металлической воронкой.

А — металлический цилиндр; Б — кольцо, прижимающее цилиндр к воронке; В — воронка.

помещается на штативе или какой-либо другой подставке на уровне глаза исследователя и в ней производится вылавливание водорослей. Локти обеих рук при этом должны опираться на упоры.

Вылавливание водоросли пипеткой при помощи лупы лучше производить на рассеянном дневном свете, расположившись против северного окна. Таким способом вылавливаются *Asterionella formosa*, *Synura uvella*, *Melosira granulata*, *Synedra acus*, *Fragilaria crotonensis*, крупные виды *Closterium*, *Cosmarium* и другие водоросли.

Чтобы убедиться, попал ли нужный организм в пипетку, надо посмотреть ее кончик под лупой или микроскопом. Убедившись, что организм захвачен капилляром, его переносят в другую колбочку со стерильной средой, где он отмывается, а затем производится посев его в колбочки, предназначенные для культивирования.

Значительно упрощает процедуру вылавливания стереоскопический микроскоп МБС-1.

Методом каких-либо форм, отыскав манипулятор.

Наиболее популярна пропипетка М. Мальер, в которой Широкая часть шпигла имеет резиновым и винтовой за Система крема от микроскопа



Фиг. 7.

ных направлений передвижения приспособления сетки в пределах его». На этом раствором помещенному столика микроскопа предварительного нового баллона

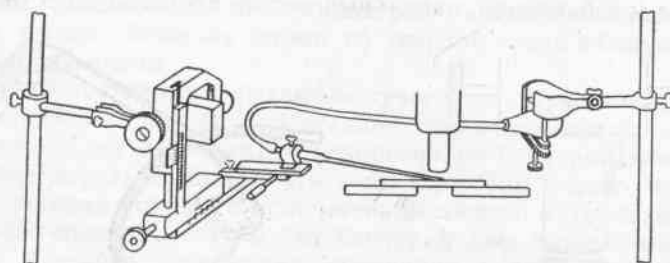
Чтобы пролить воды с интересом, которое перевести камеру Косинского продевается чашечка, не соединенная с ланной из воды на фиг. 8.

Камера, состоящая из двух частей, которой, предвари- храняет от за- пом удобней

Забранные из боязни ост- втянуть в пип- водится посев, среду или в р- ляром, отлом-

Методом капиллярных пипеток пользуются и для вылавливания мелких форм, отыскивая их при помощи бинокля или используя микро-манипулятор.

Наиболее простым микроманипулятором является управляемая микропипетка М. М. Голлербаха (фиг. 7). «Она состоит из системы трех кремальер, в которой укреплен микропипетка с тонко оттянутым кончиком. Широкая часть пипетки с помощью резиновой трубки соединена с небольшим резиновым баллоном, зажатым в винтовой зажим. Система кремальер и винтовой зажим укрепляются на обычных лабораторных штативах. Система кремальер может быть заменена съемным крестовым столиком от микроскопа (дающим два винтовых хода во взаимно-перпендикуляр-



Фиг. 7. Упрощенная управляемая микропипетка для выделения отдельных особей водорослей. (По Голлербаху и Полянскому, 1951).

ных направлениях) в сочетании с отдельной кремальерой (обеспечивающей передвижение пипетки в третьем направлении пространства). Эти приспособления дают возможность весьма точно перемещать кончик пипетки в пределах поля зрения микроскопа, а также поднимать или опускать его». Наполнив предварительно микропипетку водой или питательным раствором, подводят кончик ее к выбранному под микроскопом объекту, помещенному на предметном стекле (что достигается передвижением столика микроскопа), и всасывают его в капилляр путем расширения предварительно несколько сжатого с помощью винтового зажима резинового баллона.

Чтобы произвести операцию выделения в стерильных условиях, капля воды с интересующим нас объектом наносится на покровное стекло, которое переворачивается каплей вниз и накладывается на влажную камеру Косикова с тубусом. Кончик пипетки, загнутый под прямым углом, продевается через тубус камеры и подводится к объекту. Если пипетка не соединена с микроманипулятором, она должна быть положена на сделанный из воска блок, который служит упором, как это изображено на фиг. 8.

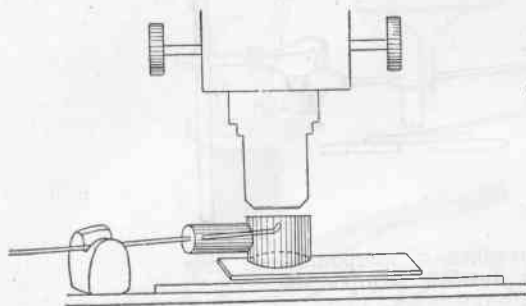
Камера, стекло и пипетка, расширенный конец которой заткнут ваткой, предварительно стерилизуются. Работа с влажной камерой предохраняет от занесения загрязнения из воздуха. Выделение под микроскопом удобней вести со слабым объективом и более сильным окуляром.

Забранные в капилляр водоросли можно или выдувать в среду, причем, из боязни оставить клетки прилипшими к стенке, полезно несколько раз втянуть в пипетку некоторое количество той среды, в которую производится посев, и вновь выдуть ее. Перенести клетку водоросли в жидкую среду или в расплавленный питательный агар можно и вместе с капилляром, отломив его пинцетом.

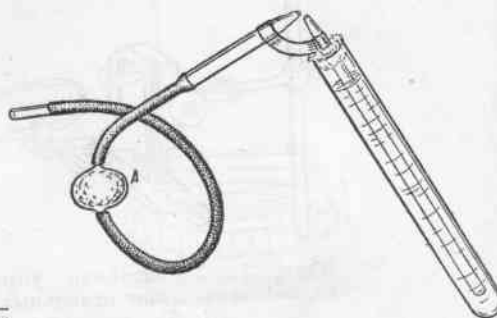
При выделении подвижных форм может быть использована способность водорослей собираться к свету. Это дает также хорошие результаты в том случае, когда нужно получить культуру организма, образующего зооспоры. Зооспорообразование у большинства водорослей легко можно вызвать, помещая водоросль в атмосферу 5%-й CO_2 . Этот метод получения зооспор был разработан в лаборатории Е. Е. Успенского и применялся в отношении *Oedogonium*, *Ulothrix*, *Stigeoclonium*, *Draparnaldia* и др.

Для изолирования планктонных форм синезеленых водорослей может быть использована их способность быстро всплывать на поверхность.

Для выделения мелких форм применимы некоторые бактериологические методы (разбавление, капельный метод, агаровые пластинки). Метод



Фиг. 8. Расположение влажной камеры и блока на столике микроскопа и положение микроинъекции при изолировании отдельных особей водорослей.



Фиг. 9. Пульверизатор для распыления посевного материала.

А — стеклянный предохранитель с ватной пробкой.

разбавления очень громоздок. Он может дать лучшие результаты в комбинации с методом агаровых пластинок.

Капельный метод состоит в нанесении капиллярной пипеткой очень мелких капелек, величиной не более булавочной головки, на покровное стеклышко. Капельки просматриваются под микроскопом. Ту из них, которая содержит только водоросль, нужную для исследования, отмечают; остальные удаляют полоской фильтровальной бумаги, и стеклышко переносится в питательную среду.

При этом способе выделения очень велика вероятность бактериального загрязнения.

Метод агаровых пластинок. Посев исходного материала производится в расплавленный агар или на поверхность агаровой пластинки в чашке Петри. В последнем случае посевной материал размазывается по всей поверхности агара стеклянной трубочкой или палочкой, согнутой под прямым углом. Можно получить равномерное распределение организмов на поверхности также распылением исходного материала при помощи сделанного из стеклянных трубочек пульверизатора (фиг. 9).

Производят посев и штрихом, забирая водоросли из исходного материала ушком платиновой иглы и проводя им по агару.

Засеянные тем или иным способом чашки просматриваются под микроскопом, и отдельно лежащие водоросли отмечают. Просмотр чашек производится через каждые 2—3 дня в течение 1—2 недель и более. Образовавшиеся колонии нужного организма вырезаются вместе с ага-

ром концом толсто переносятся в но

Из всех приведен пластинок дает на чистую культуру.

Встряхивая и в ленный агар, можн чем при промывке способны расти в

Поверхностным терий формы, кот к сожалению, на ные формы, планн чаев не способны

При работе же с культур мелкх в

Механическим ванием с центриф только при наличи он скорее пригоде водорослей. Шрей в токе воды в слеп При такой промыв эту операцию на з промывок все же

Более перспек является химичес

Н. С. Гаевская с применением ри ляется каждый р воде, разбавляется стерильной минер риванола водорос. В последнем слу применил ривано среды. После дей 5 минут в иод.

Как стерилизу len, 1914) и испо бактерий морски на 1—2 минуты в 0.0061 н. раство

Особенно стой незеленых водоро формы, остальные тисептиков (рива в токе среды в во Такой способ п рослей и возможн и длителен.

Водоросли с т вать разбавленно удалось получи

ром концом толстой платиновой иглы, расплюснутым в виде шпателя, и переносятся в новую среду.

Из всех приведенных методов выделения водорослей метод агаровых пластинок дает наибольшую возможность получить бактериологически чистую культуру.

Встряхивая и вращая пробирку, в которую произведен посев в расплавленный агар, можно добиться лучшего отделения водоросли от бактерий, чем при промывке в стерильной воде. Однако далеко не все водоросли способны расти в толще агара.

Поверхностным посевом сравнительно легко удастся очистить от бактерий формы, которые способны скользить по агаровой пластинке. Но, к сожалению, на агаровых пластинках растут преимущественно бентосные формы, планктонные же формы на твердой среде в большинстве случаев не способны расти.

При работе же с жидкими средами получение бактериологически чистых культур мелких водорослей представляет значительные трудности.

Механическим путем отделить водоросли от бактерий можно промыванием с центрифугированием. Но этим способом можно пользоваться только при наличии большого количества посевного материала, и поэтому он скорее пригоден для очистки от бактерий уже имеющейся культуры водорослей. Шрейбер производил отмывание мелких форм водорослей в токе воды в специально для этого сконструированном приборе (фиг. 10). При такой промывке потеря водорослей снижается и можно производить эту операцию на значительно меньшем материале. Однако любые способы промывок все же мало эффективны.

Более перспективным методом освобождения водорослей от бактерий является химическая стерилизация.

Н. С. Гаевская (1946) предложила способ стерилизации водорослей с применением риванола. Исходный 0.1%-й раствор риванола готовится каждый раз перед употреблением свежий на дистиллированной воде, разбавляется затем до нужной концентрации (0.5—20 мг на 100 мл) стерильной минеральной питательной средой. При больших концентрациях риванола водоросль выдерживается 4—5 часов, при малых — до 3 суток. В последнем случае риванол несколько раз меняется. Этот же автор применил риванол в комбинации с иодом: 0.25—1.5 мг иода на 100 мл среды. После действия риванола объект отмывался и переносился на 2—5 минут в иод.

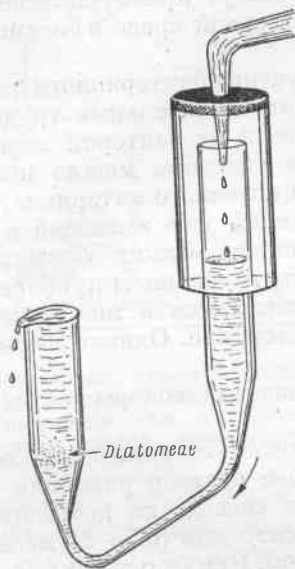
Как стерилизующее вещество иод был предложен еще Алленом (Allen, 1914) и использовался Дженкайном (Jenkin, 1937) для очистки от бактерий морских диатомей. Упомянутые авторы помещали водоросли на 1—2 минуты в раствор иода, приготовленный из расчета 1—2 капли 0.0061 н. раствора иода на 50 мл среды.

Особенно стойкими к риванолу оказались протококковые. Из синезеленых водорослей он не действовал губительно только на слизистые формы, остальные очень быстро от него погибали. После применения антисептиков (риванола, иода) водоросль необходимо отмывать, что делается в токе среды в воронке со стеклянным фильтром (Гаевская, 1946; фиг. 11). Такой способ промывки снижает потерю простерилизованных водорослей и возможность вторичного загрязнения, но он довольно кропотлив и длителен.

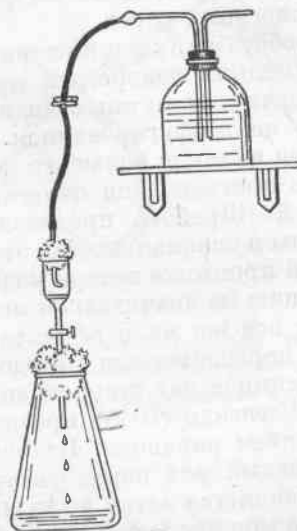
Водоросли с толстым слоем слизи, а также споры можно стерилизовать разбавленной серной кислотой. Этим методом в нашей лаборатории удалось получить стерильную культуру *Nostoc*.

Простерилизованная в кислоте колония этой водоросли разрезалась стерильным ланцетом, из ее середины бралось платиновой пшатель-иглой некоторое количество слизи с клетками водоросли и переносилось в питательную среду.

Для стерилизации могут быть использованы и антибиотические вещества, выделяемые бактериями и грибами, а также продукты выделения водорослей. Претт (Pratt, 1945) выделил антибактериальные вещества из культуры водоросли *Chlorella*. А. С. Разумов (1948), на основании своих наблюдений над взаимоотношением водорослей и бактерий в водоеме, высказал предположение, что все водоросли вырабатывают антибактериальные вещества.



Фиг. 10. Прибор Шрейбера для отмывания водорослей от бактерий.



Фиг. 11. Прибор Гаевской для отмывания водорослей от антисептиков.

Прибавление 0.04—0.08 мл аспергиллина к 1 мл культуры водоросли при 10 минутном встряхивании дает хорошие результаты для большинства зеленых водорослей. На диатомовые и синезеленые, не заключенные в слизь, аспергиллин действует губительно.

Применять аспергиллин можно не только при очистке имеющихся уже культур, но и при выделении их, стерилизуя отдельные клетки и ценобины. В таком случае операция стерилизации производится в капельке, помещенной на покровном стекле или на дне стерильной чашки Петри. Водоросли после стерилизации без промывки переносятся капиллярной пипеткой или платиновым ушком в среду для культивирования.

Как стерилизующее средство нами были испробованы и вещества, выделяемые высшими растениями, которые Б. Токин (1942) назвал фитонцидами. Стерилизация производилась в висячей капле влажной камеры, на дне которой помещалась кашица лука или чеснока. Однако действие этих веществ на бактерий было довольно слабое, а диатомей очень часто погибали.

Поиски антибактериальных веществ растительного происхождения для стерилизации водорослей продолжаются.

Упомянем здесь, что мы применили Альбино (Albino) бактериально чистой культуры (Albino). Он основан на использовании ртутной лампы 2750 Å, при экспозиции 10 минут в сутки. Водоросли, выращенные в культуре Альбино, менил Герлоф (Gerloff) в культуре Microscopium.

Правильный подход к делу очень важен.

Альгологи, на готовые рецепты, употребляют новые, в которые силится в культуру, приводило к желаемому результату. Недостаточным звеном является отсутствие органо-соприкасается со средой, вызывает у нее биологическую среду и вырабатывает специфичности внешней.

Существуют факторы, специфичной. Поэтом ставилась природная задача, особенно из которого бережно при данном химическом для ее развития. Ответ метод гидротермической среде — установка органических соединений. При выборе ходимо, чтобы не ностям.

Для выяснения следует руководствоваться Шрейбером (Schreber) схемой (Pringsheim, 1930) и работ Успенского (1926). Кальция можно 1926, 1933) и Прусова (1945); крест (Meinhold, 1911) в работах Гусева в органическом (1912, 1934), Ле

Упомянем здесь еще об одном методе стерилизации водорослей, который применили Аллисон и Моррис (Allison a. Morris, 1930) при выделении бактериально чистой культуры синезеленой водоросли *Anabaena variabilis*. Он основан на стерилизующем действии ультрафиолетовых лучей. Употребляя ртутно-кварцевую лампу «Mercury varog» с длиной волны 2750 Å, при экспозиции 10—20 минут на расстоянии 20 см, удалось освободить культуру *Anabaena* от бактерий. Этот же метод стерилизации применил Герлоф (Gerloff, 1950) при выделении бактериологически чистой культуры *Microcystis aeruginosa*.

Подбор среды

Правильный подбор среды для успешного культивирования организма дело очень ответственное и сложное.

Альгологи, начав применять минеральные среды, пользовались или готовыми рецептами, разработанными для водных культур высших растений, употребляя различные концентрации растворов, или приготавливали новые, в которые входили азот и те же 6 зольных элементов, которые вносились в культуральные среды высших растений. Однако это не всегда приводило к желаемым результатам, что объясняется, с одной стороны, недостаточным знанием физиологии питания водорослей, а с другой — примитивностью организации опытов. Водоросль всей своей поверхностью соприкасается со средой, из которой черпает питательные вещества; это вызывает у нее более быструю и резкую реакцию на изменение внешней среды и вырабатывает приспособленность к более узким пределам специфичности внешней среды.

Существуют формы с более строгой и формы с более факультативной спецификой. Поэтому, чтобы подобрать среду, которая лучше бы соответствовала природным условиям выделяемого в культуру организма, нужно знать, особенно для планктонных форм, химический состав воды водоема, из которого берется водоросль, а также то, способна ли она развиваться при данном химизме, и если не способна, то определить, каких элементов для ее развития в водоеме не хватает. На эти два последних вопроса дает ответ метод гидробиологической производительности. Первое требование к среде — установление абсолютной и относительной концентрации неорганических солей в питательных смесях, особенно для планктонных форм. При выборе среды для культуры того или иного организма необходимо, чтобы концентрация взятых солей соответствовала его потребностям.

Для выяснения потребности водорослей в том или ином элементе, следует руководствоваться результатами работ: в азоте — Артари (1913), Шрейбера (Schreiber, 1927), Гусевой (1938, 1952), Чо (Chu, 1942), Прингсхейма (Pringsheim, 1921a); в фосфоре — сводкой Куфферата (Kufferrath, 1930) и работами Чо (Chu, 1942) и Гусевой (1952); в железе — работой Успенского (1925), Гусевой (1952) и Роде (Rodhe, 1948). Сведения о роли кальция можно найти в работах Молиша (Molisch, 1894), Варен (Warén, 1926, 1933) и Прингсхейма (Pringsheim 1921a); калия — в работе Кузнецова (1945); кремния — в работах Рихтера (Richter, 1906), Мейнхольда (Meinhold, 1911), Чо (Chu, 1942); марганца и других микроэлементов — в работах Гусевой (1938), Школьника (1947). О потребности водорослей в органическом веществе пишут Артари (1913), Прингсхейм (Pringsheim, 1912, 1934), Леуин (Lewin, 1953).

Второе требование, предъявляемое к среде, — это ее активная реакция или активность ее водородных ионов, выражаемая через водородный показатель (рН). В природе большинство встречающихся водорослей — обитатели нейтральных или слабощелочных водоемов, но есть также организмы, специфически приуроченные к кислым водам (Molisch, 1894; Pringsheim, 1934; Bold, 1942).

По мере нарастания культуры, первоначальный рН среды может очень сильно смещаться. Поэтому третье необходимое требование к среде — буферность. Среда должна обладать способностью сохранять первоначальную величину рН.

В среде № 1 Успенского, которой пользовался он и его ученики для организмов, требующих больших доз азота, буферность создает фосфат (рН этой среды, при 20—18° С, 7.3—7.6). На этой среде хорошо растет большинство зеленых и планктонных водорослей и различные бентосные формы.

В среде № 2 Успенского, предназначенной для водорослей, требующих небольших доз азота и фосфора, буферность среды обуславливает СаО (рН среды тот же, что и в первой). На этой среде хорошо растут планктонные диатомеи. Ее можно рекомендовать и для других водорослей, варьируя содержание в ней азота.

Состав среды Успенского

№ 1	№ 2
KNO ₃ — 0.025 г	MgSO ₄ — 0.025 г
MgSO ₄ — 0.025 »	Ca(NO ₃) ₂ — 0.005 »
Ca(NO ₃) ₂ — 0.100 »	KH ₂ PO ₄ — 0.005 »
KH ₂ PO ₄ — 0.025 »	CaO — 0.020 »
K ₂ CO ₃ — 0.034 »	Дестилл. вода — 1000 мл
Дестилл. вода — 1000 мл	

В обе среды вносится железо по 0.2—0.4 мг/л Fe в форме Fe₂(SO₄)₃ или Fe(SO₄)(NH₄). Железо добавляется после стерилизации среды, перед посевом.

Мы приводим состав еще 6 сред, часто применяемых для культур водорослей. Из них среда Бенеке дает хорошие результаты при культивировании протоккокковых и синезеленых, а среда Чо № 10 пригодна для культур диатомовых, синезеленых и др.

Среда Кнона

KNO ₃ — 0.1%
Ca(NO ₃) ₂ — 0.01
K ₂ HPO ₄ — 0.02
MgSO ₄ — 0.01
FeCl ₃ — 0.0001

Среда Молиша

(NH ₄) ₂ HPO ₄ — 0.08%
K ₂ HPO ₄ — 0.04
MgSO ₄ ·7H ₂ O — 0.04
CaSO ₄ — 0.04
FeSO ₄ ·7H ₂ O — 1 капля 1%-го раствора на 100 мл

Среда Прингсхейма

KNO ₃ — 0.02%
(NH ₄) ₂ HPO ₄ — 0.002
MgSO ₄ ·7H ₂ O — 0.001
CaCl ₂ ·6H ₂ O — 0.00005
FeCl ₃ — 0.00005

Среда Бейеринка

NH ₄ NO ₃ — 0.1%
K ₂ HPO ₄ — 0.02
MgSO ₄ ·7H ₂ O — 0.01
FeCl ₃ — 0.0001

Среда Бенеке

NO ₃ NH ₄ — 0.02%
K ₂ HPO ₄ — 0.01
MgSO ₄ — 0.01
CaCl ₂ — 0.01
FeCl ₃ — капля 0.1%-го раствора на 100 мл

Все эти среды применялись в разведениях 1/2, 1/4, 1/10.

MgS

Герлоф (Gerl) FeCl₃ лимоннок вносил такое ж

Прежде чем позаботиться о

Еще Негели ной воды, предп и Бенеке (Bene через платиновы от тяжелых мет дильники и по вполне доступн форштоса встав при помощи ко для отгона.

Нагревание попадать из во воды и ее хран устранения орг попадания их в пар пропускает В том случае, прибавление пе дестиллированн часто содержит угольные фил

Для пригото и последняя тр

Посуда для стекла (иенско кремневую кис

Новая посу парена. Одной дается. Посуду (Hartmann, 192 отмывается вод дестиллирован

Вести куль бочках Артари и сохраняются не высыхают и

Реактивы д раз перекроста

Среда Чо № 10

H_2O — 1000 мл	Na_2CO_3 — 0.02 г
$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ — 0.04 г	Na_2SiO_3 — 0.025 г
K_2HPO_4 — 0.01 »	FeCl_3 — 0.0008 г
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ — 0.025 г	

Герлоф (Gerloff, 1950) внес изменение в среду Чо (Chu, 1942), заменив FeCl_3 лимоннокислым железом, беря его 0.003 г/л. Одновременно он вносил такое же количество лимонной кислоты.

Приготовление сред

Прежде чем приступить к приготовлению минеральных сред, нужно позаботиться о чистоте воды и реактивов.

Еще Негели (Naegeli, 1893) наблюдал вредное действие дистиллированной воды, предполагая в ней следы меди. Позднее Молиш (Molisch, 1894) и Бенеке (Beneske, 1898) пользовались для культур водой, отогнанной через платиновый холодильник. Но и эта вода, конечно, не была свободна от тяжелых металлов. Более надежны в этом отношении иенские холодильники и почти идеальны кварцевые. Последние в настоящее время вполне доступны. В обычный холодильник Либиха вместо стеклянного форштоса вставляется кварцевая трубка, один конец которой загнут и при помощи корковой пробки соединяется с колбой, содержащей воду для отгона.

Нагревание должно быть равномерным. В отогнанную воду не должен попадать из воздуха аммиак и органические вещества. Поэтому отгон воды и ее хранение нельзя производить в химической лаборатории. Для устранения органических веществ из отгоняемой воды, во избежание попадания их вместе с парами в отгон в воду добавляется $\text{KMnO}_4 + \text{H}_2\text{SO}_4$; пар пропускается через колбу с щелочью, а затем уже через холодильник. В том случае, когда исходная вода не вызывает никаких подозрений, прибавление перманганата излишне. Для отгона следует брать хорошую дистиллированную или артезианскую воду. Водопроводная вода очень часто содержит свободный хлор; чтобы избавиться от него, применяют угольные фильтры.

Для приготовления сред употребляется только средний отгон; первая же и последняя треть отогнанной воды выбрасываются.

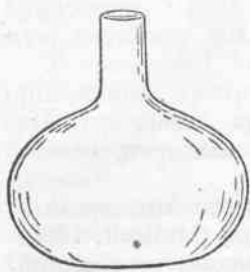
Посуда для культур должна быть, по возможности, из стойких сортов стекла (иенское и пийрекс). Обычное стекло при кипячении воды отдает кремневую кислоту (Hildenbrand, 1938; Гусева, 1938).

Новая посуда, не бывшая в употреблении, должна быть хорошо пропарена. Одной и той же посудой очень долго пользоваться не рекомендуется. Посуду, бывшую в употреблении 1—1½ года, следует менять (Hartmann, 1921). Мыть посуду нужно крепкой серной кислотой, которая отмывается водопроводной водой, и затем ополаскивать ее несколько раз дистиллированной водой.

Вести культуру удобно в конических колбочках, а сохранять в колбочках Артари (фиг. 12). Агаровые культуры ведутся в чашках Петри и сохраняются или в пробирках, или в колбочках Артари, где они долго не высыхают и меньше загрязняются.

Реактивы должны употребляться чистые, лучших марок, несколько раз перекристаллизованные. Однако кристаллизация далеко не полно-

стью освобождает реактивы от тяжелых металлов. Для адсорбции их применяются угли различных сортов, но это понижает, в большинстве случаев, точность опыта, вследствие наличия золы. Стрейбер (Streiber, 1935) предлагает очищать питательные растворы при помощи CaCO_3 , 4MgCO_3 , $\text{Mg}(\text{OH})_2 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$, нагреванием в автоклаве и последующим фильтрованием горячей среды. Метод дает хорошие результаты в отношении Fe, Cu и Mn. Удаление тяжелых металлов этим методом объясняется совместным осаждением их со щелочными землями при уменьшении кислотности среды. Такая предосторожность, конечно, необходима для точных опытов.



Фиг. 12. Колбочка Артари.

Приготовление неорганических сред

Приготовление сред Успенского. Для быстроты приготовления сред Успенского рекомендуются следующие приемы.

Для среды № 1 готовятся точные навески: 1) 5% KNO_3 — 5 г; 2) 5% $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ — 10 г; 3) 20%-й безводный $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 20 г; 4) 1 н. безводный K_2CO_3 — 6.91 г; 5) 5%-й безводный KH_2PO_4 — 5 г.

Растворы помещаются в склянки с притертыми пробками из иенского стекла, в крайнем случае из простого, но хорошо пропаренные и вымытые. По мере надобности небольшое количество солей выливается в маленький стаканчик, предназначенный для данной соли, из которого пипеткой берется 0.5 мл раствора на 1000 мл воды при соблюдении вышеуказанной последовательности. Перед добавлением K_2CO_3 и после внесения его среда взбалтывается. Приготовленная среда разливается в колбочки по 50 мл и стерилизуется.

Для среды № 2 готовятся навески: 1) 5% $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ — 10.255 г; 2) 1%-й KH_2PO_4 безводный — 1 г. При внесении 0.5 мл на 1 л дистиллированной воды среда содержит MgSO_4 0.025 г, KH_2PO_4 0.005 г.

Азот вносится в форме нитратной или аммонийной. Исходные растворы $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ и $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ содержат N 1 мг/мл. Для приготовления их берут $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 0.585 г, $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ 0.4717 г на 100 мл дистиллированной воды.

Последовательность приготовления среды № 2 Успенского:

1) Берется навеска прокаленного CaO 20 мг на 1 л, растворяется в горячей воде. При этом CaO переходит в $\text{Ca}(\text{OH})_2$, для растворения которого через раствор пропускается CO_2 до полной его прозрачности, т. е. до перехода $\text{Ca}(\text{OH})_2$ в $\text{Ca}(\text{HCO}_3)_2$.

2) Когда растворение CaO закончено, вносят по 0.5 мл исходного раствора MgSO_4 и KH_2PO_4 .

3) Еслиготавливаемая среда готовится только для одного какого-либо организма, то соли нитратного или аммонийного азота можно вносить одновременно с MgSO_4 и KH_2PO_4 . Разлитая в колбочки среда стерилизуется в автоклаве. Если же среда готовится для нескольких организмов с различной потребностью в азоте, то лучше стерилизовать $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$, как испытуемую соль, отдельно, и вносить ее перед посевом в разных количествах каплями из пипетки; для этого стерилизация ее производится в колбочке со вставленной в ватную пробку пипеткой, которая готовится из такой же стеклянной трубочки, что и для выделения организмов, причем из ряда трубочек с оттянутым в капилляр кончиком отбирается та-

кая, которая дает наименьший объем раствора. Из таких же растворов стерилизовать с

4) Приготовить среду в емкости 50 мл

Стерилизация в кипятильнике. В кипятильнике ставить колбочки при давлении $1\frac{1}{2}$ атм. В случае пере помутнения, м сред в эксикаторе. Посева постоян рН.

После стерилизации среды восстановление ливается через

Приготовление пер железозамещенной основной среды. В культуру раствор не дол

При приго $\text{Fe}(\text{NH}_4)(\text{SO}_4)_2$ столько, чтобы как № 1, так и незначительно. то при прибав. При малом ко стояния выпада 0.5 мл/л. Внос такой же пипе петка хранитс

Для приго рется навеска ных квасцов литровой колб 1 л дистиллиро Сернокислосе я стализуется содержащий 1

Лимонноксидации провери вом одновременности от коли или иной креп

Для приго раствор. После в колбочку, и около 0.1 мг

кая, которая дает каплю в 0.01 мл. Тогда внесение одной капли приготовленного раствора $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ на 100 мл среды будет равно 0.1 мг N в 1 л. Из таких же расчетов готовится и основной раствор $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$, но стерилизовать его нужно в запаянных ампулах.

4) Приготовленная основная среда № 2 разливается по 50 мл в колбочки емкостью 50 мл и стерилизуется.

Стерилизацию для сред №№ 1 и 2 лучше производить текущим паром в кипятильнике Коха (3 раза по 1 часу), но можно и в автоклаве при условии ставить колбочки в кипящий автоклав и стерилизовать 15 минут при давлении $1\frac{1}{2}$ атмосферы, иначе раствор очень сильно мутится и равновесие при стоянии в нем восстанавливается очень не скоро. В случае перегрева сред и сильного, вследствие этого, помутнения, можно поместить колбочки до просветления сред в эксикатор с CO_2 , но после этого среды должны до посева постоять, пока в них не восстановится обычный pH.

После стерилизации среду можно употреблять только после восстановления в ней равновесия (обычно pH устанавливается через 2—3 дня).

Приготовление раствора Fe. Железо в культуры прибавляется перед самым посевом. Сернокислое железо и железоаммиачные квасцы можно не стерилизовать, так как основной раствор железа готовится кислый, что предохраняет культуры от заражения бактериями и грибами. Но раствор не должен быть слишком кислым.

При приготовлении его как из $\text{Fe}_2(\text{SO}_4)_3$, так и из $\text{Fe}(\text{NH}_4)(\text{SO}_4)_2$ нужно прибавлять к раствору кислоты (H_2SO_4) столько, чтобы, при внесении железа до 1 мг/л, pH среды как № 1, так и среды № 2 смещался в кислую сторону очень незначительно. Так, если первоначальный pH был 7.3, то при прибавлении Fe 1 мг/л он должен быть около 7.0. При малом количестве кислоты железо после длительного стояния выпадает. Обычно крепкой H_2SO_4 бывает достаточно 0.5 мл/л. Вносится железо в колбочки также каплями и из такой же пипетки, что и азот. Предназначенная для добавки железа пипетка хранится в пробирке (фиг. 13).

Для приготовления раствора Fe из железоаммонийных квасцов берется навеска из перекристаллизованных несколько раз железоаммонийных квасцов $\text{Fe}(\text{NH}_4)(\text{SO}_4)_2 \cdot 12 \text{H}_2\text{O}$ — 8.636 г, растворяется в мерной литровой колбе, подкисляется крепкой серной кислотой и доводится до 1 л дистиллированной водой. 1 мл такого раствора будет содержать 1 мг Fe. Сернокислое железо готовится так же, как и $\text{Fe}(\text{NH}_4)(\text{SO}_4)_2$. Кристаллизуется $\text{Fe}(\text{SO}_4)_3$ с 9 частицами воды. Чтобы получить раствор, содержащий 1 мг Fe в 1 мл, нужно взять $\text{Fe}(\text{SO}_4)_3$ 5.0322 г на 1 л.

Лимоннокислое железо необходимо стерилизовать и после стерилизации проверить в нем содержание Fe. Вносится оно также перед посевом одновременно с простерилизованной лимонной кислотой. В зависимости от количеств, вносимых в среду, оба эти раствора готовятся той или иной крепости.

Для приготовления силикатного железа делается его насыщенный раствор. После отстаивания в течение нескольких дней раствор сливается в колбочку, и в нем определяется Fe. Обычно такой раствор содержит около 0.1 мг Fe в 1 мл.



Фиг. 13. Пипетка для внесения в культуры железа и азота.

Если нет продажного кремнекислого железа, его можно приготовить по следующему рецепту Калиненко: 6 г чистого кристаллического Na_2SiO_3 растворяют в 100 мл дистиллированной воды и вливают в 100 мл 10%-й соляной кислоты. Тщательно размешав, немедленно переливают смесь в коллоидный мешок для диализа. Диализовать надо в текучей водопроводной воде до исчезновения в диализате реакции на хлор. Кремнекислоту можно заготовить впрок и хранить в сосуде с стеклянной пробкой. pH ее равен 5.88.

Получив диализованную кремнекислоту, берут 100 мл ее и прибавляют 106 мг соли окисного железа (можно брать и закисное железо, но окисляющего действия воздуха коллоидальная защита не устраняет). Прибавление железа резко подкисляет кремнекислоту. Для устранения этого прибавляют 1/1 едкой щелочи при энергичном и непрерывном взбалтывании. В колбе выпадает объемистый осадок. pH этой смеси 10.9. Осадок при многократном взбалтывании растворяется через несколько часов, а иногда и через сутки. Получается золотисто-желтый, прозрачный коллоидный раствор окисного железа, щелочной реакции (pH 9.72).

Кремнекислый раствор железа хранится, не осаждаясь, несколько лет и хорошо переносит стерилизацию в автоклаве.

Приготовление органических сред. Из органических сред наибольшего внимания заслуживает почвенный экстракт. Эта среда ближе соответствует природным водам, так как последние являются лишь сильно разбавленными земляными вытяжками. Почвенные экстракты обладают очень хорошей буферностью по отношению Fe и содержат микроэлементы. Все это, несомненно, должно благоприятно действовать на развитие водорослей. Но эти среды, конечно, не пригодны для физиологических опытов по питанию водорослей.

Существует несколько способов приготовления земляных экстрактов. Приведем три из них.

Способ Прингсхейма 1. В течение 1 часа в 1 л водопроводной воды кипятится 1 кг садовой земли (лучше всего для этой цели брать гумусовую, из хорошо перегнивших листьев), оставляют настой в продолжение 2 дней и затем его декантируют; при употреблении разжижают с 6 частями дистиллированной воды, прибавляют на 1 л жидкости 0.5 г KNO_3 и стерилизуют.

Способ Прингсхейма 2. Хорошая садовая земля заливается двойным объемом воды и оставляется на несколько дней. Перед употреблением разводится 1:10 или 1:50 и нагревается 5 минут в автоклаве.

Способ Данилова. Почва разбалтывается в дистиллированной воде (1 часть почвы на 4 части воды) в течение 3 минут и затем фильтруется. На 1 часть фильтрата берется 3 части дистиллированной воды и добавляется из расчета на 1 л среды: K_2HPO_4 или KH_2PO_4 0.2 г, $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 0.2 г.

Для водорослей кислых вод употребляются торфяные настойки. 250 г торфа в 1 л кипятятся 3 часа, декантируются, и экстракт в различных концентрациях прибавляется к минеральной среде. Для водорослей, требующих повышенных доз Fe, хорошие результаты дает прибавление илов. Взятые стратометром илы с небольшим количеством воды стерилизуются в колбочке и по мере надобности пипеткой вносятся в количестве 1—2 мл на 50 мл среды на дно колбочек с минеральной средой.

Для некоторых водорослей (Flagellatae, Protococcales) прибавление к минеральной среде сахаров (0.1—5%), аспарагина (0.01—0.5%), пеп-

тона (0.02—также ока-

Для об-
большого
искусствен-
в микробио-
щим образ-
водопровод-
туре, после
холодной в-
монад.

Агаровы
дорослей —
восточный.

Способо-
и вполне у-
Для этого
под ток во-
суд с дести-
раз в течен-
стечь и, ра-
темperatur-
чаях берет-
ностями от-
отметки об-
нося агар и
в случае, е-
ливают рас-
и в него вно-
и железо до-
ния культу-
для выделе-

Кремне-
chall, 1899).
и Дэ (De,
которых си-

Пригото-
кислота уд-
1.10, опред-
silicium) ра-
деленному
помешиван-
перемешива-
часов после-
ками студе-
48 часов, п-
дистиллиро-

¹ См. та

тона (0.02—0.2%) повышает их развитие. Экстракты из высших растений также оказывают благоприятное действие.

Для обитателей загрязненных водоемов, луж и прудов, требующих большого количества органического вещества, можно рекомендовать искусственные органические среды: мясной бульон, употребляемый в микробиологии, или навозную вытяжку. Последняя готовится следующим образом. 100 г свежего конского навоза заливают 5 л кипяченой водопроводной воды и оставляют стоять 2—3 дня при комнатной температуре, после чего добавляют осторожно, не взмучивая осадка, еще 0.5 л холодной воды. Эта среда пригодна для роста эвглен и некоторых хламидомонад.

Твердые среды¹

Агаровые среды. Наиболее распространенные твердые среды для водорослей — агар-агаровые. Наилучший агар в настоящее время дальневосточный.

Способов очистки агара существует несколько. Наиболее простой и вполне удовлетворительный — вымачивание агара в проточной воде. Для этого агар помещается в марлевый мешок, который подвешивается под ток водопроводной воды на 2—3 дня, после чего переносится в сосуд с дистиллированной водой на такой же срок, при смене воды несколько раз в течение суток. Затем мешок с агаром вынимают из сосуда, дают воде стечь и, разложивши агар тонким слоем в сушильном шкафу, сушат при температуре не выше 60° С. Можно сушки агара избежать. В таких случаях берется определенная навеска агара, вымачивается с предосторожностями от потерь, после чего переносится в колбу, в которой сделаны отметки объема среды, на которую была рассчитана навеска агара. Перенеся агар в такую колбу, наливают до отметки дистиллированной водой; в случае, если готовится среда № 2 Успенского с агаром, вместо воды доливают раствор CaO из расчета данного объема. Затем агар расплавляется, и в него вносятся нужные растворы солей. Можно вносить в агаровые среды и железо до стерилизации; гель агара мешает его выпадению. Для хранения культур навеска агара на 1 л среды берется в количестве 10—15 г, для выделения на агаровых пластинках — 20 г.

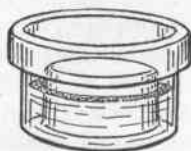
Кремневый гель впервые применил для водорослей Маршелл (Marchall, 1899), позднее им пользовался Прингсхейм (Pringsheim, 1912, 1921a), и Дэ (De, 1939) для выделения бактериологически чистых культур некоторых синезеленых и диатомовых водорослей.

Приготавливается кремневый студень следующим образом. Соляная кислота уд. веса 1.19 разбавляется дистиллированной водой до уд. веса 1.10, определяемого при помощи ареометра. Растворимое стекло (Natr. silicium) разбавляется дистиллированной водой до уд. веса 1.06. К определенному объему соляной кислоты (уд. веса 1.10) прибавляется при помешивании равный объем жидкого стекла (уд. веса 1.06). Смесь хорошо перемешивается, разливается в чашки Коха или Петри. Через несколько часов после образования пластинок кремневого студня чашки с пластинками студня помещаются в ванну с проточной водопроводной водой на 48 часов, после чего пластинки в чашках промываются 2—3 раза горячей дистиллированной водой. Промывание кремневых пластинок производится

¹ См. также главу 34.

для удаления главным образом хлоридов. Слив последнюю промывную воду в пробирку, производят реакцию на Cl^- , для чего в пробирку прибавляется 2—3 капли 1%-го азотнокислого серебра. Появление муты указывает на недостаточную промывку, тогда ее повторяют снова. Если же вода с пластинок реакцию на хлор не дает, они готовы к употреблению. Перед употреблением пластинки в чашках заливаются питательной минеральной средой с двойной концентрацией солей. Через 12 часов раствор с них сливается, кремневые пластинки в чашках слегка подсушиваются и стерилизуются текучим паром 1 час.

Почвенные среды. Очень многие водоросли живут в почвах и на почвах. При выделении культур на этом субстрате очень трудно следить за водорослью и производить учет ее прироста. Францев (1935) в предложенной им методике биологического учета усвояемого азота почвы очень просто



Фиг. 14. Гипсовый блок для культивирования водорослей.

устранил это затруднение, воспользовавшись мембранными фильтрами. Выращивание организма производилось не прямо на поверхности почвы, а на положенном на нее фильтре.

Определенная навеска почвы помещалась в чашку Коха, смачивалась дистиллированной водой до консистенции густой сметаны, поверхность ее сглаживалась шпателем и прикрывалась мембранным фильтром, диаметр которого соответствовал диаметру чашки. Если в почву нужно внести питательные соли, их вносят в виде раствора вместе с водой, употребляемой для смачивания. Приготовленные таким образом почвенные среды в чашках стерилизуются и засеваются. На белом фоне развитие колоний водорослей выступает очень резко. Для учета прироста водоросли, ее можно с фильтра смыть в определенный объем воды и произвести подсчет.

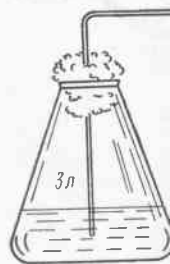
Францев культивировал таким способом Scenedesmus, используя его для оценки потребности почв в азоте; таким образом, в его опытах культуры водорослей нашли применение в сельском хозяйстве.

Прочие твердые субстраты. Гипсовые блоки, которыми обычно пользуются для получения аскоспор у дрожжей (фиг. 14), были применены Гладе (Glade, 1914) и Фехер (Fehér, 1933) и для выращивания водорослей. Изготовление гипсовых блоков производится следующим образом: равномерную смесь гипса с 1% углекислого магния замешивают на воде до консистенции густой сметаны (2 части порошка гипса на 3—4 части воды) и полученную полужидкую массу выливают в круглые бумажные формочки (в виде воротничков), расположенные на поверхности зеркального стекла. Когда гипс отвердеет, бумажную форму срывают и гипсовый блок зеркальногладкой стороной кверху кладут в чашку Коха с жидкой средой. Питательный раствор наливается с таким расчетом, чтобы блок был в него погружен только на $\frac{2}{3}$.

В качестве субстрата используется фильтровальная бумага, смоченная питательным раствором (Czurda, 1926; Mainx, 1927), или песок, увлажненный питательной средой (Knebel, 1935; Miller, 1927), но эти субстраты затрудняют учет прироста, поэтому в тех случаях, когда это необходимо, лучше заменять их мембранным фильтром.

Сохранение культур

Проточные культуры. По мере развития водной культуры той или иной водоросли, первоначальная среда в ней сильно изменяется. По мере потребления водорослью данных ей питательных элементов снижается их кон-



Фиг. 15. При

А — камера к

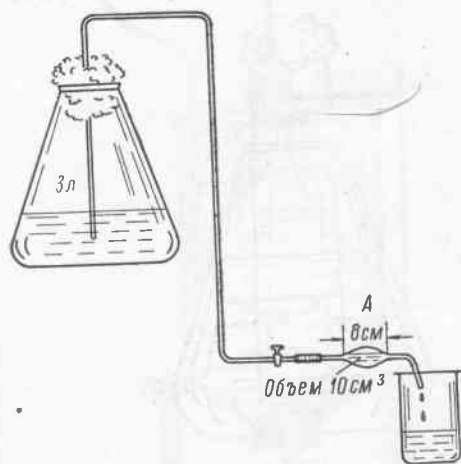
Культу
культуры
того, чтобы
в другую,
помещенн
рилизаци
довольно

Колло
бирки, хо
налитый в
в пробирк
отделяют
свободный
Хорошо о
в колбе со
с мешочко

Колло
сколько м
Один кон

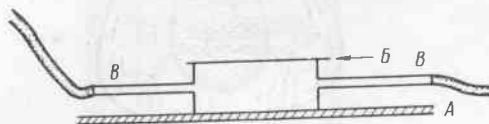
центрация, смещается pH; с другой стороны, в среде появляются и новые вещества, выделяемые в среду — продукты жизнедеятельности клетки и продукты посмертного автолиза водорослей культуры. Поэтому для решения многих специальных вопросов желательно вести культуру в токе питательной среды.

Варен (Wagén 1933) сконструировал для проточных культур приборчик, изображенный на фиг. 15. Культивируемая водоросль помещается в этом приборчике в шарообразное вздутие небольшой стеклянной трубки А длиной 8 см. Объем жидкости, которая может помещаться во вздутии трубки, равен 10 мл. Проточность среды через сосудик регулируется краном. Трубку А в приборе Варена можно заменить камерой (фиг. 16). Тогда за развитием культуры наблюдение ведется под лупой или при малом увеличении под микроскопом. В таких проточных культурах не исключена возможность выноса водорослей. Это их основной недостаток. Можно пользоваться проточным сосудом Гаевской, применявшимся для отмывания водорослей от антисептиков (см. выше, фиг. 11).



Фиг. 15. Прибор Варена для проточных культур.

А — камера культивирования водорослей



Фиг. 16. Круглая камера для проточных культур.

А — предметное стекло; Б — покровное стекло; В — трубки для притока и оттока воды из камеры.

Культуры с часто сменяемой средой. В некоторых случаях проточность культуры может быть заменена частой сменой питательной среды. Для того, чтобы не растерять мелкие организмы при переносе их из одной среды в другую, можно посев водоросли производить в коллоидные мешочки, помещенные в колбочки (фиг. 17). Такие мешочки хорошо переносят стерилизацию. Водоросли в них удается культивировать в продолжение довольно длительного срока.

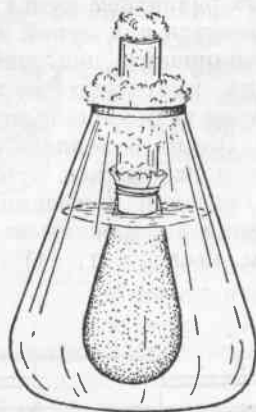
Коллоидные мешочки готовятся следующим образом. По стенкам пробирки, хорошо вымытой кислотой, распределяют наклонным вращением налитый в нее коллоид, затем излишек сливают. После испарения эфира в пробирку наливают воду и через 10—15 минут, слив воду, осторожно отделяют мешок от стенок пробирки. Вынув мешочек, вставляют в его свободный конец отрезок трубки, который привязывают к мешочку ниткой. Хорошо отмытый в воде мешочек укрепляется при помощи ватного тампона в колбе со средой, его трубка затыкается ватой. После стерилизации колбы с мешочком, в последний производится посев.

Коллоидные мешочки можно заменить трубочками с диаметром несколько меньшим, чем горлышко колбочки, в которые они вставляются. Один конец такой трубочки имеет загнутые и отшлифованные края (та-

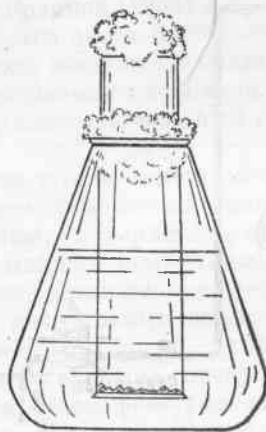
кие трубочки можно готовить из пробирок). К отшлифованному концу трубочки плотно прижимается при помощи марли, которая привязывается ниткой к трубке, крупнопористый мембранный фильтр с диаметром, соответствующим диаметру трубки (фиг. 18).

Трубочка укрепляется в ватной пробке, свободный конец ее затыкается ватой. После стерилизации производится посев. Для обновления среды трубочки и мешочки приподнимаются в колбочках, и когда большая часть жидкости из них отфильтруется, они переносятся в новую колбочку с такой же средой.

Обычные культуры в жидких средах время от времени должны пересеваться в новые среды. Сроки пересева для различных водорослей будут



Фиг. 17. Коллоидный мешочек для культивирования водорослей.



Фиг. 18. Трубочка для культивирования водорослей, закрытая снизу мембранным фильтром.

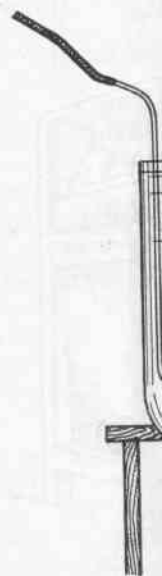
различны и зависят от интенсивности роста культуры. Доводить культуры до старения, когда начинается частичное отмирание водорослей, не следует.

Лучше пересевы делать тогда, когда культура находится в состоянии наиболее интенсивного размножения, так как в этот период развитие бактерий сильно угнетено (если культура не была свободна от бактерий). В культуре на минеральной среде в период ее наилучшего состояния в большинстве случаев не обнаруживается бактерий, но как только она начинает стареть, в ней накапливается органическое вещество, культура мутнеет и появляется большое количество бактерий.

Пересев нужно производить небольшим количеством с помощью платинового ушка или стеклянного капиллярчика.

Культуры на агаровых средах можно пересевать значительно реже. Обычно такие культуры ведутся в пробирках (10×150 мм). Одна треть пробирки заполняется агаром, косая поверхность которого не должна быть слишком большой.

Посев производить лучше ушком платиновой проволоки на поверхности агара, не нарушая ее, так как при штриховом посеве, когда агар начинает подсыхать, на месте штриха образуется трещина. Тотчас же после пересева пробирки выставляются на хорошее освещение. Когда



Фиг. 19. Уст...
но...

А — опрокину...
дном, наполнив...
гружена лампа...
ления лампы;
для бутыли;
прите...

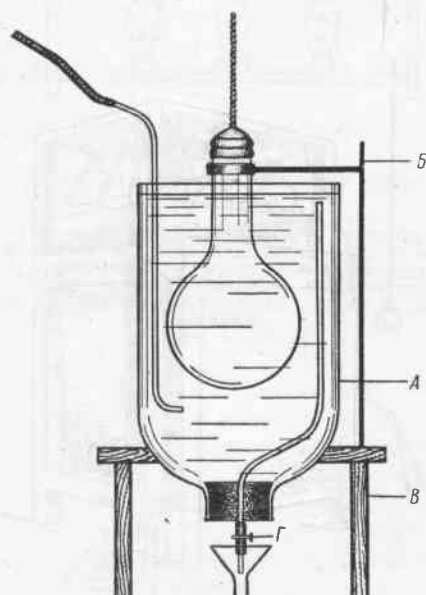
света их пред...
ства, взвешен...
В местах сто...
лишаются за...

Лучше во...
нужно выстан...
заставляет де...
ной бумагой

Зимой, ко...
опытов, когда...
пользоваться...
искусственно...
лампы 500 w...
лампа помещ...
изводится пр...

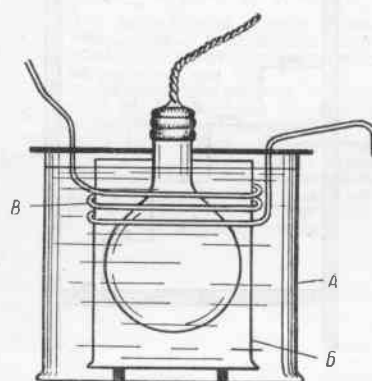
культура достаточно развилась, ее переносят в стеклянные бунзеновские стаканы, прикрытые стеклянными крышками или крышками от больших чашек Коха. Это предохраняет агар от чрезмерно быстрого высыхания. Однако все же агар в пробирках высыхает, и очень часто приходится производить пересевы не потому, что водоросль уже достаточно истощила среду, а потому, что подсох агар. В колбочках Артари это происходит значительно медленнее. Иногда год и более культура в них сохраняется вполне нормальной. Хранить культуры нужно в сухом помещении, иначе очень часто через ватные пробки, особенно при пользовании простой ватой, прорастают плесневые грибки и засоряют культуру.

Освещение — основной фактор для развития водоросли. На прямом солнечном свете водоросли гибнут. В водоеме от губительного действия



Фиг. 19. Установка для искусственного освещения.

А — опрокинутая бутылка с отрезанным дном, наполненная водой, в которую погружена лампа; Б — штатив для укрепления лампы; В — деревянная подставка для бутылки; Г — зажим, регулирующий приток и отток воды.



Фиг. 20. Установка для искусственного освещения с змеевиком.

А — круглый аквариум с водой; Б — банки Бунзена с лампой 600—800 w; В — стеклянный змеевик, по которому идет вода для охлаждения.

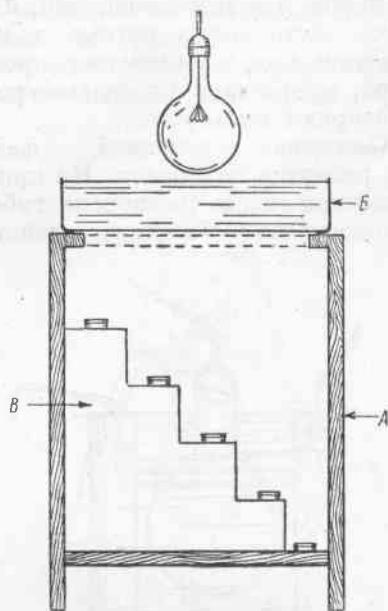
света их предохраняют слой воды, растворенные в воде гуминовые вещества, взвешенные частицы (мутность) и перемещения самой водоросли. В местах скова фитопланктона и скопления нитчаток, когда водоросли лишаются защитного фильтра, наблюдается их массовое отмирание.

Лучше водоросли растут на рассеянном дневном свете. Поэтому их нужно выставлять на окно, обращенное на север, или, если необходимость заставляет держать культуру на южном окне, закрывать стекла папиросной бумагой.

Зимой, когда солнечного света недостаточно, а также для специальных опытов, когда требуется сохранить постоянным фактор освещения, можно пользоваться искусственным освещением. Существует несколько систем искусственного освещения. Наиболее простая состоит из большой электролампы 500 w. Чтобы предохранить водоросли от чрезмерного нагревания, лампа помещается в проточную воду (фиг. 19), или охлаждение воды производится при помощи змеевика (фиг. 20).

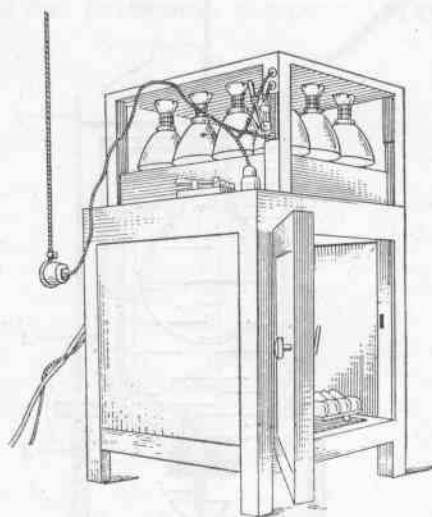
На фиг. 21 изображена установка искусственного освещения, при которой между лампой и культурами помещается металлическая ванна со стеклянным дном. Охлаждение воды в ванне достигается притоком и оттоком воды через два сосочка в стенках ванны (верхний — отток, нижний приток).

Чтобы в ванне не разводились водоросли, к воде иногда добавляется CuSO_4 ; это делает свет от лампы сходным с дневным.



Фиг. 21. Установка для искусственного освещения.

А — подставка для ванны; Б — металлическая ванна со стеклянным дном (приток и отток воды производится двумя сосочками в боковой стенке ванны); В — подставка для культур.

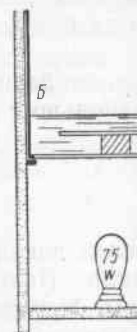


Фиг. 22. Общий вид термолюминистата Францева.

Более сложные установки искусственного освещения представляют собою термолюминистаты, в которых регулируется не только свет, но и температура (фиг. 22, 23, 24, 25).

В качестве источника холодного света в последнее время стали применяться неоновые лампы. На фиг. 26 дана схема люминистата с неоновыми трубками. Трубки монтируются в корпусе люминистата таким образом, чтобы концы их были выведены наружу, так как они сильно нагреваются и могут повысить температуру в люминистате. Из этих же соображений не следует помещать трансформатор под люминистатом, а лучше его укрепить над ним на стене. Кроме того, следует предусмотреть вентиляцию в крышке и у дна люминистата. Неоновые трубки берутся без люминофора и дают красное свечение. В таком люминистате температура не регулируется, он рассчитан на комнатную температуру.

Температура. В отличие от бактерий, водоросли лучше растут при более низких температурах. Большинство культур велось при комнатной температуре 15—25° С. Наилучший рост у различных форм отмечается при различных температурах, но некоторые водоросли хорошо переносят



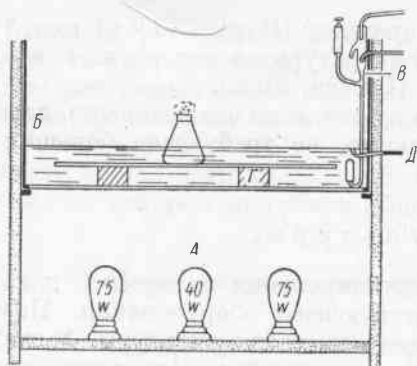
Фиг. 23. Т

А — осветительная ванна; Б — терморегулятор; В — подставка для поддержания



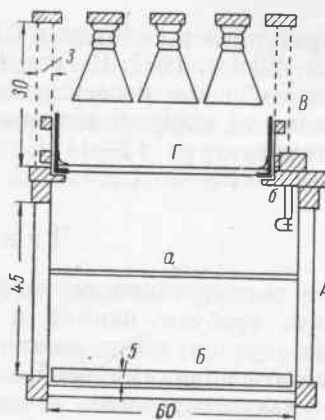
Фиг. 25. Терморегулятор Фута.

а — толщину притока воды; б — воды из терморегулятора; в — воды в ванне; г — регулировочный винт.



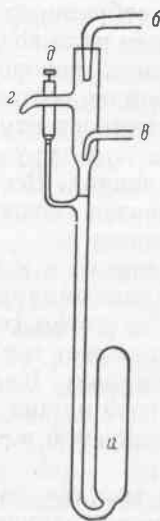
Фиг. 23. Термолюминостат системы Фогги.

А — осветительная система; В — металлическая ванна со стеклянным дном; В — терморегулятор Фута; Г — стеклянная подставка для культур; Д — трубка для поддержания постоянного уровня воды в ванне.



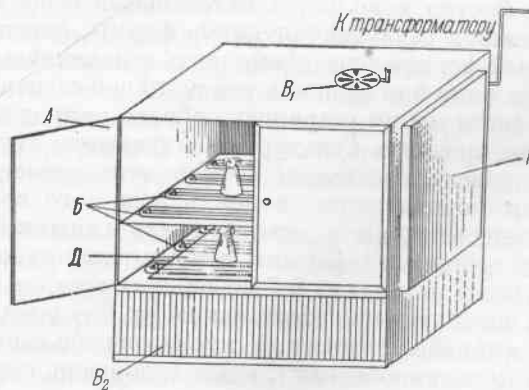
Фиг. 24. Люминостат Францева в разрезе (схема).

А — деревянный корпус термолюминостата с двойными стенками; а — передвигающаяся полка-решетка для культур; Б — нагревательная система, состоящая из фарфоровых трубок с нагревательной спиралью; б — терморегулятор; В — осветительная система; Г — ванна металлическая со стеклянным дном, приток и отток воды в которой регулируется двумя сосотками в стенке ванны.



Фиг. 25. Терморегулятор Фута.

а — толдул; б — приток холодной воды; в — отток воды из терморегулятора; з — сток воды в ванну; д — регулировочный винт.



Фиг. 26. Люминостат с неоновыми лампами (схема).

А — фанерный корпус люминостата; Б — неоновые трубки; В₁, В₂ — вентиляция; Г — коробка, изолированная от корпуса люминостата, в которую выведены концы трубок с клеммами соединений; Д — стекло, на которое ставятся культуры.

температурные колебания в больших пределах (Hygen, 1934; Gross, 1931; Köhler-Wieder, 1937; Borker, 1935). Температура на водоросли оказывает главным образом косвенное влияние (Гусева, 1952).

Диатомеи и другие весенние формы лучше, если это возможно, держать при температуре 12—14° С, а остальные, не требующие больших доз Fe, — при 21—25° С.

Дикие культуры

Все вышеприведенные методы культивирования водорослей довольно сложны, требуют навыка и соответствующего оборудования. Поэтому в ряде случаев, когда можно пренебречь чистотой культуры, допустимо пользоваться дикими необработанными культурами. Для получения диких культур водоросль, взятая из природы, помещается в ту воду, в которой она росла. Сосуды применяются самой разнообразной формы, но из прозрачного белого стекла и обязательно хорошо вымытые. Наиболее удобны для этой цели кристаллизаторы небольших размеров или чашки Коха. Слишком большое количество водорослей в один сосуд помещать не следует: чем больше воды и меньше водорослей в сосуде, тем больше шансов на успех культуры. Сосуды с культурами необходимо прикрыть стеклянными пластинками и выставить на северное окно (см. выше). Температура в сосуде с культурой не должна быть выше температуры того водоема, из которого была взята культивируемая водоросль. Лучше держать их при более низкой температуре, особенно зимой, когда нет дополнительного искусственного освещения.

Назначение диких культур, в большинстве случаев, заключается не столько в том, чтобы увеличить численность особей собранного вида, сколько в том, чтобы сохранить данную водоросль в живом виде возможно дольше. Если идет интенсивное увеличение численности водоросли и нет возможности пересадить ее в новую воду того же состава, водоросль быстро использует питательные вещества и начинает отмирать, а на ее месте развиваются новые формы, занесенные в культуру вместе с основной формой, способные жить в изменившихся условиях. Все дикие культуры рано или поздно в той или иной степени становятся смешанными как бы чисто мы ни старались собрать природный материал.

Чтобы продлить культуру, начинающую отмирать, вносят в нее азот, фосфор, железо. Нужные количества этих элементов находят эмпирически, учитывая концентрацию ионов в воде того водоема, из которого была взята данная водоросль, памятуя, что избыток биогенов может тормозить развитие водорослей. Вносить эти элементы нужно не все сразу. Культуру прежде всего разливают в 7 небольших сосудов и в каждый из них вносят один из элементов или комбинацию их по схеме, рекомендуемой в разделе «Метод гидробиологической производительности».

При культивировании любой водоросли как в чистых, так особенно в диких культурах, необходимо учитывать условия среды, откуда водоросль собрана. Так, например, для десмидиевых, живущих в низинных болотах, следует создавать микроаквариумы с иловыми отложениями и, по возможности, с растениями, взятыми из мест их обитания. Типичные формы сфагновых болот не плохо культивируются на воде, выжатой из мха, или на торфяной вытяжке и на смоченных болотной водой (и частично погруженных в нее) кусках торфа.

Бентосные диатомеи собирают с илом, на котором они обитают, и заливает водой того же водоема.

Трудно со-
доросли чист
питательных
нарушение р
ных и назем
на увлажне
стратом, на

Цель мет
ного А. В. Ф
максимальну
торы, норми

Модифика
зована для
видового сос
отдельных р

В основу
который зад
держание в

Заранее
Шрейбер по
в испытуем
множения в
мого элемент

Этот мет
длительности

Францев
с иными зад
определить
вить степен

в его воде.
в испытуем
исследуем

После р
методика, д
Доставленн
валась чере
Фильтр пе
водой, иног
Фильтровал
трата стер
сохранялас

Асбесто
рацию про
бранные фи
лизуется в

Профил
пипеткой п

Трудно сохраняются в диких культурах типичные планктонные водоросли чистых водоемов. Приспособленные к малым концентрациям питательных веществ водоема, они очень резко реагируют на малейшее нарушение равновесия элементов воды, в которой они жили. Для воздушных и наземных форм наилучший способ сохранения — культивирование на увлажненной фильтровальной бумаге под колпаком с тем же субстратом, на котором они были обнаружены.

Метод гидробиологической производительности

Цель метода гидробиологической производительности, разработанного А. В. Францевым (1932), — получить возможность предвидеть общую максимальную продуктивность фитопланктона в водоеме и выявить факторы, нормирующие ее.

Модификация этого метода, данная К. А. Гусевой, может быть использована для краткосрочных прогнозов развития планктона, смены его видового состава и выяснения факторов, вызывающих массовое развитие отдельных руководящих форм.

В основу метода была положена работа Шрейбера (Schreiber, 1927), который задался целью определить химический состав морской воды (содержание в ней Р и N) физиологическим путем.

Заранее определив потребность морских диатомей в азоте и фосфоре, Шрейбер помещал клетку выделенной им в чистую культуру водоросли в испытываемую воду и следил за ее развитием. Момент прекращения размножения водоросли принимался им за момент исчерпания ею учитываемого элемента. Подсчитав количество клеток водоросли, выросших за этот период, он определял эквивалентную этому количеству цифру первоначального содержания элемента в данном объеме воды.

Этот метод Шрейбер назвал методом «гидробиологической производительности».

Францев, сохранив название метода, сильно изменил его сообразно с иными задачами. В то время как Шрейбер пытался биологическим путем определить химический состав воды, Францев поставил себе целью установить степень продуктивности водоема по развитию культуры водорослей в его воде. Он наблюдал за развитием культуры *Scenedesmus*, внесенной в испытываемую воду в титре соответственно с количеством фитопланктона исследуемого водоема.

После ряда предварительных опытов им была принята следующая методика, давшая хорошие результаты при исследовании р. Москвы. Доставленная в лабораторию вода, по возможности, тотчас же фильтровалась через асбестовый фильтр Зейца (см. главы 34 и 37 этой книги). Фильтр перед употреблением хорошо промывался дистиллированной водой, иногда в течение нескольких дней, пока рН не переставал смещаться. Фильтровальный прибор с вложенным в него фильтром и колбой для фильтра стерилизовался в автоклаве. Профильтрованная вода до опыта сохранялась на холоду.

Асбестовые фильтры теперь заменяются мембранными (№ 3) и фильтрацию производят в специальных приборах (см. фиг. 5 на стр. 128). Мембранные фильтры стерилизуются кипячением в воде, сам же прибор стерилизуется в автоклаве.

Профильтрованная вода при постановке опыта разливалась стерильной пипеткой по 10 мл в стерильные колбочки емкостью 30 мл; затем в них

добавлялись питательные соли пипетками с оттянутыми в капилляр кончиками, дававшими каплю, равную 0.01 мл.

Добавки вносились по следующей схеме: N, P, Fe, PFe, PN, NFe, PNFe. Основными растворами служили: 1%-й KH_2PO_4 , 1%-й $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ и $\text{Fe}(\text{SO}_4)_3$, содержащий 1 мг Fe_2O_3 в 1 мл; все они добавлялись по одной капле на 10 мл испытуемой воды, что составляло: 0.0177 мг N, 0.023 мг P, или 0.104 мг P_2O_5 , и 0.007 мг Fe.

После внесения солей в колбочки вводился биологической пипеткой 1 мл соответствующим образом подготовленной культуры водоросли.

Так как при различной степени упитанности водоросль реагирует с неодинаковой скоростью на данное ей вещество, то для того, чтобы посевной материал был однородным во всех опытах, Францев готовил его следующим образом. Молодая культура водоросли выращивалась на среде Успенского № 2:

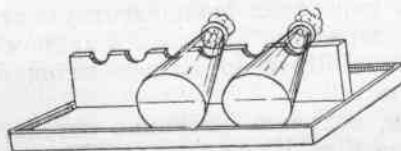
H_2O	1 л
CaO	40 мг
5%-й MgSO_4	0.4 мл
1%-й $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$	0.5 »
1%-й KH_2PO_4	0.5 »

Железо вносилось после стерилизации среды в количестве 0.4 мг/л Fe.

Достаточно развившаяся культура отфильтровывалась через шоттовский стеклянный фильтр № 3 (фиг. 27), после чего в него наливалась



Фиг. 27. Шоттовский стеклянный фильтр.



Фиг. 28. Подставка для колбочек.

та же среда, и фильтр помещался на 3 дня в термолюминостат при 25°C ; раствор ежедневно отфильтровывался и наливался свежий.

По истечении 3 дней раствор заменялся новым, из первоначального состава которого исключались N, P, Fe. В этом последнем растворе культура выдерживалась еще 3 дня при тех же условиях, после чего определялось количество клеток в 1 мл.

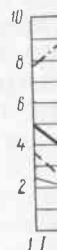
Разбавлением титр культуры доводился до содержания 200 клеток в 1 мм^3 . После добавления 1 мл разбавленной культуры к 10 мл испытуемой воды в ней было 20 клеток в 1 мм^3 или 20 000 в 1 мл. Этот титр соответствовал максимальному общему количеству клеток фитопланктона в водоеме (р. Москва).

Засеянные колбочки на особых подставках (фиг. 28) выставлялись в термолюминостат и через 3—4 дня в них производился подсчет приростов.

Просчитывались водоросли в камере, употребляемой для счета фитопланктона, объем которой равен $\frac{1}{20}$ мл, или в камере, употребляемой для счета кровяных тел емкостью 0.9 мм^3 . В первой камере производилось

два, во втором наполнении

Выбор для ковой водорос



водоросль не нения.

Результаты даются в виде делается при гидрологиче

Мод

Примени сева (1938) ливающие с но и разоб

Для пос вода не фи культурой шимся в не пов, котори костью 50 м бавки, что Fe в форме KH_2PO_4 . Д капле, рав циях, что

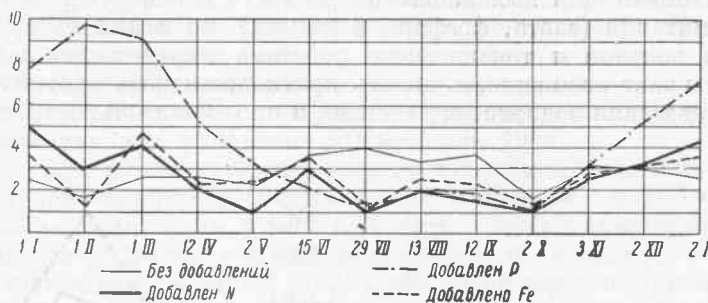
Паралл и все они ностат на

В нача дорослей.

Наилуч нию с кон для учить

два, во второй четыре параллельных просчета, каждый раз при новом наполнении камер.

Выбор для опытов гидробиологической производительности протококковой водоросли *Scenedesmus* был сделан из тех соображений, что эта



Фиг. 29. Кривые относительных приростов *Scenedesmus* в воде Москвы-реки с добавками N, P, Fe и без добавок. (По Францеву, 1932).

водоросль неприхотлива и достаточно полно использует азотистые соединения.

Результаты годовой работы по гидробиологической производительности даются в виде графиков (фиг. 29). На основании полученных данных делается прогноз изменения численности фитопланктона при изменении гидрологического режима водоема (Францев, 1932).

Модификация К. А. Гусевой метода гидробиологической производительности

Применив метод гидробиологической производительности, К. А. Гусева (1938) поставила своей целью не только выявить факторы, обуславливающие общее развитие фитопланктона в водоеме, и дать его прогноз, но и разобраться в причинах массового появления отдельных форм.

Для поставленных задач методика была сильно упрощена. Испытуемая вода не фильтровалась через асбестовый фильтр и не засеивалась чистой культурой водоросли; по принесении в лабораторию она со всем имеющимся в ней планктоном (за исключением крупных коловраток и циклопов, которые вылавливались пипеткой) разливалась по колбочкам (емкостью 50 мл), в каждую по 25 мл воды. После этого вносились те же добавки, что и в методике Францева, но в меньших концентрациях: 0.4 мг/л Fe в форме $\text{Fe}_2(\text{SO}_4)_3$, 0.4 мг/л N в форме $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$, 0.05 мг/л P_2O_5 в форме KH_2PO_4 . Добавки вносились пипеткой по схеме Францева — по одной капле, равной 0.01 мл. Основные растворы брались в тех же концентрациях, что и в опытах Францева.

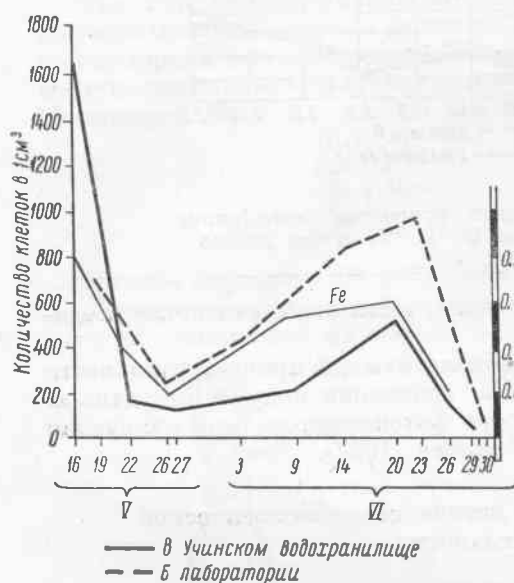
Параллельно колбочкам с добавками ставились колбочки без добавок, и все они выставлялись на северное окно или помещались в термолюминостат на 4—5 дней.

В начале и в конце опыта производился подсчет основных видов водорослей.

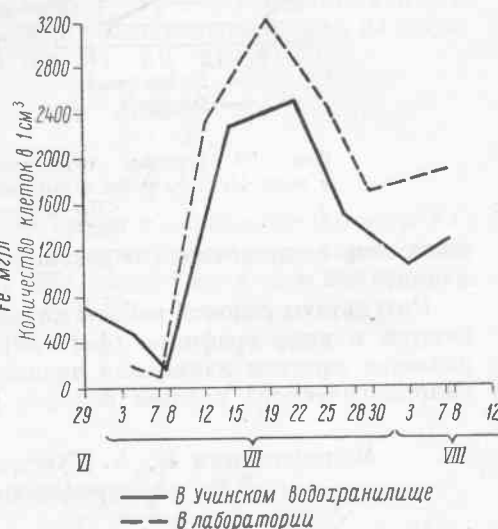
Наилучший прирост при добавке того или иного элемента, по сравнению с контролем, указывает на то, что внесенного элемента в водоеме для учитываемого организма нехватает. Чтобы решить, в каких количе-

ствах этот элемент необходим для максимального развития данного организма, он вносился в различных концентрациях, допустимых для аналогичных водоемов.

Эта модификация метода гидробиологической производительности применима не только для выяснения потребности водорослей в основных элементах питания (азота, фосфора и железа), но и для изучения роли силиката в водоеме и токсического действия марганца на водоросли. Эта методика дает возможность делать кратковременные прогнозы надвигающегося цветения водоема, его степени и продолжительности, что имеет



Фиг. 30. Ход развития *Asterionella* в Учинском водохранилище и результаты опыта гидробиологической производительности. (По Гусевой, 1938).



Фиг. 31. Ход развития *Anabaena* в Учинском водохранилище и результаты опыта гидробиологической производительности. (По Гусевой, 1938).

большое практическое значение (см. том III «Жизни пресных вод СССР»). Она с успехом применяется при решении вопросов, связанных с удобрением рыбоводных прудов.

Систематически беря воду из водохранилища и ставя с ней опыты гидробиологической производительности, удается подметить, что кривая хода развития учитываемых организмов в опытах повторяет ход развития тех же организмов в водоеме, опережая это развитие на 4—5 дней. Это позволяет использовать данный факт для краткосрочных прогнозов (Гусева, 1938).

При использовании метода в этом направлении учитывается количество организмов в контрольных колбочках опыта (т. е. в колбочках с натуральной водой водоема, для которого дается прогноз) и через 3—4 дня сравнивается с количеством этого же вида водоросли в водоеме. Колбочки с добавками N, P, Fe дают (в сопоставлении с химизмом воды данного водоема за тот же период) возможность разобраться в причинах хода развития организма (Гусева, 1938).

Результаты опытов гидробиологической производительности изображаются графически (фиг. 30 и 31).

Изложенная модельный прогноз за и нарушение всей естественных факторов (пробаниях температур доема и физиолог

В небольших в более показательны рослей (Мудрецов других минераль

Забор воды д тельности произв чами исследовани нехватает для ра забором пробы в характерной для

Для целей же В случае нагона из ряда точек, ра большого сгона п Большое значени планктона. В пер них двух метрах наступает переми или среднюю из

Принцип уче для которых ов

Если постав или иной формы счетом организм о биомассе водор недостаточно, т низма идут инои ными факторам

Поэтому при рослей в объем

Счет клеток и выражается л

Счетные кам телец) существ изготовлены со геодезии и мел

Счет мелких cystis, Aphaniz перед подсчетом Колонии Micro щим сильным кой). Колонии нити, если к п (10 мл на 100

Изложенная модификация метода в большинстве случаев дает правильный прогноз за исключением тех случаев, когда в водоеме происходит нарушение всей его жизни в связи с резким изменением метеорологических факторов (при сильных ветровых перемешиваниях, при резких колебаниях температуры). Эти несовпадения, при знании химизма воды водоема и физиологии питания водорослей, можно всегда предусмотреть.

В небольших водоемах (прудах) применение этого метода дает еще более показательные результаты, позволяя предвидеть смену форм водорослей (Мудрецова, 1948) и определять потребность водоема в тех или других минеральных удобрениях (Кузнецов, 1945).

Забор воды для постановки опытов гидробиологической производительности производится в разных местах водоема в соответствии с задачами исследования. Если нужно выяснить, каких химических элементов нехватает для развития той или иной водоросли, можно удовлетвориться забором пробы воды в одной какой-либо точке водоема, более или менее характерной для него, на глубине, наиболее заселенной водорослями.

Для целей же прогноза забор воды в одной точке допустим не всегда. В случае нагонов планктона, необходимо брать среднюю пробу воды из ряда точек, расположенных по всему водоему. В тех же случаях, когда большого сгона планктона не наблюдается, средней пробы можно не брать. Большое значение при заборе воды имеет и вертикальное распределение планктона. В период стратификации, когда планктон сосредоточен в верхних двух метрах, надо брать среднюю пробу из них. В период же, когда наступает перемешивание, безразлично, брать ли воду из первого метра, или среднюю из верхних двух метров.

Методы учета полученных результатов

Принцип учета результатов опыта различен и зависит от тех целей, для которых он предназначен.

Если поставлена задача установить интенсивность размножения той или иной формы за определенный отрезок времени, то можно пользоваться счетом организмов. В тех же случаях, когда нужно дать представление о биомассе водорослей и ее накоплении, одного только подсчета организмов недостаточно, так как скорость размножения и увеличение массы организма идут иногда далеко не параллельно и вызываются зачастую различными факторами (Алеев и Мудрецова, 1936).

Поэтому при учете биомассы приходится выражать количество водорослей в объемных или весовых единицах.

Счет клеток производится в счетных камерах определенного объема и выражается в клетках на 1 мл.

Счетные камеры небольшого объема (на 0.9 мм³ для счета кровяных телец) существуют в продаже, камеры же больших объемов могут быть изготовлены собственными силами или заказаны в мастерской Института геодезии и мелиорации (Москва).

Счет мелких клеток таких плотных колоний, как, например, *Microcystis*, *Aphanizomenon* и т. п., представляет затруднение. Такие колонии перед подсчетом необходимо разбить, по возможности, на отдельные клетки. Колонии *Microcystis* удается разбивать кипячением в щелочи с последующим сильным встряхиванием (в баночке с притертой или резиновой пробкой). Колонии *Anabaena* и *Aphanizomenon* распадаются на отдельные нити, если к пробе прибавить формалина несколько больше, чем обычно (10 мл на 100 мл воды). Считать клетки *Aphanizomenon* в нитях трудно

и осуществимо только при большом увеличении. Процесс подсчета значительно ускоряется, если, установив предварительно, какое количество клеток приходится на 5—10 μ , измерять нити окулярным микрометром и пересчитывать длину их на количество клеток.

Выбор камер для подсчета организмов

Счетная камера должна прежде всего отвечать существенному требованию: просчет в ней должен производиться с наименьшей затратой времени, а ответ получаться с наименьшей ошибкой.

Чем меньше камера, тем, естественно, подсчет каждого ее наполнения производится быстрее, но чем меньше объем камеры и меньше титр водорослей, тем больше ошибка подсчета.

Если количество клеток в пробе исчисляется сотнями или десятками тысяч в 1 мл, можно пользоваться камерой небольшого объема — 0.9 мм³ (камера Тюрка). Результат будет почти совпадать с результатом просчета, проведенного в камере Нажотта емкостью 1/20 мл. При количестве планктона в несколько тысяч и сотен клеток в 1 мл, ошибка подсчета будет меньше всего при счете в камере емкостью 1/20 мл.

Во избежание слишком больших ошибок при пользовании малой камерой, нужно увеличить число просчетов во столько раз, во сколько ее объем меньше объема камеры, необходимой для счета данного титра водорослей. Так, если в камере емкостью 1/20 мл достаточно 1—3 просчетов, то в камере емкостью 0.9 мм³ необходимо сделать 50—150 просчетов из одной и той же пробы.

В большинстве наших водоемов количество планктона исчисляется сотнями и тысячами клеток в 1 мл, поэтому для большинства полевых исследований наиболее пригодна камера емкостью 1/20 мл. При сильных цветениях водоема, когда количество водорослей доходит до десятков и сотен тысяч в 1 мл, можно пользоваться камерой емкостью 0.9 мм³.

Когда нужно учесть количество крупных форм, как *Ceratium*, *Peridinium* и др., количество которых не превосходит сотни в 1 мл, камера должна быть большого объема, не менее 1 мл. В этом случае может быть использована камера Кольквитца.

Из приведенного видно, что при счете планктона необходимо иметь набор камер, рассчитанный на определенные пределы титров водорослей.

А. Ф. Францевым разработано несколько систем камер для счета планктона, которые изображены на фиг. 32, 33 и 34.

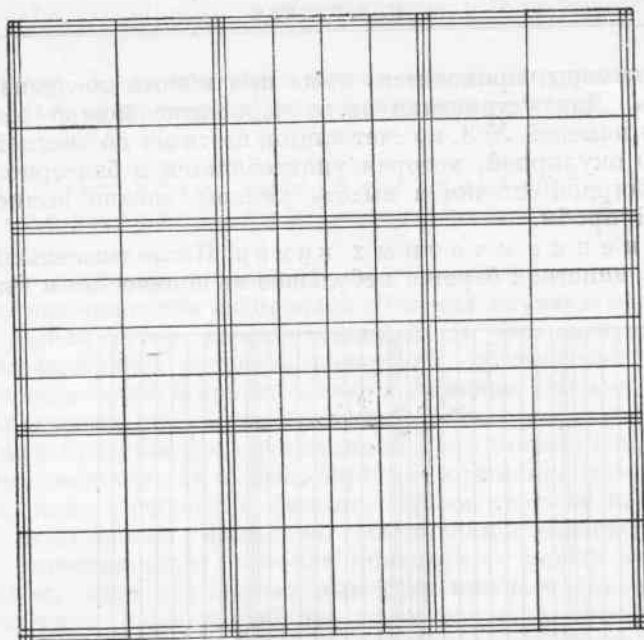
Камера № 1 сделана по образцу камер Тюрка и Нейбауера для счета кровяных тел, но в ней дана сетка, более удобная для счета водорослей.

Камера № 3 по размерам сходна с камерой Нажотта, но в ее сетке сделаны дополнительные линии, что дает возможность ориентироваться при просчете не всей камеры, а 1/4 и 1/8 ее.

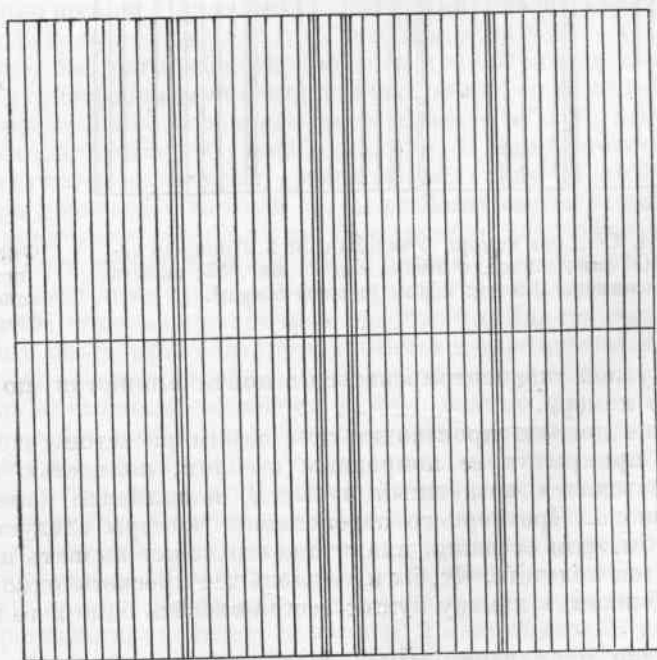
Недостаток этой камеры тот, что она имеет высоту 0.5 мм, что вызывает при подсчете необходимость сильно фокусировать микроскоп.

Камера № 2 имеет высоту 0.1 мм; фокусировать в этой камере приходится меньше, но объем ее в 5 раз меньше камеры № 3. Поэтому она может заменить камеру Нажотта в тех случаях, когда нет необходимости просчитывать камеру полностью.

Камеры для просчета планктонных синезеленых водорослей. Просчет синезеленых во всех упомянутых камерах представляет то неудобство, что они всплывают и скапливаются под покровным стеклом. Чтобы ориентировать расположение клетки на



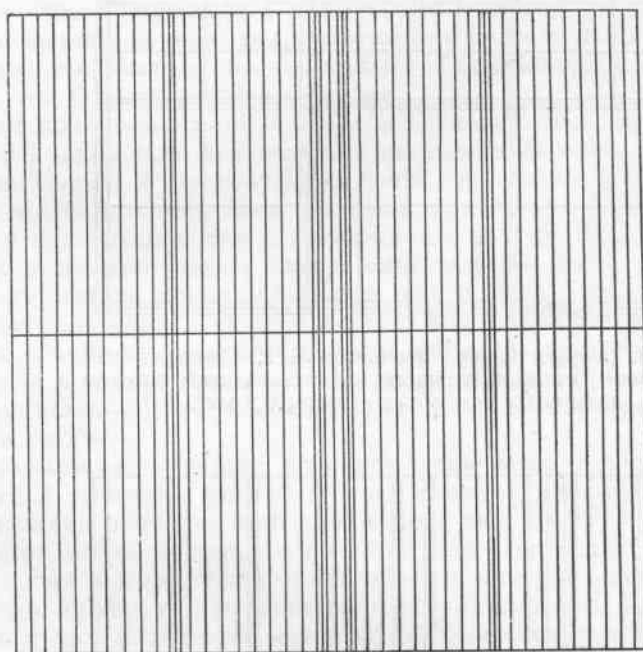
Фиг. 32. Счетная камера Учинская № 1. Площадь камеры 9 мм^2 ; площадь каждого квадрата 1 мм^2 ; высота камеры 0.1 мм ; объем камеры 0.9 мм^3 .



Фиг. 33. Счетная камера Учинская № 2. Площадь камеры 100 мм^2 ; площадь каждой из четырех широких полос 25 мм^2 ; площадь каждой узкой полосы 2.5 мм^2 ; высота камеры 0.1 мм ; объем камеры 10 мм^3 .

сеточке дна камеры, приходится, даже при высоте последней в 0.1 мм, фокусировать. Для устранения этого недостатка можно рекомендовать пользоваться камерой № 3, но счет клеток вести не по счетной сетке этой камеры, а по окулярной, которая употребляется в бактериологии. Зная площадь окулярной сеточки и высоту камеры, можно вычислить объем просчитанной пробы.

Наполнение счетных камер. После тщательного взбалтывания пробы пипеткой берется небольшое ее количество и быстро, чтобы



Фиг. 34. Счетная камера Учинская № 3. Площадь камеры 100 мм²; площадь полос, как на фиг. 33; высота камеры 0.5 мм; объем камеры 50 мм³.



Фиг. 35. Пипетка для наполнения счетных камер.

планктон не успел сконцентрироваться в кончике пипетки, по капелькам выливается в камеру.

Наполнение должно производиться с таким расчетом, чтобы камера была, после прикрытия ее покровным стеклом, полностью заполнена; если же образовался воздушный пузырек, наполнение камеры нужно произвести вновь. Чрезмерного переполнения камеры следует избегать, так как при быстром оседании планктона это может вызвать преувеличение результатов подсчета. Чтобы параллельные просчеты одной и той же пробы были близки, в камеру нужно всегда вносить одно и то же количество капель.

Пипетки для наполнения камер изготавливаются из трубочек или из цилиндрических пипеток, употребляемых в химической лаборатории (фиг. 35).

Наполнив камеру, уголком покровного стекла, взятого пинцетом, перемешивают ее содержимое и быстро, но осторожно прикрывают ее

этим же стеклом, пившая капель

Методы б клеток во

Часто при ориентировочн
довать следую

В период м
в водоеме бере
пробы отфильт
парате (см. фиг
а на его место
объем воды; ч
т. д. Из по
различной ин
ными стеклам
ванной воды ч
клеток соответ

Приготовле
и сухом помещ
низма в течени
ный объем вод
приготовлении
со шкалой; р

В качестве
довать метод,
зовании зара
отличимого от
обычно польз

Культура
извольном ко
в камере), ка
титрованная
довольно дол
определенный
(если водорос
тывается; из
предметное с
клеток водор
Определение
образом: если
ток в 1 мл, то
наш титр дро
а только 300
1 клетку дро
дорослей, мы
2700. Если в
то, деля полу
была сконце
Этот способ

этим же стеклом. Затем последнее слегка прижимают пинцетом, а выступившая капля устраняется фильтровальной бумагой.

Методы быстрого ориентировочного подсчета клеток водорослей при массовом их количестве

Часто при цветении водоема бывают необходимы многочисленные ориентировочные подсчеты водорослей. В таких случаях можно рекомендовать следующий метод, разработанный А. В. Францевым.

В период массового развития водоросли, подлежащей наблюдению, в водоеме берется проба и просчитывается в камере. После этого 1 мл этой пробы отфильтровывается через бумажный фильтр в фильтровальном аппарате (см. фиг. 6). Затем фильтр вынимается из аппарата и подсушивается, а на его место вставляется новый, через который пропускается двойной объем воды; через следующий фильтр — объем кратный предыдущему, и т. д. Из полученных фильтров составляется шкала с окраской различной интенсивности, которая монтируется между двумя предметными стеклами. Зная первоначальный титр пробы и объем профильтрованной воды через каждый фильтр, устанавливают, какому количеству клеток соответствует та или иная интенсивность окраски фильтра.

Приготовленная таким образом шкала хорошо сохраняется в темноте и в сухом помещении и может быть использована для учета данного организма в течение ряда лет. Для этого из испытуемой воды берется определенный объем воды и фильтруется в аппарате такого же диаметра, что и при приготовлении шкалы. После подсушивания окраска фильтра сравнивается со шкалой; результаты выражаются в клетках на 1 мл.

В качестве быстрого ориентировочного приема можно также рекомендовать метод, употребляемый в микробиологии и заключающийся в использовании заранее приготовленного титра какого-либо организма, хорошо отличимого от подлежащей учету водоросли. В микробиологии для этого обычно пользуются культурой дрожжей (см. главу 34 этой книги).

Культура дрожжей с твердой среды разбалтывается в небольшом произвольном количестве воды и в этой болтушке устанавливается (подсчетом в камере), какое количество клеток дрожжей приходится на 1 мл. Протитрованная болтушка дрожжей фиксируется формалином и, сохраняясь довольно долго, используется по мере надобности. Для подсчета водорослей определенный объем этой болтушки вносится в определенный объем пробы (если водорослей мало, пробу следует сконцентрировать) и хорошо взбалтывается; из этой смеси небольшую каплю, взятую пипеткой, наносят на предметное стекло и под микроскопом устанавливают, какое количество клеток водоросли, подлежащей учету, приходится на 1 клетку дрожжей. Определение титра водоросли в данной пробе производится следующим образом: если приготовленная дрожжевая болтушка имела титр 3000 клеток в 1 мл, то, внося 1 мл в 10 мл сконцентрированной пробы, мы разбавим наш титр дрожжей в 10 раз, т. е. мы будем иметь не 3000 клеток в 1 мл, а только 300 клеток; установив при просмотре под микроскопом, что на 1 клетку дрожжей приходится, например, 9 клеток интересующих нас водорослей, мы устанавливаем, что в каждом миллиметре пробы их будет 2700. Если водоросли в пробе были предварительно сконцентрированы, то, деля полученную цифру на число, обозначающее во сколько раз проба была сконцентрирована, получают истинное количество клеток в 1 мл. Этот способ удобен для подсчета мелких одноклеточных форм.

Хлорофилловый метод (см. главу 37 этой книги). Определенный объем пробы отфильтровывается через мембранный фильтр, взвесь с фильтра смывается в центрифужную пробирку. После центрифугирования вода осторожно сливается, а осадок заливается небольшим количеством спирта, который извлекает из клеток хлорофилл, окрашиваясь в зеленый цвет. Зеленый раствор выливается в мерную колбу на 10—25 мл; из него берется проба для сравнения в колориметре со стандартным раствором, который готовится из минеральных солей, соответствующих по окраске зеленому пигменту высших растений. Готовятся следующие растворы:

- 1) $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ растворяется в концентрации 10 г соли на 1 л воды;
- 2) $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ растворяется в концентрации 20 г/л;
- 3) аммиак 7%-й — двунормальный.

Из этих растворов готовится смесь: медного купороса 28.5 мл, двуххромового калия 50 мл, аммиака 10 мл.

Смесь сливается в мерную колбу на 100 мл и доводится до метки дистиллированной водой. Такой искусственный раствор соответствует по окраске содержанию 85 мг омыленного хлорофилла в 1 л растворителя. Концентрация исследуемого раствора хлорофилла (C) находится из уравнения:

$$C : C_1 = S_1 : S, \text{ откуда } C = \frac{C_1 S_1}{S},$$

где C_1 — стандартный раствор, S и S_1 — толщина слоев исследуемого и стандартного растворов, окрашивание которых одинаковой интенсивности. По концентрации хлорофилла рассчитывается его вес и определяется содержание в процентах на 1 л пробы.

Хлорофилльный метод учета водорослей не нашел широкого применения и не может заменить счетного метода. Он может быть применим лишь при учете результатов, полученных в опытах с одной какой-либо формой, так как содержание хлорофилла у различных групп водорослей далеко не одинаково; сильно изменяется содержание хлорофилла также от физиологического состояния клетки.

Определение органического вещества. Клетки водоросли, в зависимости от условий питания, бывают, как было сказано уже выше, различной упитанности и величины. Поэтому метод определения органического вещества дает более правильное представление о биомассе, чем один подсчет. Но применен он может быть лишь в лабораторных опытах, так как в природной воде отделить зоопланктон и детрит от водорослей невозможно. Этот метод, предложенный С. И. Кузнецовым и видоизмененный Г. Г. Винбергом, заключается в следующем: определенный объем пробы фильтруется через мембранный фильтр, взвесь, смытая с него с помощью мягкой кисточки, центрифугируется в течение 5 минут. После осторожного удаления воды, осадок при помешивании стеклянной палочкой тщательно смешивается с 2 мл хромовой смеси ($1/10$ н. раствор $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ в крепкой серной кислоте), после чего пробирки помещаются в кипящую водяную баню на 2 часа. Избыток окиси хрома оттитровывается иодометрически после разбавления 40 мл воды и прибавления 1 г иодистого калия.

Для контроля берутся 2 пробирки без добавки водорослей, по ним устанавливается каждый раз титр хромовой смеси. Последнее определение в холостой пробе Винберг советует проводить без нагревания.

Другие методы учета водорослей описаны в главе 37.

Алеев Б.
соединений на р
Артари
М., 1903.
Артари
Артари
растворах. М.,
Винберг
К вопросу о бал
Винберг
органическое ве
LVI (2), 1951.
Виногра
III. Тр. Биогео
Гаевска
организмов, IV.
Голлерб
и их изучение.
Гусева
ния» водоемов.
Гусева
VII, 1, 1941.
Гусева
Тр. Всесоюз.
Калине
Микробиолог.,
Киселе
Костыч
Красил
Микробиолог.,
Кузнец
биолог, XIV (4)
Кузнец
Изд. АН СССР
Мудрец
для водоснабж
1948.
Разумо
ном в водоема
1948.
Токин
1942.
Успенс
инст. Ассоц. н
(Фамин
Hilfsmittel zur
Bull. Acad. Sc
Франц
скворецкой во
Франц
Микробиолог.
Школь
Природа, 9,
Allen
in artificial s
Alliso
dings and Pap
of Chemistry
Beijer
deren niedere
Венес
Bold H
Ворке
Microb., 6,

ЛИТЕРАТУРА

- Алеев Б. С. и К. А. Мудрецова. Влияние концентраций азотистых соединений на размножение *Pediastrum Boryanum*. Микробиолог., V (4), 1936.
- Артари А. П. К вопросу о влиянии среды на форму и развитие водорослей. М., 1903.
- Артари А. П. К физиологии и биологии хламидомонад. М., 1913.
- Артари А. П. К вопросу о физиологическом равновесии солей в питательных растворах. М., 1916.
- Винберг Г. Г. Опыты изучения фотосинтеза и дыхания в водной массе озера. К вопросу о балансе органического вещества. Тр. Лимнолог. ст. в Косине, 18, 1934.
- Винберг Г. Г. и П. П. Платова. Биомасса планктона и растворенное органическое вещество в воде озер. Бюлл. Моск. общ. испыт. прир., Отд. биолог., LV1 (2), 1951.
- Виноградов А. П. Химический элементарный состав организмов моря, III. Тр. Биогеохимич. лабор., VI, 1944.
- Гаевская Н. С. О некоторых новых методах в изучении питания водных организмов, IV. Бюлл. Моск. общ. испыт. прир., Отд. биолог., LI (2), 1946.
- Голлербах М. М. и В. И. Полянский. Пресноводные водоросли и их изучение. Сов. наука, М., 1951.
- Гусева К. А. «Гидробиологическая производительность» и прогноз «цветения» водоемов. Микробиолог., VII (3), 1938.
- Гусева К. А. «Цветение» Учинского водохранилища. Тр. Зоол. инст., VII, 1, 1941.
- Гусева К. А. «Цветение» воды, его причины, прогноз и меры борьбы с ним. Тр. Всесоюз. Гидробиолог. общ., IV, 1952.
- Калиненко В. А. Развитие железобактерий на коллоидно-окисном железе. Микробиолог., VIII (1), 1939.
- Киселев И. А. Изучение планктона водоемов. Изд. АН СССР, М.—Л., 1950.
- Костычев С. П. Физиология растений. Сельхозгиз. Л., 1937.
- Красильников Н. А. Антибиотические свойства гриба *Aspergillus niger*. Микробиолог., XIV (5), 1945.
- Кузнецов С. И. Биологический метод оценки богатства водоема. Микробиолог., XIV (4), 1945.
- Кузнецов С. И. Роль микроорганизмов в круговороте веществ в озерах. Изд. АН СССР, М., 1952.
- Мудрецова К. А. Прогноз цветения воды водохранилищ. Водохранилища для водоснабжения промышленных предприятий и населенных мест. Стройиздат, 1948.
- Разумов А. С. Взаимоотношения между сапрофитными бактериями и планктоном в водоемах. Вопросы санитарной бактериологии. Изд. Акад. мед. наук СССР, 1948.
- Токин Б. Бактерициды растительного происхождения (фитонциды). Медгиз, 1942.
- Успенский Е. Е. Железо как фактор распределения водорослей. Тр. Бот. инст. Асс. н.-иссл. инст. I Моск. гос. ун-в., 1925.
- (Фаминцын) Faminetzin A. Die anorganische Salze als ausgezeichnetes Hilfsmittel zum Studium der Entwicklung niederer chlorophyllhaltiger Organismen. Bull. Acad. Sci. St.-Petersb., 17, 1871.
- Францев А. В. Опыт оценки гидробиологической производительности московской воды. Микробиолог., I (2), 1932.
- Францев А. В. К методике биологического учета усвояемого азота почвы. Микробиолог., IV (1), 1935.
- Школьник М. Я. Проблема микроэлементов в свете новейших данных. Природа, 9, 1947.
- Allen E. J. On the culture of the plankton diatom *Thalassiosira gravida* Cleve in artificial sea-water. J. Mar. Biol. Ass. N. S., X (3), 1914.
- Allison F. E. and H. J. Morris. Nitrogen fixation by soil-algae. Proceedings and Papers of the Second international Congress of Soil Science July 20—31. Bureau of Chemistry and Soils U. S. Department of Agriculture. Washington D. C., 1930.
- Beijerinck M. Kulturversuche mit Zoochlorellen, Lichengonidien und anderen niederen Algen. Bot. Ztg., 48, 1890.
- Bencke W. Über Kulturbedingungen einiger Algen. Bot. Ztg., 56, 1898.
- Bold H. C. The cultivation of algae. The Bot. Review, VIII (2), 1942.
- Borker H. A. The culture and physiology of the marine dinoflagellates. Arch. Microb., 6, 1935.

- Chodat R. Sur le polymorphisme du *Scenedesmus acutus*. Bull. Harb. Boiss., 1893.
- Chodat R. Recherches experimentales sur le *Pediastrum Boryanum*. Bull. Soc. Bot. Suisse, 5, 1895.
- Chodat R. Monographie d'Alges en culture pure. Mater. p. Flore Cryptog. Suisse, 1913.
- Chu S. P. Growth of planktonic algae. J. of Ecology, 33 (2), 1942.
- Conger Paul S. Fixation of silica by Diatoms. A symposium on Hydrobiology. The Univers. of Wiscon. Press, 1941.
- Craig F. N. and S. F. Trelease. Photosynthesis of *Chlorella* in heavy water. Am. J. Bot., 24, 1937.
- Czurda V. Die Reinkultur von Conjugaten. Arch. f. Protistenk., 53, 1926.
- De P. K. The role of blue-green algae in nitrogen fixation in rice fields. Proc. Royal Soc. (London), Series B, 127, 1939.
- Düwes K. Über die Assimilation des Luftstickstoffs durch Blaualgen. Zentralbl. f. Bakt., Abt. II, 76 (1—7), 1928.
- Fehér D. Untersuchungen über die Microbiologie des Waldbodens. Jena, 1933.
- Fogy G. E. An apparatus for the culture of algae at constant temperature. Ann. of Bot., XII (48), 1948.
- Gerloff G. C. The isolation, purification and culture of bluegreen algae. Am. J. Bot., 37 (3), 1950.
- Glade R. Zur Kenntnis der Gattung *Cylindrospermum*. Beitr. Biol., 12, 1914.
- Gross J. Beiträge zur Entwicklungsgeschichte der Protophyten, VII. Arch. f. Protistenk., 73, 1931.
- Hartmann M. Zucht von *Eudorina elegans*. Arch. f. Protistenk., 43, 1921.
- Hildenbrand E. M. Techniques for the isolation of single microorganisms. Bot. Rev., 4, 1938.
- Hygen G. Über Lebenszyklus und die Entwicklungsgeschichte der Phaeasporien. Nyt. Mag. Naturvidensk., 74, 1934.
- Jenkin P. Oxygen production by the diatom *Coscinodiscus excentricus*. J. Mar. Biol. Ass., N. S., XXI (1), 1937.
- Klebs G. Bedingungen der Fortpflanzung bei einigen Algen und Pilzen. Jena, 1896.
- Knebel G. Monographie der Algenreihe Prasiolales, insbesondere von *Prasiola crispa*. Hedvigia, 75, 1935.
- Köhler Wieder R. Ein Beitrag zur Kenntnis der Kernteilung der Peridinieen. Ost. Bot. Zeit., 86, 1937.
- Kufferath H. La culture des Alges. Paris, 1930.
- Lewin J. C. Heterotrophy in diatoms. J. gen. Microbiol. Jena, 9, Paris, 1953.
- Lwoff A. Sur la nutrition des Infusoires. C. R. Acad. Sci. Paris, 176, 1923.
- Lwoff A. La nutrition de *Polytoma uvella* Ehrenb. et le pouvoir de synthèse des protistes hétérotrophes. Les protistes métatrophes. C. R. Acad. Sci. Paris, 188, 1929.
- Mainx F. Untersuchungen bei *Eremosphaera viridis* De Bary. Arch. f. Protistenk., 57 (1), 1927.
- Mainx F. Biologie der Algen. Tab. Biol., 5, 1929.
- Marshall Ward H. Some methods for use in the culture of algae. Ann. Bot., 3, 1899.
- Meinhold T. Beiträge zur Physiologie der Diatomeen. Conns. Beitr. z. Biol. d. Pflanz., X, 1911.
- Miller W. Untersuchungen über die Gattung *Botrydium*. I u. II. Ber. d. d. bot. Ges., 45, 1927.
- Miquel P. De la culture artificielle des Diatomées. Le Diatomiste, I, Paris, 1892.
- Molisch H. Die mineralische Nahrung der niederen Pilze. Sitzungsber. d. Wiener Akad. d. Wiss., Math.-naturw. Kl., 103, 1894.
- Naegeli V. Oligodinamische Erscheinungen in lebenden Zellen. Neue Denkschr. d. allgem. Schweiz. Gesellschaft f. d. gesammten Naturwissenschaften, 33, 1893.
- Nakano H. Untersuchungen über die Entwicklungs- und Ernährungsphysiologie einiger Chlorophyceen. J. Coll. Sci. Tokyo, Imp. Univ., 40, 1917.
- Pratt R. Studies on *Chlorella vulgaris*. Am. J. Bot., X, 1945.
- Pringsheim E. G. Die Kultur von Algen in Agar. Beitr. z. Biol. d. Pfl., 11, 1912.
- Pringsheim E. Kultur der Desmidiaceen. Ber. d. d. bot. Ges., 36, 1918.
- Pringsheim E. Algenkultur. Abderhalden's Handb. biol. Arbeitsmeth., Abt. XI, H. 2, 1921a.
- Pringsheim E. Zur Physiologie saprophytischer Flagellaten. Beitr. z. allg. Bot., 2, 1921b.

Pringsheim
Naturwissensch., 22,
Pringsheim
Richter A. Z.
Math.-naturw. Kl.,
Rodhe W. Ex-
perimental studies in th
10, 1, 1948.
Schramm J.
Gard., 1, 1914.
Schreiber
such. Abt. Helgolan
Streiber R.
deficiency investigati
Tischutkin
Warén H. I.
biol. Helsingf., 2,
Warén H. U.
suchen an *Micraster*
Zumstein
J. wiss. Bot., 34, 1

- Pringsheim E. Über die pH-Grenzen einiger saprophytischer Flagellaten. Naturwissensch., 22, 1934.
- Pringsheim. Pure culture of Algae. 1949.
- Richter A. Zur Physiologie der Diatomeen. Sitzungsber. K. Akad. Wiss. Wien, Math.-naturw. Kl., 115, 1906.
- Rodhe W. Environmental requirements of fresh-water plankton algae. Experimental studies in the ecology of phytoplankton. Symbolae Botanicae Upsaliensis, 10, 1, 1948.
- Schramm J. R. Some pure culture methods in the algae. Ann. Missouri Bot. Gard., 1, 1914.
- Schreiber E. Reinkulture von marinem Phytoplankton. Wiss. Meeresuntersuch. Abt. Helgoland, XVI (10), 1927.
- Streiber R. A. Nutrient-solution purification for removal of heavy metals in deficiency investigation with *Aspergillus niger*. J. Agr. Resch., 51, 1935.
- Tischutkin. Über agar-agar Kulturen einiger Algen. C. Bt. f. Bakt., 1897.
- Warén H. Nahrungsphysiologische Versuche an *Micrasterias rotata*. Comm. biol. Helsingf., 2 (8), 1926.
- Warén H. Über die Rolle des Calciums im Leben der Zelle auf Grund von Versuchen an *Micrasterias*. Planta, 9 (1), 1933.
- Zumstein H. Zur Morphologie und Physiologie der *Euglena gracilis* Klebs. J. wiss. Bot., 34, 1900.

Глава 36

МЕТОДИКА ИССЛЕДОВАНИЯ ВЫСШЕЙ ВОДНОЙ РАСТИТЕЛЬНОСТИ

В. М. КАТАНСКАЯ

В очень немногих руководствах по методике исследования высшей водной растительности даются указания по проведению полевых исследований и приводятся общие сведения о классификации водной растительности и о ее распределении в водоеме в зависимости от влияния тех или иных факторов (Лепилова, 1934; Сочава, 1950; Программы для ботанических исследований, 1910; Gams, 1926). По вопросу же постановки стационарного изучения водной растительности имеются лишь отдельные указания у различных авторов (Голубева, 1936; Катанская, 1939; Липины, 1933, 1950, и др.).

Настоящая статья имеет своей целью дать основные методические указания для проведения как полевых, так и стационарных исследований водной растительности и ознакомить с приборами, применяющимися для ее добывания и учета.

Необходимые сведения об экологических группах водной растительности были уже даны во втором томе «Жизни пресных вод СССР» в статье Б. А. Федченко; их можно найти также в очень многих специальных работах по биологии водной растительности (Верещагин, 1925; Рычин, 1948; Федченко, 1925, и др.) или в работах, имеющих главы, посвященные водной растительности (Аржанов, 1920; Беклемишев, 1934; Липин, 1950; Шенников, 1950, и др.).

Характерные типы зарастания водоемов и распределения в них растительности прекрасно разобраны в третьем томе настоящего издания, в статьях В. И. Жакина для рек и С. Г. Лепневой для озер.

СБОР И УЧЕТ РАСТИТЕЛЬНОСТИ

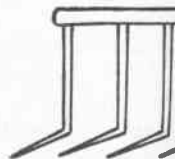
Инструменты для сбора и учета растительности

1) *Водяные грабельки* (фиг. 1). Длина толстой планки, к которой прикрепляются зубцы, 15 см. Расстояние между зубцами 2.5 см. Длина прямой части зубца 6 см. Длина загиба зубца 2.5 см. Диаметр втулки 2.5—3 см. При изготовлении таких грабелек необходимо, чтобы зубцы были прочно сварены с планкой, в противном случае они очень скоро разбалтываются. Эти грабельки насаживаются на крепкую прямую палку длиной около 3—3.5 м (или короче, в зависимости от глубины произрастания растительности). Палка должна быть обязательно гладко обстрогана, иначе при

работе можно
вания придон

2) *Драга* с
употребляется
ного отверстия
стояние между
углами. К одн
зубцы под небо
редкой ткани.
зывается верев

Драгой пол
бельками. Дра
пуск веревки
вается драга,



Фиг. 1. Водяны

Кроме драг
зовать любую
см. в главе 4

Драга Г. К
для работы оч
рамы, где нах
зец этой драг
в «Инструкци
прикреплена к
с зубцами на

3) *Серпооб*
того серпа с т
с внутренней с
для сбора раст
бышек.

4) *Вращаю*
количества пр
делается из ре
17.84 см, а д
скребка см. в

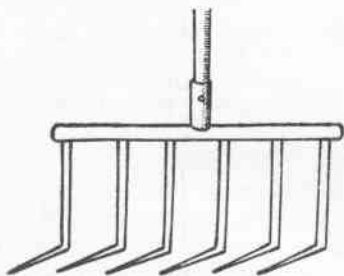
5) *Заросле*
ности расте
работы с ним

6) *Коса* (ф
Коса насажи
растений с ло

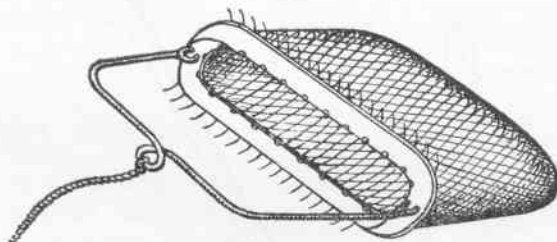
работе можно сильно поранить себе руки. Грабельки удобны для добы-
вания придонной растительности.

2) *Драга с зубцами* (фиг. 2). Устройство ее сходно с драгой, которая
употребляется для сбора моллюсков. Длина драги 30 см. Ширина вход-
ного отверстия 20 см. Ширина обода рамы 3 см. Длина зубцов 2.5 см. Рас-
стояние между зубцами 2.5 см. Рама делается с несколько закругленными
углами. К одному краю рамы с обеих сторон прочно приделываются
зубцы под небольшим наклоном. К другому краю прикрепляется мешок из
редкой ткани. Ручка драги имеет в средней части петлю, к которой привя-
зывается веревка. Форма и прикрепление ручки взяты с драги Раменского.

Драгой пользуются в тех случаях, когда растения нельзя достать гра-
бельками. Драга привязывается к веревке и протаскивается по дну. Вы-
пуск веревки при этом должен превышать глубину, на которой протяги-
вается драга, не менее чем в 5—6 раз.



Фиг. 1. Водяные грабельки.



Фиг. 2. Драга с зубцами.

Кроме драги с зубцами, для сбора водной растительности можно исполь-
зовать любую драгу, употребляющуюся при сборе бентоса (описание их
см. в главе 40 этой книги).

Драга Г. К. Лепиловой в той форме, как она приведена в «Инструкции»,
для работы очень неудобна, так как ручка у нее приделана к той стороне
рамы, где находятся зубцы, что мешает захвату растений. Первый обра-
зец этой драги был несравненно лучше, но, к сожалению, он не приведен
в «Инструкции». Ручка с грузом у первого образца драги Лепиловой была
прикреплена к планке посередине рамы. Рама имела четырехугольную форму
с зубцами на одной стороне.

3) *Серпообразный нож* (фиг. 3) — толстый нож, в виде сильно изогну-
того серпа с тупым концом и втулкой для палки. Лезвие ножа находится
с внутренней стороны. Нож насаживается на палку 2—2.5 м. Употребляется
для сбора растений с корнями, особенно удобен для сбора кувшинок и ку-
бышек.

4) *Вращающийся количественный скребок*. Применяется для учета
количества придонных растений. Прикрепляющийся к скребку мешок
делается из редкой ткани. Длина лезвия ножа для площадок 0.1 м² равна
17.84 см, а для площадок в 0.25 м² равна 28 см. Подробное описание
скребка см. в главе 40 этой книги.

5) *Зарослечерпатель Липиных*. Употребляется для учета продуктив-
ности растительности. Подробное описание зарослечерпателя и методика
работы с ним приведены в главе 40 этой книги.

6) *Коса* (фиг. 4). У обыкновенной косы на 15 см срезается конец.
Коса насаживается на длинную прямую палку. Для удобства срезания
растений с лодки необходимо, чтобы свободный конец палки возвышался

над водой на 1—1.5 м (при поставленной на дно косе). Употребляется для срезания растений при определении биомассы.

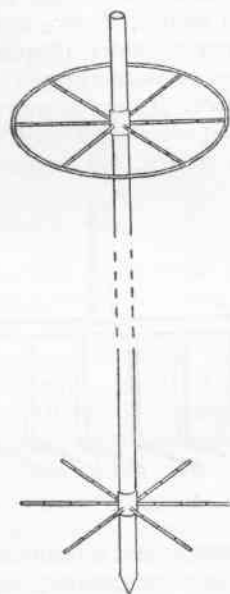
7) *Прибор для количественного учета растительности* (фиг. 5). Состоит из шеста с заостренным концом и двух подвижных муфт, укрепляющихся на шесте посредством винта. Каждая муфта состоит из полого металлического цилиндра с толщиной стенки 0.5—0.7 мм и высотой 2—3 см. Желательно, чтобы внутреннее отверстие муфты (равное диаметру шеста)



Фиг. 3. Сер-
пообразный
нож.



Фиг. 4. Коса.



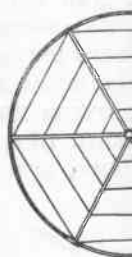
Фиг. 5. Общий вид
прибора для коли-
чественного учета
растительности.

было не более 2.5—3 см. По окружности муфты делается 6 гнезд с нарезками, в которые ввинчиваются латунные стержни диаметром 0.5 см. К концам стержней верхней муфты приделывается круг (фиг. 6). Нижняя муфта в тех случаях, когда работа проводится в группировках высокой растительности, делается без круга (фиг. 7).

При размере площадок в 1 м² длина радиуса 56.4 см, в 0.5 м² — 39.9 см, в 0.1 м² — 17.8 см, но из этих величин при расчете длины стержней вычитается радиус самой муфты.

Для лучшей видимости в воде весь прибор окрашивается в белый цвет, а на стержнях делаются метки черной краской через 10 см (фиг. 7). При работе с прибором муфты можно насаживать на деревянный шест с острым концом или на штанги от бура Сукачева. Нижняя муфта прикрепляется к шесту на расстоянии 10—15 см от нижнего заостренного конца при мягких грунтах и почти у конца шеста при твердых. При ее опускании, в группировках высоких растений, необходимо слегка пошевеливать шестом для того, чтобы боковые стержни не приминали растений. Когда нижняя муфта установлена, на уровне воды прикрепляют верхнюю муфту. Благодаря тому, что белые стержни и черные метки на них у нижней муфты очень хорошо видны в воде, можно подсчитать количество стеблей расте-

ний и зарис
верхнего кр
ности воды



Фиг. 6. Ве
та прибора
кругом и
натянуты
стер

робное опи
работе В.

8) *Дерево*

Служит дл
размещения
биомассы з

Это квад
для площад
Сделан из
и толщиной
глухо. На
В каждой п

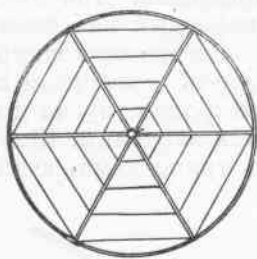


Фиг.
пло
тым

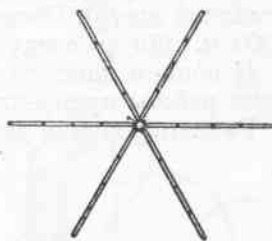
металличес
Стороны кв

При раб
и веревки

ний и зарисовать их распределение по площади круга у дна. С помощью верхнего круга очень легко зарисовать и учесть степень покрытия поверхности воды листьями над тем же самым участком дна (фиг. 8). Более под-



Фиг. 6. Верхняя муфта прибора фиг. 5 с кругом и шнурками, натянутыми между стержней.



Фиг. 7. Нижняя муфта прибора фиг. 5.



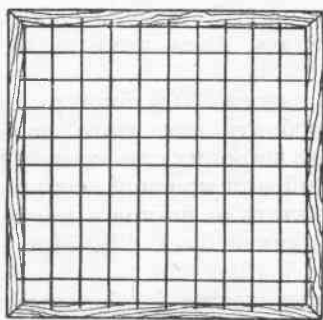
Фиг. 8. Распределение первого и второго ярусов растительности на площади в 0.5 м^2 , в группировке камыша и кубышки. Зарисовка сделана 20 VIII 1935 на оз. Кончезере в Карелии. На зарисовке: листья кубышки и кувшинки, плавающего рдеста и земноводной гречихи, точками обозначены стебли тростника и хвоща.

робное описание этого прибора приведено в работе В. М. Машатиной (1936).

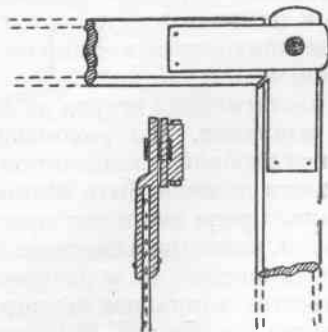
8) *Деревянная рама площадью в 1 м^2* (фиг. 9). Служит для определения густоты заросли, размещения растений по площади и для учета биомассы зарослей.

Это квадрат, длина сторон которого равна 1 м для площади в 1 м^2 , и 0.50 м для площади в 0.25 м^2 . Сделан из деревянных реек, шириной в 2 см

и толщиной в 0.5 см . Для удобства переноски рейки не скрепляются наглухо. На концах реек прикрепляются латунные пластинки (фиг. 10). В каждой пластинке просверливается отверстие, через которое продевается



Фиг. 9. Деревянная рама площадью в 1 м^2 с натянутыми шнурками. (По Г. К. Лепиловой, 1934).



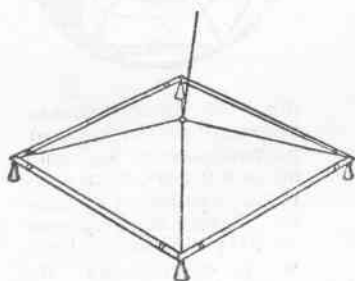
Фиг. 10. Скрепления реек складного метра. (По Г. К. Лепиловой, 1934).

металлический стерженек. Рейки окрашиваются белой масляной краской. Стороны квадрата размечаются через 5 или 10 см .

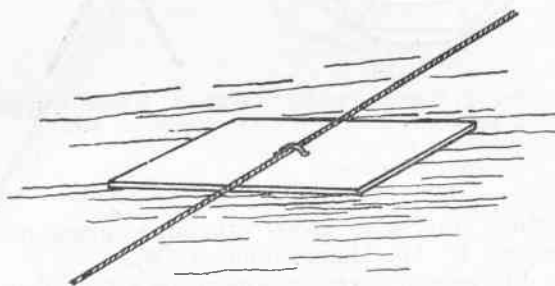
При работе на глубоких местах к углам рамы прикрепляются грузики и веревки для его опускания и поднятия (фиг. 11).

Такой деревянной рамой очень удобно пользоваться в зарослях плавающих растений для учета покрытия поверхности воды листьями, а также и в зарослях придонных растений. Для работы в зарослях высоких растений она неудобна, так как сильно приминает растения.

9) *Мерный шнур*. Применяется для прокладки профилей. Для изготовления мерного шнура лучше всего употреблять крученный пеньковый шпагат (так называемый английский шнур). Общая длина мерного шнура должна быть не менее 250—300 м. Шнур следует делать составным из нескольких кусков по 40 м. К концам каждого 40-метрового куска для легкого соединения их во время работы прикрепляются карабины. Шнур следует разметить через 2 м. Разметку можно делать тряпочками, а для



Фиг. 11. Складной метр с прикрепленными грузиками. (По Г. К. Лепиловой, 1934).



Фиг. 12. Деревянная дощечка-поплавок с металлической скобой для прикрепления к шнуру.

того, чтобы они не скользили по шнуру, их продевают между прядями шнура, причем для 10-метровых меток следует брать тряпочки другого цвета, нежели для 2-метровых (например 2-метровые метки — красные, 10-метровые — черные). Учитывая, что шнур имеет способность сжиматься при намачивании и растягиваться при высыхании, перед разметкой его намачивают и в мокром состоянии растягивают между палками. Растягивание и намачивание делается несколько раз. В течение работы метки на шнуре приходится несколько раз проверять, пока шнур не вытянется окончательно.

При растягивании шнура на воде, через каждые 20 м к шнуру прикрепляются поплавки. Мы рекомендуем употреблять для этого деревянные дощечки со скобой, приделанной на одной из широких плоскостей (фиг. 12). Эти дощечки должны быть выкрашены белой или красной масляной краской. Такого рода полавки можно не отпелять от шнура в продолжение всей работы, наматывая шнур на эти же полавки (фиг. 13). При намотке шнур через каждые 40 м расцепляется.

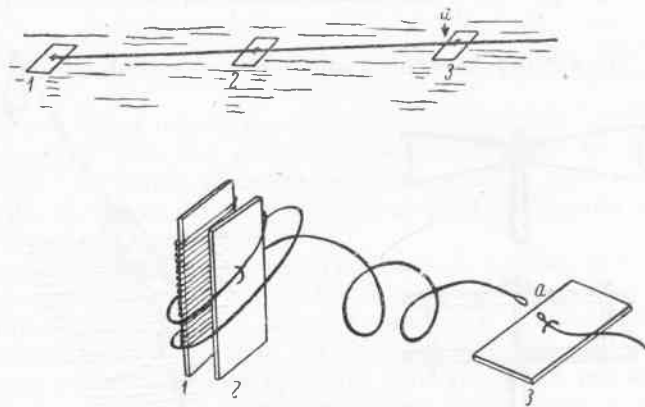
В качестве полавков можно употреблять также футбольные камеры и пробковые полавки — круглые, до 10 см в диаметре или цилиндрические (призматические) длиной в 20 см и диаметром до 5—6 см (фиг. 14). Поплавки окрашивают в красный и белый цвет и на них, для удобства подсчета расстояния, намечают цифры — 25, 50, 75 (Лепилова, 1934). Эти полавки устанавливаются через каждые 25 м, а при тихой погоде — через 50—75 м; их надо каждый раз прикреплять и снимать по мере растяжения или намотки шнура. Шнур в таком случае лучше всего наматывать на ворот или на деревянные мотовилки (фиг. 15). Вместо веревки можно использовать тонкий железный трос.

Работа
надо учитывать
можно натя

маленьких
случае особ
При исс
в большинс

в пределах
начинать с
около 15—
укрепляют
или полав
камеру в б
деревянны

Работа со шнуром на водоеме. При растягивании шнура надо учитывать то обстоятельство, что с берега на берег его бывает возможно натягивать только тогда, когда исследования производятся на

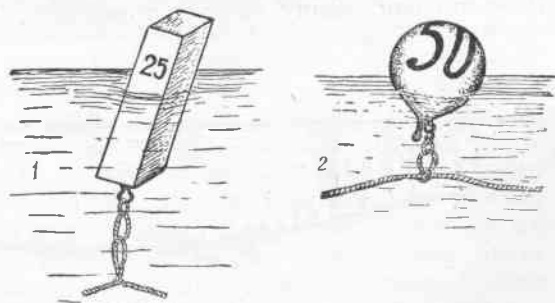


Фиг. 13. Способ намотки шнура на поплавки.

На верхнем рисунке показан общий вид 40-метрового отрезка шнура с поплавками: 1 и 2 — поплавки 40-метрового отрезка шнура; а — место скрепления с другим отрезком шнура; 3 — поплавок следующего отрезка шнура. Нижний рисунок — тот же отрезок в намотанном виде.

маленьких водоемах (прудах, небольших озерах, речках и т. п.). В этом случае особых пояснений не требуется и растяжка его очень проста.

При исследовании водной растительности более крупных водоемов в большинстве случаев можно ограничиться растяжкой шнура только

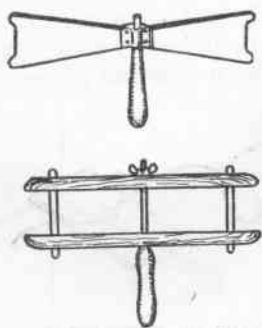


Фиг. 14. Поплавки для мерного шнура.
(По Г. К. Лениловой, 1934).

1 — пробковый поплавок призматической формы; 2 — футбольная камера. На рисунке показан способ прикрепления поплавков к шнуру.

в пределах распространения растений. В этих случаях растяжку следует начинать с открытой части озера. Для этого на расстоянии примерно около 15—20 м от границы последних встреченных придонных растений укрепляют на якорях конечный поплавок или буй. Можно употреблять: или поплавок Полянского — надувную резиновую, цилиндрической формы камеру в брезентовом чехле, длиной до 70 см и шириной около 30 см, или деревянный буй из сухого соснового или елового круглого полена, к ко-

торому внизу приделано кольцо для прикрепления веревки (фиг. 16), или толстую деревянную доску длиной до 1,5 м и шириной около 25 см. На длинных сторонах доски, близ концов, вырезаются пазы для привязывания якорных веревок, а посередине одной из плоских сторон приделано



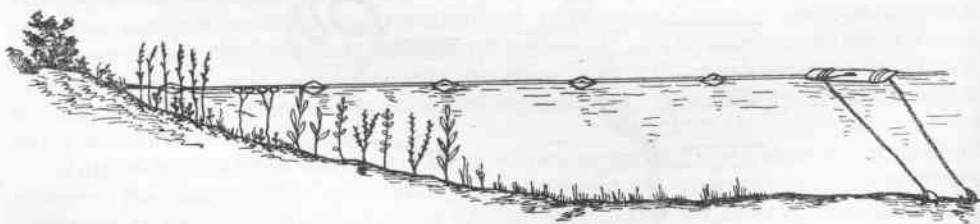
Фиг. 15. Два типа мотовил. (По Г. К. Лепиловой, 1934).



Фиг. 16. Деревянный буй с флажком. (По Г. К. Лепиловой, 1934).

вется скоба для прикрепления шнура. Конечные поплавки следует устанавливать на двух якорях или на камнях.

Когда поплавок установлен, к нему прикрепляют шнур; берут нужное направление на берег и при тихом движении лодки к берегу шнур начинают разматывать. При разматывании шнура, когда опускается очередная дощечка-поплавок, лодку следует тормозить.



Фиг. 17. Общий вид мерного шнура в натянутом состоянии.

В ветреную погоду и при небольшом волнении во время растягивания шнура получается дуга, направленная в сторону движения воды или ветра, поэтому по мере растягивания следует время от времени прекращать роспуск шнура и, не останавливая лодку, подтягиванием шнура несколько выравнивать поплавки. Выровняв поплавки и натянув шнур до нужного места, его привязывают к какому-либо предмету на берегу (фиг. 17).

Если ширина зоны растительности простирается больше чем на 250 м, то делают несколько перекидок шнура, в таком случае оба конца укрепляются на буйках.

Кроме вышеописанного снаряжения необходимо иметь ведро или таз, решето для промывки растений, лот для измерения глубин (удобнее всего

лот с воронкой, характер грунта, корневой термометр для изучения

К сожалению, этот вид работ и гербаризация. Собранные материалы должны быть определены.

Сбор собственных материалов, имеющих значение, не должен оставаться как и наземные материалы, клеенной бумагой, в специальных комбинезонах.

Сбор и обработка материалов с корневой системой, а на плотных участках никогда не удалять серповидные в гербарий, при

Для засушивания листа с небольшим куском и часть стебля у и вся мясистая можно брать

Плавающие ямы закладывают меткой на листе

Мясистые ваются и тер представлены вложить в «р сушивается р следует по с листа растений

При закладке листьев не со непрочисленны поверх всех л дывают слой ния готовы

Между руч прокладки (несколько ча дуется. После

лот с воронкой, так как им одновременно с глубиной можно определить и характер грунта), диск Секки для определения прозрачности воды, родниковой термометр для измерения температуры воды и другие приборы для изучения физических и химических особенностей воды и грунта.

Гербаризация некоторых водных растений

К сожалению, надо отметить, что у исследователей водоемов не ботаников этот важный участок работы занимает обычно последнее место, и гербаризация растений производится попутно с другими работами. Собранные ими растения бывают в очень плохом состоянии и часто недоступны определению.

Сбор собственно водной растительности и ее сушка, в отличие от наземной, имеет свои особенности; только на этих особенностях мы и считаем нужным остановиться. Сушка водных растений производится так же, как и наземных, между листами фильтровальной или оберточной непроклеенной бумаги в ботанических прессах. Методы сушки растений описаны в специальных руководствах по гербаризации, с которыми и следует ознакомиться.

Сбор и сушка высоких широколиственных рдестов и кувшинковых. Крупные рдесты и кувшинковые с корневой системой хорошо достаются только на мягких илистых грунтах, а на плотных грунтах (на песке) эти растения достать с корнями почти никогда не удается. Достают их водяными грабелями, подрезая корневища серповидным ножом. Драга не пригодна для сбора растений в гербарий, потому что она мнет и портит листья.

Для засушки от крупных кувшинок и кубышек берут 1—3 плавающих листа с небольшим черешком, цветы и придонная розетка листьев с небольшим куском корневища; остальные части растения вырезаются. Толстая часть стебля у корневища, а также и само корневище, разрезаются пополам, и вся мясистая часть их выскабливается. Для сушки от нижней розетки можно брать только одну половинку с частью подводных листьев.

Плавающие листья, цветы и розетка с нежными подводными листьями закладываются для сушки всегда в разные листы бумаги (с пометкой на листах, от какого они растения).

Мясистые плавающие листья при засушке обычно сильно съеживаются и теряют свою форму. Для того, чтобы в дальнейшем иметь представление о настоящей форме плавающего листа, рекомендуется вложить в «рубашку» (рубашка — двойной лист бумаги, в котором засушивается растение) одинарный лист тонкой белой бумаги, на котором следует по свежему экземпляру очертить форму листа. Этот контур листа растения в дальнейшем прикладывается к гербарию.

При закладке нижней розетки листьев, для того, чтобы отдельные листья не соприкасались, рекомендуется проложить между ними тонкую непроклеенную бумагу (только не пергамент и не кальку). Кроме того, поверх всех листьев, в уровень с толстой частью стебля и корневища, накладывают слой бумаги (можно сложенные пополам те же рубашки), и растения готовы для сушки.

Между рубашками с заложенными растениями вкладываются толстые прокладки (4—5 пустых рубашек), и пачка с растениями помещается на несколько часов под пресс. Особенно сильно сдавливать растения не следует. После того как растения вынуты из-под пресса, прокладки между

рубашками заменяются сухими (из двух листов), а также заменяют на сухую ту бумагу, которая вложена в рубашки с подводными листьями. Прокладки между отдельными подводными листьями вынимать не следует. Дальше растения сушатся в ботанических прессах.

Широколиственные рдесты сушатся без особого труда обычным порядком. Только рекомендуем, если экземпляры очень густые и большие, между отдельными налегающими друг на друга частями растения вкладывать прокладки из тонких листов бумаги. В рубашку при раскладке растения следует вложить одинарный лист тонкой бумаги для того, чтобы во время первой смены прокладок можно было бы сменить также и рубашку. Под пресс эти растения помещать не обязательно, но желательно.

Тонкие и нежные погруженные растения достаются грабельками или драгой и вытаскиваются обычно в большом количестве. Всю вынутую массу растений, не разбирая ее, помещают в воду или завертывают в пергамент. В таком виде растения и находятся до раскладки. Перед раскладкой они помещаются в таз с большим количеством воды, где их осторожно распутывают и выбирают целые экземпляры. Во второй таз с небольшим количеством воды помещают металлическую сетку размером немного больше гербарного листа. На сетку накладывается лист белой, не особенно толстой бумаги, по размеру гербарного листа. Бумага должна быть вся погружена в воду и лежать ровным слоем. В таз с сеткой вносятся отмытые от грязи и посторонних частиц растения и осторожным движением тонкой палочки или пинцета расправляются на листе бумаги.

После того как растения расправлены, сетка медленно вынимается из воды. Здесь надо соблюдать особую осторожность, чтобы не смыть расправленные растения. Лист с растениями помещается в рубашку и дальше сушится в ботанических прессах. Для того, чтобы растения не прилипали к рубашке, поверх них можно положить лист слегка промасленной бумаги (но не кальку и не пергамент). Рубашка при первой перекладке заменяется новой.

Вообще все водные растения как с нежными, так и с плавающими листьями, следует до раскладки держать или в воде, или в мокрой бумаге, завернутой, в свою очередь, в пергамент или клеенку.

Предварительная закладка в ботанические папки, как это делается при сборе наземных растений, не годится, так как при не особенно тщательной закладке в папки и долгом пребывании в них у нежных растений подсыхают концы листьев, а у растений с плавающими листьями (особенно у кувшинок и у кубышек) по краям листьев образуется высохшая и покоробившаяся полоса.

Каждое растение гербария должно быть снабжено этикеткой, в которой указывается: 1) название растения, 2) местонахождение (название и тип водоема), 3) условия местообитания (глубина, характер грунта, положение берега в отношении стран света и т. д.), 4) время сбора, 5) фамилия сборщика.

Рабочая этикетка пишется обязательно во время сбора растений на небольшом куске бумаги (лучше пергаментной) простым карандашом и вкладывается вместе с растением.

ПОЛЕВЫЕ ИССЛЕДОВАНИЯ

Для работы на большом водоеме лучше всего пользоваться деревянной однопарной лодкой. Водоемы небольшие могут быть обследованы на резиновой лодке или на плоту.

При полности водоемов, в конструкциях, шев, 1944; 1934; Жуков

Исследовано надо иметь такую, на масштаба и обходимо следует скиментной бу Кроме общих участиплотно до 1 : 10000

Составляемых групп Для более ных участинего и у в мерными

При сограницы также и г совершает придонной ния наликами, а в

Передрекомендщого иссдля того, ных группобезде и вести полнамеченног их и тельног тером ра и ненужн

Описас картирВыделпринципу наземной

Внешпировки камыша, стве одновстречатсоставля

При полевых исследованиях необходимо составление карты растительности водоема. Особенно детально карты и планы составляются при исследованиях, которые отвечают запросам практического использования и реконструкции водоемов (Барабаш-Никифоров и Морозова, 1949; Беклемишев, 1944; Березовский, 1935; Богачев, 1952; Воронихин, 1953; Генерозов, 1934; Жуковский, 1947; Зеров, 1953; Кононов и Просяный, 1949, и др.).

Исследователю, приступающему к работе на водоеме, прежде всего надо иметь крупномасштабную карту данного водоема и по возможности такую, на которую нанесены также и глубины. Если же карты крупного масштаба нет, то имеющуюся в наличии карту следует увеличить до необходимого масштаба (1 : 10000, 1 : 5000); если водоем большой, то следует скопировать эту же карту частями на отдельных листах пергаментной бумаги или кальки для того, чтобы не мять всей карты при работе. Кроме общей карты, для некоторых, наиболее интересных и густо заросших участков водоема составляются еще более крупного масштаба планы — вплоть до 10 м в 1 см: это необходимо потому, что на карту масштаба 1 : 10000 и 1 : 5000 нельзя нанести распределение в водоеме очень многих группировок растительности, занимающих малую площадь.

Составление карты растительности обычно производят глазомерно. Для более точного картирования, ширину зарослей макрофитов на отдельных участках измеряют шнуром или при помощи вех, установленных у внешнего и у внутреннего краев зон растительности, пользуясь при этом угломерными инструментами.

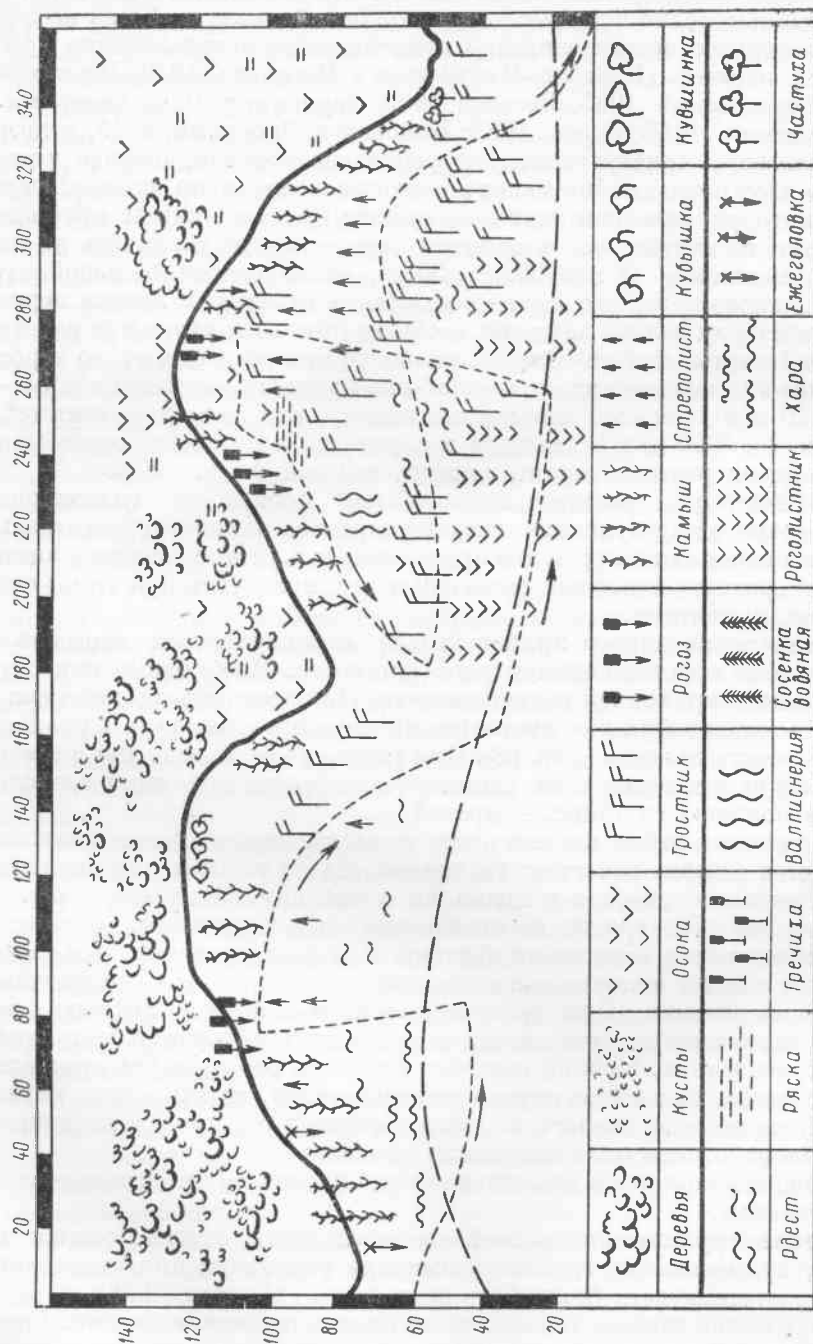
При составлении карт и планов нельзя ограничиваться нанесением границы только хорошо видимой растительности. Необходимо наносить также и границу придонной растительности. Для этого обезд побережья совершается зигзагообразно с постоянными заездами к берегу и к границе придонной растительности (фиг. 18). При такого рода обезде для выявления наличия на дне придонных растений пользуются водяными грабельками, а на больших глубинах — драгой.

Перед началом работ по описанию и картированию растительности рекомендуется сделать рекогносцировочный обезд водоема или подлежащего исследованию участка водоема на лодке или обход его с берега для того, чтобы предварительно познакомиться с характером растительных группировок и с основными чертами в их распределении. При таком обезде или обходе, а также и в продолжение всей работы, необходимо вести полевой дневник. При рекогносцировочном обезде должны быть намечены характерные участки водоема для дальнейшего более подробного их исследования. Можно, конечно, начинать работу и без предварительного обезда, но в таком случае исследователем, незнакомым с характером растительности данного водоема, может быть проведена лишняя и ненужная работа на малоинтересных участках.

Описание группировок растительности производится одновременно с картированием.

Выделение группировок водной растительности осуществляется по принципу, применяемому геоботаниками при выделении ими ассоциаций наземной растительности (подробнее об этом см.: Алехин, 1928).

Внешний облик заросли определяется господствующими видами. Группировки растений могут состоять или из одного вида растений (тростника, камыша, рдеста, кувшинки, кубышки и т. д.), или же при полном господстве одного вида, совместно с ним в большем или меньшем числе могут встречаться и другие растения. В таком случае название группировки составляется по двум-трем растениям, играющим заметную роль в ее сло-



Фиг. 18. Передвижение на лодке при обследовании участка берега. (По Г. Я. Генерозову, 1934).

Ход лодки обозначен мелкой прерывистой линией со стрелками. Крупная прерывистая линия обозначает границу литорали.

жении, пировка стически быть од ствуют

Разм участо километ

При мами гео ный уча огранич примерн Стороны площади

При стическ данного Для это ставител названи каким-л за ним в гербар вание.

Описо растите растени ний и 4 ких пог на под

Раст первыми придонн грабель

При гранич поплавок с неболь хорошо, сколько лой про составл грабель

Для балльно

6 —
5 —
4 —
3 —
2 —
1 —

жении, например группировка тростника с придонными растениями, группировка кувшинки и кубышки с погруженными растениями и т. д. Флористический состав одних и тех же зарослей не во всех случаях может быть одинаков, но основные растения, определяющие их облик, присутствуют всегда.

Размеры площадей зарослей могут быть очень разнообразны — от участков в несколько квадратных метров до больших, исчисляющихся километрами (особенно в дельтах рек).

При описании выделенной заросли следует пользоваться также приемами геоботаников. В исследуемой заросли выбирается наиболее характерный участок с однородными условиями существования. В этом участке ограничивается на глаз так называемая пробная площадка, площадью примерно в 100 м², на которой и производится описание растительности. Стороны площадки необязательно должны быть одинаковыми. Заросли площадью менее 100 м² описываются целиком.

При описании растительности прежде всего устанавливается флористический состав. В список должны быть включены все виды растений данного участка заросли под правильными латинскими названиями. Для этого исследователю следует предварительно ознакомиться с представителями водных растений по гербарным экземплярам. Если же точное название растений не известно, то это растение вносится в список под каким-либо условным наименованием. Это наименование и сохраняется за ним во время всей работы. Такие растения следует обязательно брать в гербарий для того, чтобы при обработке установить их правильное название.

Описание растительности ведется по ярусам. В группировках водной растительности различают 4 яруса: 1) ярус надводных растений, 2) ярус растений с плавающими листьями, 3) ярус высоких погруженных растений и 4) ярус придонных растений. Ярусы надводных растений и высоких погруженных растений по величине слагающих их видов разделяются на подъярусы, например: ярус тростника с подъярусом хвоща и т. д.

Растения заносят в список в порядке их нахождения. Таким образом, первыми в список попадают растения, создающие фон, а последними — придонные растения. Придонные растения достаются несколько раз грабелями.

При описании зарослей мелких придонных растений установить на глаз границы пробной площадки не удастся. В этом случае можно применять поплавки, которые ставятся по углам площадки на тонкой веревке с небольшим камешком. При прозрачной воде растительность на дне видна хорошо, но все-таки и в этом случае надо обязательно достать ее из нескольких мест площадки водяными грабелями или драгой. В воде с малой прозрачностью флористический список данных растений приходится составлять только на основании тех видов, которые приносятся водяными грабелями или драгой.

Для каждого вида отмечается обилие в глазомерной оценке по шестибальной шкале Друде, видоизмененной В. Н. Сукачевым:

6 — об — обильно

5 — мн³ — очень много

4 — мн² — много

3 — мн¹ — довольно много

2 — изр — изредка

1 — ед — единично

— Растения образуют фон. Надземные части их смыкаются.

— Растения встречаются в больших количествах, но фона не образуют.

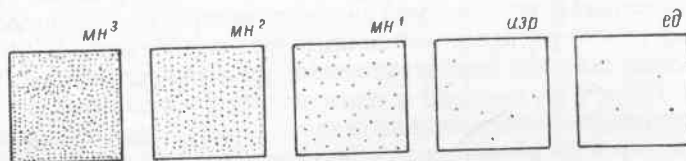
— Растения вкраплены в основной фон.

— Растений очень небольшое количество.

Наглядное пояснение для этой шкалы дано на фиг. 19.

При обозначении обилия указывается и расположение растений на площадке — равномерно или пятнами.

При описании отмечается степень проективного покрытия дна — общая для всех ярусов растительности и для каждого яруса в отдельности. Определение проективного покрытия в особенности важно для яруса плавающих растений. Оценивают степень покрытия глазомерно по пятибалльной шкале, где «1» обозначает покрытие от 1 до 20%, а «5» — от 80 до 100%.¹



Фиг. 19. Сравнительное сопоставление различных степеней обилия. (По В. В. Алехину, 1928).

Точки представляют отдельные экземпляры растений.

Кроме того, при описаниях обязательно отмечается фенологическое состояние растений (см. ниже, стр. 175), (для надводных растений высота подводной и надводной части) и жизнность, т. е. приспособленность вида к данным условиям местообитания. Различаются следующие ступени жизнности: «3» — виды с полным циклом развития (нормального роста, цветущие и плодоносящие), «2» — виды только вегетирующие, «1» — виды явно угнетенные и имеющие плохой внешний облик, «5» и «4» ступени обозначают чрезмерное развитие и развитие выше нормального.

При основании обязательно также отмечаются факторы, определяющие условия местообитания (глубина, характер грунта, положение берега в отношении стран света и т. д.).

Описание растительности не следует делать в общем маршрутном дневнике. Для этого нужно иметь специальную тетрадь с толстой обложкой или специально заготовленные бланки, а номер описания следует заносить в общий дневник. Для каждого описания в такой тетради отводится отдельный лист (2 страницы), это значительно облегчает дальнейшую обработку материала. При обработке тетрадь разрезается на отдельные листы и однотипные группировки подбираются вместе.

Оценку обилия, при более точном учете, производят путем пересчета стеблей на единицу поверхности. Для этого можно использовать или рамку в 1 м², или прибор для количественного учета растительности (см. стр. 162).

В наиболее характерных местах побережья водоема, кроме описаний отдельных группировок растительности, производится описание ее по профилям. Такие профили прокладываются при помощи мерного шнура как в участках с обильно развитой растительностью, так и в местах, где наблюдается только одна узкая полоса растительности.

Описание профиля начинают с прибрежной растительности. От уреза воды ширину зон (а в пределах зоны и ширину отдельных группировок)

¹ Проективное покрытие можно обозначить по более дробной десятибалльной шкале, где «1» соответствует покрытию от 1 до 10%, а «10» — от 90 до 100%.

Название в

Карел

Описа

Дата:

Название гр

ными

Местонахож

Условия ме

глуби

харак

Размер опи

№ п.п.	На
--------	----

1 Poly

2 Pota

3 P. l

4 Equ

5 Eloc

определяют п
начиная с пер

1) Прибр

2) 0—5

3) 5—25

4) 25—32

5) 32—37

6) 37—42

Описание
изводится та

При выче

условными с

приводятся п

СССР».

ФОРМА БЛАНКА ДЛЯ ОПИСАНИЯ

Название водоема и его географическое положение: оз. Кончозеро
 Карело-Финская ССР
 Описание номер: № 1
 Дата: 3 VIII 1935
 Название группировки: Группировка земноводной гречихи с погружен-
 ными растениями
 Местонахождение (на каком берегу и т. д.): северная часть озера
 Условия местообитания
 глубина: 1.25 м
 характер грунта: песчано-илистый
 Размер описываемой площадки: 10 кв. м

№ п.п.	Название растений	Обилие	Ярус	Фенофаза	Жизнен- ность	Примечание
1	<i>Polygonum amphibium</i>	мн ²	II	ц, в	3	
2	<i>Potamogeton perfoliatus</i>	мн ¹	III	п	3	
3	<i>P. lucens</i>	мн ¹	III	ц, в	3	
4	<i>Equisetum heleocharis</i>	ед	I	в	1	Высота 10— 20 см над по- верхностью воды. Без бо- ковых вето- чек.
5	<i>Elodea canadensis</i> . . .	изр	IV	в	2	Только на дне.

определяют по меткам на шнуре. Счет метров ведется последовательно, начиная с первого до конечного, например:

- 1) Прибрежная зона.
- 2) 0—5 м. Зона земноводных растений: осоки. Глубина: 0.5 м. Грунт: торфянистый ил (описание группировки).
- 3) 5—25 м. Зона высоких надводных растений: тростники. Глубина: 0.5—1 м. Грунт: тростниковый торфянистый ил (описание группировки).
- 4) 25—32 м. Зона растений с плавающими листьями: кубышки. Глубина: 1.0—1.0 м. Грунт: крупнозернистый ил (описание группировки).
- 5) 32—37 м. Зона высоких погруженных растений: пронзеннолистный рдест. Глубина: 1.0—1.5 м. Грунт: мелкозернистый ил (описание группировки).
- 6) 37—42 м. Зона придонных растений: хары. Глубина: 1.5—2.25 м. Грунт: мелкозернистый ил (описание группировки).

Описание группировок растительности в пределах каждой зоны производится так же, как было указано выше.

При вычерчивании профилей очень удобно пользоваться наглядными условными обозначениями, предложенными Г. К. Лепиловой, которые приводятся в статье С. Г. Лепневой в третьем томе «Жизни пресных вод СССР».

При окончательной обработке материала полевых исследований составляется карта растительности, устанавливаются характерные типы растительных группировок и дается анализ их местообитания в водоеме. Кроме того, особо освещают данные, касающиеся хозяйственного использования, реконструкции и улучшения данного водоема.

СТАЦИОНАРНЫЕ ИССЛЕДОВАНИЯ

Для наиболее полного понимания взаимосвязей между растительными группировками и средой обитания, закономерностей их развития и скорости разрастания нельзя ограничиваться экспедиционными работами, а необходима постановка стационарных исследований.

Разработанной общей программы и методики стационарных исследований специально для водной растительности еще нет. Имеется только очень немного работ, в которых освещаются отдельные вопросы по методике постановки стационарных наблюдений.

В задачу стационарных наблюдений в основном входят: 1) изучение сезонного развития растений; 2) определение биомассы; 3) изучение динамики развития различных группировок — скорости разрастания, их смены и восстановления; 4) изучение транспирации отдельных видов растений; 5) изучение полезных и вредных свойств растений в целях практического их использования; 6) культура и акклиматизация растений; 7) изыскание мер борьбы с зарастанием водоемов, и т. д.

В стационарные исследования также входят и различные наблюдения, уточняющие имеющиеся данные по систематике, экологии и физиологии водных макрофитов (отношение растений к температуре, свету, наличию в воде растворенных газов и различных минеральных солей, отношение к колебаниям уровня воды и т. д.).

Наблюдения за сезонным развитием растительности (фенологические наблюдения)

Методика фенологических наблюдений для наземной растительности разработана очень хорошо, и по этому вопросу опубликовано много руководств. Считаю необходимым остановиться только на некоторых особенностях сезонных наблюдений в применении к водной растительности.

Сезонными наблюдениями должны быть охвачены самые различные группировки растительности в самых разнообразных условиях местообитания (открытый берег, залив, глубокое место, мелкое, на песчаном грунте, на каменистом грунте, на илистом грунте и т. д.). В каждой из выбранных группировок, в наиболее типичном ее месте, устанавливается учетная площадка, на которой в дальнейшем и производятся наблюдения. Эти учетные площадки размером 100 м² намечаются по углам кольями или буйками, привязанными просмоленной веревкой к камням, которые опускаются на дно. Длина веревки должна быть несколько больше глубины воды. Камни и буйки окрашивают в белый цвет для того, чтобы лучше были заметны верхняя и нижняя границы площадки.

Наблюдения нужно начинать с ранней весны, когда растения только еще начинают вегетировать, и проводить их круглый год, а если нет возможности делать наблюдения зимой, то заканчивать их с полным отмиранием растительности. Наблюдения проводятся путем объезда площадок

через опре
следует про

В особом
фенологичес
описание на
приведенной
площадке;
дельных ра
в дневнике
рой располо
раз за сезон

При наб
щие состоян
ние последн
ношения, на
явления в и
тации (разви
ние первых
зимующих

Фенолог

в — расте
б — нали
ц — нали
с — созре
п — нали
вв — вегет
о — отми

— расте
∧ — расте
) — расте
○ — расте
(— расте
+ — расте
— семен
~ — вегета

Растения
дятся в раз
сколько зна

Назв

1) Nym
2) Pota

Фенолог
над изменен
у поверхнос

через определенные промежутки времени. Весной и летом наблюдения следует проводить через 2—3 дня, а осенью через 4—5 дней.

В особом дневнике, который необходимо иметь помимо дневника для фенологических наблюдений (см. ниже), прежде всего производится общее описание намеченной для постоянных наблюдений учетной площадки по приведенной на стр. 173 форме; отмечается распределение растений на площадке; производится подсчет стеблей на 1 м² с измерением высоты отдельных растений (2—4 раза в разных местах площадки). Кроме того, в дневнике нужно отмечать и общее состояние всей группировки, в которой расположена площадка. Такие описания следует производить несколько раз за сезон и особенно в весенний период развития.

При наблюдениях над фазами развития растений отмечаются следующие состояния растений: начало вегетации, появление первых и распускание последних бутонов, начало и конец цветения, начало и конец плодоношения, начало и конец отмирания. Кроме того, отмечаются все другие явления в изменении облика растения, особенно в весенний период вегетации (развертывание у всех групп растений первых листьев, появление первых листьев на поверхности воды, окраска, форма, образование зимующих почек и т. д.).

Фенологические фазы записываются буквами или значками:

Буквенные обозначения

- в — растение только вегетирует;
- б — наличие бутонов;
- ц — наличие цветов;
- с — созревание плодов;
- п — наличие зрелых плодов и обсеменение;
- вв — вегетация после плодоношения;
- о — отмирание.

Запись значками (по В. В. Алехину, 1928)

- растение только вегетирует;
- Λ растение выкинуло стебель или стрелку и заметны бутоны;
-) растение находится в стадии расцветания (появляются первые листочки);
- растение находится в полном цвету;
- (растение в стадии отцветания;
- + растение уже отцвело, но семена еще не созрели (семена еще не высыплются);
- # семена, плоды созрели и опадают;
- ~ вегетация после цветения.

Растения одного и того же вида в группировке большей частью находятся в разных фазах развития. В таком случае следует проставлять несколько значков или букв одновременно.

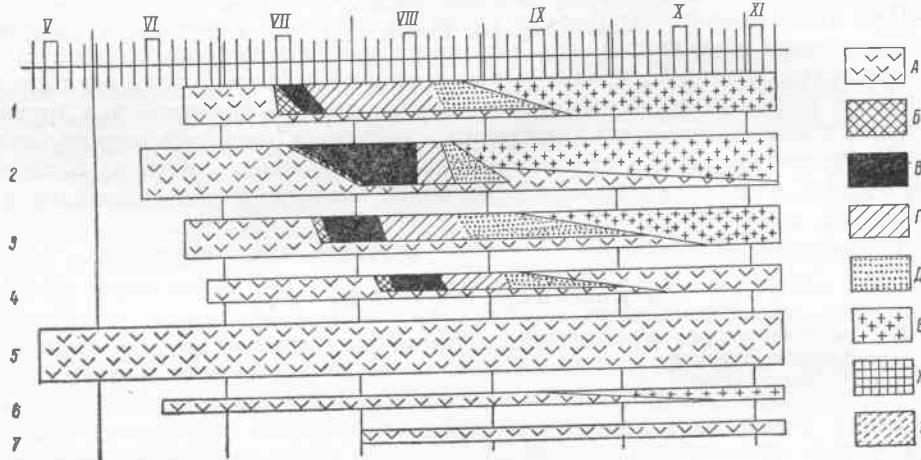
ОБРАЗЕЦ ДНЕВНИКА ДЛЯ ЗАПИСИ ФЕНОЛОГИЧЕСКИХ НАБЛЮДЕНИЙ

Название растений	15 V	18 V	23 V	и т. д.	6 IX
1) <i>Nymphaea candida</i>	в	в	в		б, ц, в
2) <i>Potamogeton lucens</i>	в	в	в		ц, в

Фенологические наблюдения должны сопровождаться наблюдениями над изменением факторов среды обитания, как местных (температура воды у поверхности и у дна, температура грунта, газовый режим, наблюдения

над изменением солевого состава воды, изменение уровня и т. д.), так и общеклиматических (метеорологические и др.). Кроме того, полезно для сопоставления сезонного развития растительных группировок с жизнью всего водоема проводить одновременно с наблюдениями над фазами развития растений наблюдения над животным миром и сезонным развитием водорослей в группировках.

На сроках и методах производства этих наблюдений мы здесь останавливаться не будем. С методикой их можно познакомиться в соответствующих главах этой книги. Для сопоставления представляет интерес производство наблюдения и за сезонным развитием наземных растений.



Фиг. 20. Фенологический спектр группировки земноводной гречи с погруженными растениями.

1 — *Potamogeton perfoliatus*; 2 — *Polygonum amphibium*; 3 — *Potamogeton lucens*; 4 — *Potamogeton heterophyllus*; 5 — *Elodea canadensis*; 6 — *Equisetum heterochaeris*; 7 — *Myriophyllum alterniflorum*.
А — вегетативная фаза; Б — фаза бутонов; В — фаза цветения; Г — фаза созревания плодов и семян; Д — фаза разбрасывания плодов и семян; Е — фаза отмирания; Ж — фаза созревания спор; З — фаза рассеивания спор.

По окончании наблюдений над фазами развития растений они сводятся в фенологические спектры (фиг. 20).

В спектрах виды растений располагают по срокам их зацветания: раньше зацветающие — выше, позже — ниже. Только вегетирующие располагаются в самом низу спектра. Ширина полос соответствует степени обилия видов.

На верхней линии полосы отмечается начало фаз, на нижней — конец фаз, соединенных соответственно между собой линиями. Так, например, начало цветения соединяется линией с концом фазы бутонов, начало фазы плодоношения соединяется линией с концом фазы цветения и т. д.

Вначале спектры составляются для каждой группировки. Затем составляется общий фенологический спектр развития растительности всего водоема, в котором должны быть учтены как наблюдения над видами вне группировок, так и включены виды, отсутствующие в группировках, но над которыми производились наблюдения.

Можно составить также спектры и для каждого вида в отдельности по разным местообитаниям.

По сводному спектру легко устанавливаются стадии сезонного развития растительности в данном водоеме: 1 — предвесенняя, 2 — начало весны,

3 — середина, 4 — конец весны, 5 — начало лета, 6 — середина лета, 7 — конец лета, 8 — начало осени, 9 — середина осени, 10 — конец осени, 11 — начало зимы, 12 — середина зимы, 13 — конец зимы.

Характер В. М. Катанской вод СССР».

Внизу с группировку увеличение цветистости плодоношения хода измене и на отдел

Методик весьма важ уделять до

Из специ только зарос края ковше тельность. боты в зарос вающими л (например зарослечерн ных растен

Большин ний пользу в заросли н углам (по д не особенно рачности в рама не бу

После у корень, там

На мелк воспользов Можно так

На более не опуская обходимо о расположе не ускоря не примени бенно в оч

Работа а выкашивае сразу мног

В зарос ния необхо

В зарос опускать о

12 ж

3 — середина весны, 4 — конец весны, 5 — лето или апогей развития растительности, 6 — конец лета—начало осени, 7 — осень, 8 — зима.

Характеристика этих стадий для озер Карелии приводится в работах В. М. Катанской (1939) и С. Г. Лепневой в третьем томе «Жизни пресных вод СССР».

Внизу спектров наносятся разного рода кривые, характеризующие группировку в определенных стадиях развития: «Кривая цветения» — увеличение количества цветущих особей за период наблюдения, «Кривая цветистости» — процент цветущих особей от общего числа видов, «Кривая плодоношения», «Кривая отмирания». Также могут быть нанесены кривые хода изменений температуры воды и воздуха. Эти кривые можно составлять и на отдельном листе.

Учет биомассы

Методика учета биомассы еще очень мало разработана, однако это весьма важный раздел исследований, которому последнее время стали уделять довольно много внимания.

Из специальных приборов для учета биомассы водных растений имеется только зарослечерпатель Липиных. Благодаря тому, что нижние и боковые края ковшей зарослечерпателя зазубрены, им прочно захватывается растительность. Площадь захвата 0.1 м^2 . Зарослечерпатель пригоден для работы в зарослях мягких погруженных растений, в зарослях растений с плавающими листьями, а также в зарослях полужесткой растительности (например хвоща). В зарослях же надводной высокой растительности зарослечерпатель не применим. Для учета биомассы невысоких придонных растений вполне применим вращающийся количественный скребок.

Большинство исследователей при определении биомассы водных растений пользуется деревянной рамой в 1 м^2 . Обычно рама накладывается в заросли на поверхность воды и укрепляется по двум противоположным углам (по диагонали) кольями. Опускать раму на дно можно только в случае не особенно густого развития погруженной растительности, высокой прозрачности воды в водоеме и твердом грунте. При отсутствии этих условий рама не будет видна.

После укрепления рамы, все растения в ее пределах срезаются под корень, там где есть возможность, достается и их корневая система.

На мелких местах, до глубины примерно в 70 см, для срезания можно воспользоваться ножницами, применяемыми для стрижки овец, и серпом. Можно также выбрать растения руками или водяными грабелями.

На более глубоких местах, где уже невозможно достать растения руками не опускаясь самому в воду, они скашиваются косой (фиг. 4). Однако необходимо отметить, что ряд исследователей при учете биомассы зарослей, расположенных в глубоких местах, опускается в воду. Этот прием никак не ускоряет и не упрощает сбора растений; кроме того, он совершенно не применим при массовых сборах в зарослях на глубоких местах, а особенно в очень густых зарослях в весеннее и осеннее время.

Работа косой с лодки очень проста, и при некотором навыке площадка выкашивается очень быстро. При выкашивании не следует захватывать сразу много растений.

В зарослях надводных растений, особенно при большой их высоте, растения необходимо складывать в лодку по мере их срезания.

В зарослях высоких погруженных растений косу на дно необходимо опускать очень осторожно и посередине площадки.

Скашивание растений производить небольшими рывками, ожидая каждый раз, когда срезанные растения всплывут на поверхности воды. Выбирать растения с площадки необходимо также постепенно. Края площадки выкашиваются в последнюю очередь. Погруженные растения, совершенно или почти совершенно не связанные с субстратом (пузырчатки, роголистники, телорез и пр.), свободно вытаскиваются грабелями.

Свободноплавающие на поверхности воды растения (сальвиния, лягушатник, альдрованда и др.) собираются руками.

В группировках кувшинок и кубышек, растущих на большом расстоянии друг от друга, а также в сильно разреженных зарослях других растений определение биомассы следует производить с площади в 4 м². Для этого в заросли намечают кольями квадрат в 4 м². На 3 стороны этого квадрата, у поверхности воды к кольям привязываются веревки, отмечающие границы площадки. Одна сторона остается свободной для въезда лодки. Срезание растений производится косой, начиная с середины площадки. Перед выкашиванием свободной стороны площадки на нее также натягивается веревка.

Отрицательным здесь является то, что при таком способе взятия пробы, невозможно бывает потом подсчитать количество экземпляров кувшинки и кубышки произрастающих на площадке, поэтому следует это сделать перед срезанием растений.

Во всех случаях, при извлечении растений из воды их следует все время прикрывать в лодке от солнца.

Вытащенные растения, не ломая их, завертывают сначала во влажную марлевую или бязевую простыню, а затем в клеенку или пластикат, перевязывают в нескольких местах шпагатом и снабжают этикеткой. Простыни необходимо смачивать и при заворачивании надводных растений. С растений с плавающими листьями и погруженных надо перед заворачиванием дать возможность стечь лишней воде. Особо грязные растения перед упаковкой промываются.

Простыни нужно иметь различных размеров, но не более 3 м длиной. Марлевые простыни делаются двойными; чтобы иметь такую простыню в 2 м длиной, необходимо 8 м марли. Для этого 2 куса марли длиной по 4 м сшиваются вместе, затем этот сшитый кусок перегибается пополам и прошивается с трех свободных сторон. Пластикат или клеенки также необходимо сделать разных размеров.

На побережьях с твердым грунтом работу по выемке растений можно производить, стоя на дне, но при этом обязательно надо иметь при себе лодку или плот на якорю, куда можно было бы складывать растения.

По вопросу учета производительности в группировках водных растений имеется мало указаний. Не установлены количество и размеры площадок, необходимых для характеристики производительности той или иной группировки. Поэтому весьма важно продолжить накопление данных по сравнительному изучению биомассы водных растений в различных географических зонах Союза ССР, а также шире развернуть работы по изучению динамики биомассы и темпа роста растений.

Дальнейшая обработка взятых проб происходит следующим образом. Привезенные в лабораторию (а в полевых условиях — на базу) пробы разбираются по видам растений (или по группам), освобождаются от грязи и излишней воды. Для этого растения раскладываются тонким слоем на сухую простыню, а затем заворачиваются валиком. В случае большой влажности растений эту операцию приходится проделывать несколько раз. Надо отметить, что обсушивать таким образом приходится только

погруженные
Надводные

После ра
сушивания
до 5—10 г (а
обработке.

Общим п
и подсчет ко
количество
ний можно
соответству
счет стеблей
нике по опр

У трост
ваются отде
изводятся з
измеряют и

В проба
деляются о
тываются и
шем можно
ках, где им
плавающих

Необход
подсчитать
часто при

После о
вые мешки
точностью,

О Б Р А З Е Ц

Водоем: оз.

Назван

Трост
сте
лис
мет

Кувши
лис
чер
цвет

Рогол

¹ Для в

погруженные растения и некоторые виды растений с плавающими листьями. Надводные растения, как правило, обсушивать не приходится.

После разборки (которую следует делать быстро и не на солнце) и обсушивания растения по видам (или группам) взвешиваются с точностью до 5—10 г (а для менее точного учета — и до 50 г)¹ и подлежат дальнейшей обработке.

Общим при обработке всех проб является измерение высоты растений и подсчет количества побегов. При этом желательно подсчитывать отдельно количество генеративных и вегетативных побегов. Измерение высоты растений можно делать с точностью до 5 см, для этого они раскладываются по соответствующим группам, и затем измеряется высота всей группы. Подсчет стеблей лучше производить также по группам. Образец записи в дневнике по определению биомассы приводится ниже.

У тростников перед взвешиванием отрезаются листья, которые взвешиваются отдельно от стеблей. Кроме измерения высоты, у этих растений производятся замеры диаметра стеблей (у нижнего конца). Диаметры стеблей измеряют и у других растений, имеющих толстые стебли.

В пробах, где имеются растения с плавающими листьями, листья отделяются от черешков и взвешиваются отдельно. Затем листья пересчитываются и контуры их переводятся на бумагу для того, чтобы в дальнейшем можно было вычислить их площадь. При взятии проб в группировках, где имеются эти растения, полезно сделать зарисовки распределения плавающих листьев на поверхности воды.

Необходимо отметить, что не всегда бывает возможно измерить и подсчитать количество стеблей у погруженных растений, так как они часто при взятии пробы ломаются.

После описанной выше обработки растения закладываются в марлевые мешки для просушки, а по высыхании опять взвешиваются с той же точностью, как и первый раз.

ОБРАЗЕЦ ЗАПИСИ В ДНЕВНИКЕ ПО ОПРЕДЕЛЕНИЮ БИОМАССЫ

Название группировки: *тростниковая*

№ пробы: 25

Дата сбора: 24 VIII 1953

Водоем: оз. Киркка-ярви. Глубина: 0.8 м

Название растений	Количество	Сырой вес (г)	Воздушно-сухой вес (г)	Дата взвешивания в сыром и сухом состоянии
<i>Тростник</i>				
стебли	25	1200	550	
листья	—	840	300	
метелки	12	50	20	
<i>Кувшинка</i>				
листья	30	1220	210	Сырой—25 VII
черешки	—	2000	325	Сухой—12 VIII
цветы, бутоны, плоды	10	85	40	
<i>Роголистник</i>	—	800	200	

¹ Для взвешивания растений удобно употреблять циферблатные или детские весы.

Тростник

Высота стеблей (см)	Количество	Диаметр стеблей (мм)
250—255	5	8; 6; 7; 5; 7;
235—240	7	5; 6; 5; 5; 4; 5; 5;
220—225	12	4; 3; 3; 3; 4; 2; 3; и т. д.
180—185	1	2

На основании полученных данных составляется следующая таблица:

№ п. п.	Название растений	Количество	Высота стеблей (см)			Диаметр стеблей (мм)			Вес (г)		Потери при высушивании (%)
			наибольший	наименьший	средний	наибольший	наименьший	средний	сырой	воздушно-сухой	
1	Тростник										
	стебли	25	255	180	220	8	2	4	1200	550	54
	листья	—	—	—	—	—	—	—	800	300	64
	метелки	12	—	—	—	—	—	—	50	20	60
	и т. д.										

Биомассу необходимо определять в разные сроки развития растительности: по 2—3 раза в весенний период, в период максимального развития и в осеннее время.

При фенологических наблюдениях биомасса в заросли определяется вне границ учетной площадки.

В случае если удастся взять растения с корневой системой, она взвешивается отдельно.

Лабораторная обработка материала, полученного при помощи заросле-черпателя или количественного скребка, проводится точно такая же.

Сопоставляя в дальнейшем цифры производительности отдельных группировок с занимаемой ими площадью, можно получить представление об общей производительности растительности в водоеме.

Скорость разрастания (динамика)

Эта область работы также еще очень мало освещена в литературе.

Учет скорости разрастания группировок производится путем закладки «постоянных площадок». Фиксировать постоянные площадки следует в таких местах, где смыкаются различные заросли или где заросли близко отстоят друг от друга. Для отметки границ учетных площадок можно пользоваться кольями или буйками. Закладка таких площадок производится в разных частях водоема и в различных типах зарастания.

Площадки в продолжение нескольких лет во время максимального развития растительности тщательно описываются и точно картируются. Кроме того, изучение динамики можно производить также путем ежегод-

ного детального постоянных площадок можно сделать на участках водоема.

В заключении по такому важному вопросу растений. Здесь сущности отсы- Недостаточ- ческом составе зования для на

Алексин В.
Аржанов
Барабаш
ратор зарастающ
Беклеми
les maculipennis.
III, в. 5, 1934.
Беклеми
Березов
Богачев
илища. Уч. зап.
Борукви
Всесоюзн. Гидро
Верещаг
1925.

Вороних
Генероз
Генероз
вающей дичи. М
Голубев
ной растительно
Доброх
фитоценозов при
ника. Тр. Астра
Жизнь
шева, В. И. Жа
вой, П. А. Петр
Жуковс
Уч. зап. Молото
Зеров
их растительно
гического режи
Катанс
растительность
биолог. наук, Л
Катанс
ского перешейк
Кононо
зование в пруд
Лепило
нии болот. Озе
Лепило
Растительност
Лепило
растительност
Лепилс
Кончозерской
протока и оз.
Липин

ного детального картирования отдельных участков водоема и без закладки постоянных площадок. При сопоставлении полученных ежегодных данных можно сделать заключение о динамике группировок в исследуемых участках водоема в течение определенного периода времени.

В заключение отметим, что имеется еще очень недостаточно сведений по такому важному вопросу, как фотосинтетическая деятельность водных растений. Здесь мы не будем останавливаться на этом вопросе и интересующихся отсылаем к работам А. А. Потапова (1950 и 1955).

Недостаточно освещенным в литературе является и вопрос о химическом составе водных растений и о возможности их более полного использования для народнохозяйственных целей.

ЛИТЕРАТУРА

- Алехин В. В. Методика полевого изучения растительности и флоры. 1928.
Аржанов С. П. Среди вод и болот. Изд. 2-е, Л., 1920.
Барабаш-Никифоров И. И. и С. В. Морозова. Нутрия, мелиоратор зарастающих водоемов. Докл. АН СССР, т. XVIII, № 5, 1949.
Беклемишев В. Н. Об одной закономерности в экологии личинки *Anopheles maculipennis*. Оптимум высоты и густоты растительности. Мед. паразитол., III, в. 5, 1934.
Беклемишев В. Н. Экология малярийного комара. М., 1944.
Березовский А. И. Мелиорация в рыбном хозяйстве. 1935.
Богачев В. К. Формирование водной растительности Рыбинского водохранилища. Уч. зап. Ярославск. Гос. педагогич. инст., в. XIV (XXIV), 1952.
Борущий Е. В. Материалы по динамике биомассы макрофитов озер. Тр. Всесоюз. Гидробиол. общ., т. II, 1950.
Верещагин В. И. Растительность пресных вод. Очерки Алтайского края. 1925.
Ворожихин Н. Н. Растительный мир континентальных водоемов. 1953.
Генерозов В. Я. Американский дикий рис. Любитель природы., 1912.
Генерозов В. Я. Культура кормовых и защитных растений для водоплавающей дичи. М., 1934.
Голубева М. М. Некоторые данные о строении и производительности озерной растительности. Сов. ботан., № 6, 1936.
Доброхотова К. В. и Л. Н. Михайлова. Материалы к изучению фитоценозов приморской части дельты р. Волги в пределах Астраханского заповедника. Тр. Астраханск. заповедн., в. II, 1938.
Жизнь пресных вод СССР, тт. II и III, 1949—1950. Статьи: В. Н. Беклемишева, В. И. Жакина, И. А. Киселева, А. А. Корчагина и Л. В. Савич, С. Г. Лешневой, П. А. Петрищевой, Б. А. Федченко. Литература.
Жуковский А. В. Изучение производительности растительности озер. Уч. зап. Молотовск. Гос. педагогич. инст., в. 11, 1947.
Зеров К. К. Зарастание водоемов нижнего Днепра и возможное изменение их растительности в связи с созданием Каховского водохранилища. Прогноз биологического режима Каховского водохранилища и низовьев Днепра. 1953.
Катайская В. М. Фенологические стационарные наблюдения над водной растительностью Пертозера и методика их постановки. Уч. зап. ЛГУ, № 30, сер. биол. наук, № 8, 1939.
Катайская В. М. Биомасса высшей водной растительности в озерах Карельского перешейка. Тр. Лаборат. озеровед. АН СССР, т. III, 1954.
Кононов В. А. и В. С. Просяный. Водная растительность и ее использование в прудовом рыбном хозяйстве. 1949.
Лепилова Г. К. Водные растения и роль их в зарастании озер и образовании болот. Озера Карелии. 1930.
Лепилова Г. К. Высшая водная растительность озер Кончозерской группы. Растительность Габозера. Тр. Ботан. биол. ст. в Карелии, т. VII, в. 1, 1933.
Лепилова Г. К. Инструкция для полевого исследования высшей водной растительности. Инстр. по биол. исследов. вод, ч. II, разд. А, в. 5, 1934.
Лепилова Г. К. и В. К. Чернов. Высшая водная растительность озер Кончозерской группы. Растительность северной части оз. Кончозера, Пертозерского протока и оз. Урозера. Тр. Ботан. биол. ст. в Карелии, т. VIII, в. 2, 1936.
Липин А. Н. Пресные воды и их жизнь. М., 1950.

- Липина Н. Н. Количественное исследование макрофлоры подопытных озер Сапропелевой станции в Залучье. Тр. Лабор. генезиса сапропеля, в. 1, 1939.
- Липины А. Н. и Н. Н. К методике гидробиологических работ. Там же. 1939.
- Липин А. Н. и Н. Н. Липина. Макрофлора стоячих водоемов и связь ее с гидрофауной. Тр. Всеросс. н.-иссл. инст. прудов. рыбн. хоз., 1950.
- Лопатин В. Д. Водяной рис. Изд. Ленингр. Гос. ун-в., 1951.
- Машатина В. М. Прибор для определения встречаемости и покрытия при изучении водной растительности. Бот. журн. СССР, т. 21, № 3, 1936.
- Методика полевого исследования сырьевых растений (сборник статей). Бот. инст. АН СССР, 1934.
- Потапов А. А. Вопросы физиологии и экологии погруженных гидрофитов. Усп. соврем. биол., т. XXIX, в. 3, 1950.
- Потапов А. А. К вопросу о зарастании водохранилищ погруженными гидрофитами. Тр. Всесоюз. Гидробиол. общ., т. VI, 1955.
- Программы для ботанических исследований. Изд. Бот.-географ. подкомис. при Почвенн. комис. Вольн. эконом. общ., 1910.
- Рычин Ю. В. Флора гидрофитов. 1948.
- Смиренский А. А. Водные кормовые и защитные растения в охотничье-промысловых хозяйствах, в. I, 1950; в. II, 1952.
- Сочава В. Б. Изучение флоры и растительности. Справочник путешественника и краеведа, т. II, гл. 25, 1950.
- Федченко Б. А. Биология водных растений. М., 1925.
- Федченко Б. А. и А. В. Флеров. Водная флора Европейской России. 1913.
- Чернов В. Н. Характеристика высшей водной растительности пойменных озер. Зап. Кар.-Фин. Гос. ун-в., т. II, в. 3, 1948.
- Чернов В. Н. и Е. П. Чернова. Флора озер Карелии. 1949.
- Шенников А. П. Экология растений. М., 1950.
- Щербаков А. П. Продуктивность прибрежных зарослей макрофитов Глубокого озера. Тр. Всесоюз. Гидробиол. общ., т. II, 1950.
- Gams H. Prinzipienfragen in der Vegetationsforschung. Zürich, 1918.
- Gams H. Die höhere Wasservegetation. Handb. d. biol. Arbeitsmethod. Abt. IX, T. II, H. 4, 1926.
- Glück H. Biologische und morphologische Untersuchungen über Wasser- und Sumpfgewächse, I—III, 1905—1911.

Планктон
ных (фито-
плавающий,
взвешенный
в ствием орган
последние у
тивостоять да
дят в относит
тонных орган
вают, будучи
только морф
ностью акти

К планкт
ческие орган
ного зооплан

В зависи
на следующ
мые простым
2) микропла
отверстия са
до 1000 μ ;
отверстия с
планктонны

Разноро
разнообрази
такая, каза
как исслед
все новые,
количестве

Универ
организмов
сбора и об
шевиной,
ного поте
ственные
такого ме
ние разли

МЕТОДЫ ИССЛЕДОВАНИЯ ПЛАНКТОНА

И. А. КИСЕЛЕВ

Планктон представляет собою группу водных организмов, растительных (фитопланктон) и животных (зоопланктон), которые ведут свободно-плавающий, независимый от твердого субстрата как опорного элемента, взвешенный в толще воды образ жизни и отличаются или полным отсутствием органов движения (многие представители фитопланктона), или последние у них довольно слабы, поэтому эти организмы не могут противостать даже слабым течениям, а их активные перемещения происходят в относительно небольших пределах. Единственной опорой для планктонных организмов служит вода, в которой они парят или свободно плавают, будучи приспособлены к такому своеобразному образу жизни не только морфологически, но и физиологически, обладая нередко способностью активно управлять своим перемещением в толще воды.

К планктону относятся главным образом мелкие, часто микроскопические организмы, и только лишь некоторые представители пресноводного зоопланктона могут достигать размеров в несколько миллиметров.

В зависимости от размеров принято пресноводный планктон делить на следующие категории: 1) мезопланктон — организмы, хорошо видимые простым глазом, размеры их измеряются несколькими миллиметрами; 2) микропланктон — организмы микроскопические, не проходящие через отверстия самого плотного шелкового газа (№ 25/77); их размеры от 50 до 1000 μ ; 3) наннопланктон — организмы, свободно проходящие через отверстия самого плотного шелкового газа и потому не улавливаемые планктонными сетями; их размеры меньше 50 μ .

Разнородность лимнологии как научной дисциплины объясняет большое разнообразие используемых в ней приборов и методов исследования. Даже такая, казалось бы, специальная, довольно однородная частная область, как исследование планктона, все время выдвигает и вводит в практику все новые, более совершенные методы как качественного, так, особенно, количественного исследования.

Универсального метода, одинаково пригодного для всех категорий организмов, для всех типов водоемов, независимого от места, от времени сбора и обработки материала, отличающегося простотой, удобством и дешевизной, требующего минимальной затраты времени и труда, лишеного потерь и дающего надежные, точные, близкие к реальным количественные показатели, удовлетворяющего всем задачам исследования, — такого метода нет и быть не может. Поэтому в дальнейшем дается описание различных методов сбора и обработки планктона с указанием прису-

ских каждому из них преимуществ и недостатков и степени пригодности каждого в тех или иных конкретных случаях.

Все методы, обычно применяемые в практике планктонных исследований, могут быть сведены к следующим категориям: 1) сетной или сетяной метод, при котором улавливаются мезо- и микропланктон; 2) метод химического осаждения или отстойный метод; 3) метод механического осаждения или центрифужный метод; 4) метод плотных (мембранных) фильтров; 5) камерный метод; 6) метод, представляющий собою комбинацию камерного и отстойного методов.

При исследовании планктона следует помнить о тесной связи организмов с внешней средой, о единстве организма и среды, поэтому изучение планктона должно производиться одновременно с учетом факторов водной среды (температуры, света, течений, растворенных в воде газов, рН, минеральных солей, N, P, Fe, органических веществ и пр.). Только изучение планктона в тесном комплексе с другими гидробиологическими работами на водоеме даст возможность понять те факторы, от которых зависит состав, распределение, периодичность, количественное развитие планктона и прочие стороны его жизнедеятельности, и выявить те влияния, которые сам планктон оказывает на окружающую его водную среду.

Ввиду неодинаковости условий среды в водоемах разного типа и даже в разных участках одного и того же водоема и вследствие неодинаковой реакции разных организмов на те или иные факторы среды, состав планктона, его распределение и продукция будут сильно различаться от водоема к водоему, а в пределах одного водоема от участка к участку или от поверхности слоя ко дну, или от сезона к сезону.

Поэтому при изучении планктона следует обращать внимание на все указанные стороны жизнедеятельности и распределения планктона: собирать материал не только для выяснения качественного состава, но и распределения вертикального и горизонтального, суточных вертикальных и горизонтальных миграций, сезонных изменений и особенно по количественному развитию и продукции планктона, причем все это необходимо производить с учетом факторов среды для выяснения причинных взаимоотношений.

Только установление причинных взаимосвязей между организмами и средой и выяснение биологии и экологии планктонных организмов дадут в руки исследователя возможность использования планктонных организмов в качестве надежных биоиндикаторов (биологических показателей) тех или иных свойств воды, для оценки по ним водоема как источника водоснабжения для питьевых и хозяйственных нужд, для выработки средств борьбы с вредными моментами, сопровождающими бурное развитие планктона; выяснение же продукционно-биологических свойств и возможностей водоема на базе изучения продукции планктона и биологии массовых видов даст исследователю орудие для действенного управления жизнью водоема в интересах народного хозяйства.

МЕТОДЫ СБОРА ПЛАНКТОНА

Методы сбора планктона в большинстве случаев состоят из двух процессов: а) взятия (зачерпывания) пробы воды, содержащей планктон и доставки ее на поверхность, б) отделения (отцеживания) планктона от воды. Оба эти процесса могут осуществляться одновременно или отдельно в зависимости от конструкции используемой аппаратуры.

Методы,

Л о в л

Самым р
ляется мето
труется чер
и задержива
Планкто

Качестве
питого к не
щегося вни
Для изг
мельничный
его отверсти
причем в
отверстий,

Старая нуме
Советская ну

Старая нуме
Советская ну

Так как
ного сбора
из газа ра
мезопланкт
8/34.

Сетной
маги и рав
ее. Выхрой
ляются по

где R — р
стаканчика
ного конус
которая до

¹ Здесь
менателе —

Методы, представляющие собою комбинацию водозачерпывания и одновременного отделения планктона от воды

Лов планктона сетками (сетяной или сетной метод)

Самым распространенным и простым методом сбора планктона является метод сетной, при котором вода, содержащая планктон, фильтруется через особую сетку из шелкового газа, пропускающего воду и задерживающего организмы планктона.

Планктонные сетки могут быть качественные и количественные.

Качественные сетки

Качественная планктонная сетка состоит из латунного кольца и пришитого к нему конической формы мешка из шелкового газа, заканчивающегося внизу стаканчиком, в котором собирается осадок планктона.

Для изготовления планктонной сетки употребляется так называемый мельничный газ, отличающийся прочностью и равномерностью размеров его отверстий (ячей). Существует много разных номеров такого газа, причем в советской нумерации номер газа соответствует количеству отверстий, проходящихся на 10 мм (табл. 1).

Таблица 1

Номера шелкового мельничного газа

Старая нумерация . .	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Советская нумерация .	15	19	21.5	23	24.5	26	29	32	34	38	43
Старая нумерация . .	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	25
Советская нумерация .	46	49	51	55	59	62	64	66	67	68	77

Так как размеры планктонных организмов разные, то для более полного сбора всех категорий организмов приходится употреблять сетки из газа разных номеров: для микропланктона №№ 17/64—25/77,¹ для мезопланктона №№ 12/49—14/55, для крупных ракообразных № 3/23—8/34.

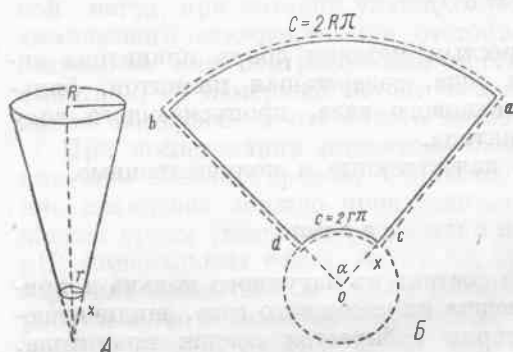
Сетной конус изготавливается по выкройке (фиг. 1), вырезаемой из бумаги и равной боковой поверхности развернутого конуса или половине ее. Выкройка делается по прилагаемой схеме, а длина x и угол α вычисляются по формулам:

$$x = \frac{r \cdot i}{R - r} (1); \quad \alpha = \frac{360 \cdot r}{x} \text{ или } \alpha = \frac{180 \cdot r}{x} (2),$$

где R — радиус металлического кольца (основание конуса), r — радиус стаканчика (узкое сечение конуса), i — длина образующей бока усеченного конуса, x — длина части образующей боковой поверхности конуса, которая должна быть отрезана, α — угол или половина угла при вер-

¹ Здесь и далее в числителе указывается номер газа по старой нумерации, в знаменателе — по новой (советской).

шине развернутой боковой поверхности конуса. При приготовлении выкройки прибавляется 1 см сверху и 1 см по длинной стороне на швы, также внизу конуса прибавляется 3 см для обшивки этого излишка ку-сочком (полоской) плотной материи во избежание перетирания шелка об острый край стаканчика.



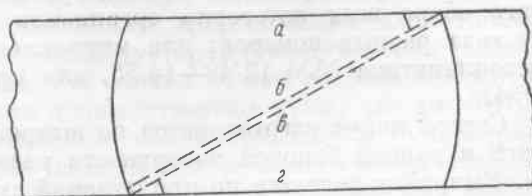
Фиг. 1. Схема выкройки сетяного конуса для планктонной сетки.

А — схема выкройки в свернутом виде; В — схема выкройки в развернутом виде; R — радиус латунного кольца у входного отверстия сетки; r — радиус стаканчика; l — длина бока усеченного конуса (= длине бока сетки); x — длина продолжения бока усеченного конуса до пересечения его с продолжением другого бока его же; $abcd$ — поверхность усеченного конуса, развернутого на плоскости; o — центр дуги большой окружности (C), соответствующей входному отверстию сетки; α — угол между боками развернутого конуса; odc — отрезаемая часть выкройки; пунктирная линия вокруг развернутого усеченного конуса (В) — добавочная полоска ок. 1 см на швы.

са и должна равняться общей длине образующей (l) боковой поверхности усеченного конуса. Нижний, обшитый плотной материей конец конуса прикрепляется к стаканчику с помощью плоского латунного кольца, снабженного зажимным винтом; если же стаканчик с утолщением у края, то нижний конец привязывается к стаканчику с помощью нескольких оборотов прочной бечевки.

К металлическому кольцу на равном расстоянии друг от друга прикрепляются три прочные бечевки, свободные концы которых связываются узлом над входным отверстием сетки или привязываются к небольшому колечку, к которому присоединяется при помощи чекеля петля или колечко крепкого пенькового или металлического троса, служащего для спуска сетки (фиг. 3).

Пеньковый трос, толщиной 3—5 мм или немного толще, при этом предварительно вымачивается в олифе и растягивается и в намоченном же состоянии размечается на метры и полуметры путем вшивания в трос цветных ниток. Во избежание того, чтобы шелковый газ не подвергался разрыву от тяжести плохо фильтрующейся воды, веса стаканчика и груза.



Фиг. 2. Раскрой сетки. Сшиваются a с a , b с b .

Имея в виду, что шелковый газ может от воды садиться, следует перед изготовлением сетки смочить его несколько раз мокрой губкой и осторожно прогладить не слишком горячим утюгом.

Вырезание куска газа по выкройке удобнее производить по способу, указанному на рисунке. Обе половины газа сшиваются обязательно так, чтобы край одной половины приходился на косой край другой (фиг. 2).

Для сшивания берутся тонкие иголки и тонкие же, но прочные нитки. Конус из шелкового газа прикрепляется к металлическому кольцу не непосредственно, а при помощи узкой полоски (не более 10 см ширины) из плотной материи, ширина которой вместе с образующей шелкового кону-

служащего для к металлическому узлом вокруг конусетяного конуса концы же, спустпривязывать к к утяжеляющего

Стаканчики. Особенно удобны меры: высота 4



Фиг. 3. К

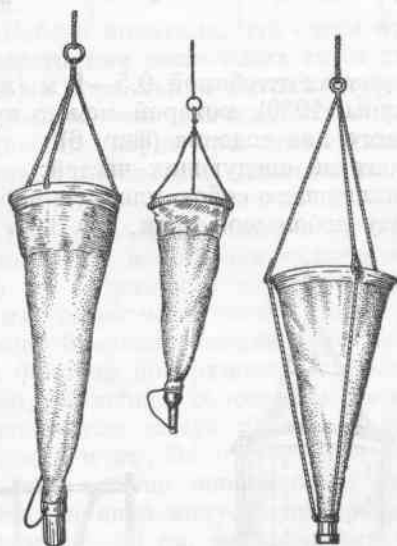
ответственно 80 с глухим дном и более длинного затвора

Можно сделать закраиной или ния его к с из толстого стотия закраино нижнего конц на которую в которая прост последние шн. Такой стакан шарика с за до размеров трубка с за

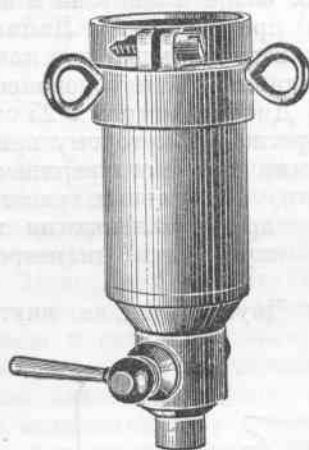
В практик модели качес

служащего для отяжеления сетки, рекомендуется бечевки, привязанные к металлическому кольцу, брать более длинные и, завязав каждую из них узлом вокруг кольца, направлять их нижние свободные концы по бокам сетяного конуса к ушкам (колечкам) стаканчика и здесь их закреплять, концы же, спускающиеся за стаканчик, можно, в случае необходимости, привязывать к колечку или чекелю, служащему для прикрепления груза, утяжеляющего сетку.

Стаканчики для планктонных сеток бывают разной конструкции. Особенно удобны металлические стаканчики с краном (фиг. 4). Их размеры: высота 40 мм, диаметр 28 мм, для средней модели сетки — соот-



Фиг. 3. Качественные планктонные сетки.



Фиг. 4. Металлический стаканчик с краном.

ветственно 80 мм и 55 мм. Не менее удобен металлический же стаканчик с глухим дном без крана, состоящий из двух половин: короткой передней и более длинной задней, соединенных друг с другом посредством штыкового затвора или винтовой нарезки.

Можно сделать стаканчик из алюминия в виде воронки с небольшой закраиной или кольцевым утолщением на переднем конце для прикрепления его к сетке. Для небольшой закидной сетки удобны стаканчики из толстого стекла разного объема и формы, снабженные у входного отверстия закраиной или кольцевым утолщением для прикрепления к нему нижнего конца сетного конуса, а внизу оттянутые в короткую трубку, на которую надевается кусок резиновой трубки с зажимом Мора или которая просто закрывается пробкой. Чтобы не потерять зажима и пробки, последние шнурком привязываются к кольцевому утолщению стаканчика. Такой стаканчик можно сделать из химической воронки, имеющей форму шарика с закраиной и с длинной выводной трубкой, обрезав последнюю до размеров короткого придатка, на который и надевается резиновая трубка с зажимом (фиг. 5).

В практике изучения пресноводного планктона употребляются разные модели качественных сеток (табл. 2).

Таблица 2

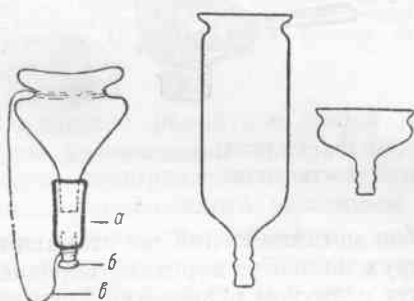
	Сетка Апштейна		Сетка Рылова
	Малая	Средняя	
Диаметр входного отверстия (кольца) (в см)	25	40	14
Длина образующей боковой поверхности конуса (в см)	55	100	26
Диаметр стаканчика (в см)	3.5—4	6	3

Для сбора планктона в мелких водоемах глубиной 0.5—1 м (лужи, пруды) пригодна сетка Липиных (Липины, 1939), которой можно производить вертикальный лов почти от самого дна водоема (фиг. 6).

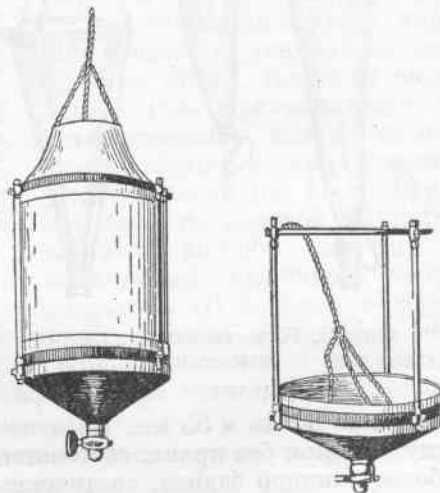
«Металлическая основа сетки состоит из следующих частей:

«1) Дна, диаметром в 25 см, представляющего собою плоскую воронку с отверстием, к которому припаян снизу небольшой кран, и с 3-мя припаянными снаружи к верхнему краю воронки, на равных расстояниях друг от друга, маленькими втулками с внутренним диаметром 5—6 мм.

«2) Двух колец, с внутренним



Фиг. 5. Стаканчики из стекла.
а — резиновая трубка; б — пробка; е — бечевка (шнур).



Фиг. 6. Планктонная сетка Липина в закрытом и открытом виде. (Из Липиных, 1939).

диаметром 25 см, из толстой 4—5 мм проволоки, с такими же тремя втулочками по наружному краю.

«3) Трех стержней длиной около 40 см из той же проволоки, закрепляющихся посредством винтов своими концами с одной стороны во втулках дна, с другой — во втулках одного из проволочных колец (другое кольцо, надетое втулками на стержни, должно свободно по ним передвигаться вверх и вниз).

«4) Малого кольца, с внутренним диаметром 10—11 см из той же проволоки. Верхний край дна и свободнодвигающееся по стержням кольцо соединяются шелковым газом, образующим вертикальную цилиндрическую стенку сетки. Кроме того, подвижное кольцо соединяется с малым кольцом плотной материей в виде конической надставки, как в количе-

ственной сетке, растянут, подвешивается к кольцу; когда до дна, газ (кольцо) ложится на сетку.

«Сетка опускается на дно водоема у самого дна сетки.

«Работа производится на расстоянии даже на несколько километров.

Весьма удобна Рылова, снарядили с плотом.

Для сбора применяется сетка с диаметром в 3 мм; ее образующей боковой поверхности боковой проволоки, служащей для прикрепления растений и зарослей улиток, в диаметре 15—20 см. Воду с последующим фильтрованием.

Для лова используется особая конструкция сеток и стержней.

Диаметр входного отверстия
Длина конической надставки
Длина всей сетки
Диаметр стержней

В своей работе
тона на сетку

ственной сетке. К малому кольцу прикрепляются уздечки. Когда газ растянут, подвижное кольцо, к которому прикреплен верхний край газа, упирается снизу в верхнее, неподвижно закрепленное на стержнях кольцо; когда же подвижное кольцо свободно опускается по стержням до дна, газ сжимается складками, и верхнее отверстие сетки (малое кольцо) ложится, таким образом, на внутреннюю поверхность дна сетки.

«Сетка осторожно опускается растянутой (закрытой с боков), ложится на дно водоема, газ сминается, и верхнее отверстие сетки оказывается у самого дна водоема, от которого начинается лов планктона при подъеме сетки.

«Работа показала, что сетка отвечает требованиям и начинает ловить на расстоянии нескольких см от дна (0—10 см). Естественно, такая сетка даже на нескольких метрах глубины дает планктон полнее и в большем количестве, чем обычная сетка» (Липины, 1939).

Весьма удобна при пешеходных экскурсиях на мелкие водоемы сетка Рылова, снабженная стеклянным стаканчиком и забрасываемая с берега или с плота.

Для сбора планктона в прибрежной части водоема, среди зарослей, применяется небольшая коническая сетка, снабженная спереди конической же надставкой из грубой проволоочной сетки с широкими ячейками в 3 мм; ее размеры такие: диаметр входного отверстия 8 см, длина образующей боковой поверхности проволоочного конуса 9 см, длина образующей боковой поверхности сетяного конуса 21 см, ширина латунной полосы, служащей основанием проволоочной надставки, 2.5 см (фиг. 7, 8). Проволоочный конус препятствует попаданию в сетку крупных частей растений и пр. За отсутствием такой сетки для сбора планктона среди зарослей удобно использовать планктонный сачок из шелкового газа, сшитый в виде конуса, прикрепленного к металлическому кольцу диаметром 15—20 см, насаженному на палку, или же применить зачерпывание воды каким-либо вымеренным сосудом (кружкой, кастрюлей), с последующей фильтрацией воды через небольшую сетку из самого плотного мельничного газа.

Для лова планктона на течении (в реке) или на ходу судна рекомендуются особый тип цилиндрических сеток (фиг. 9).

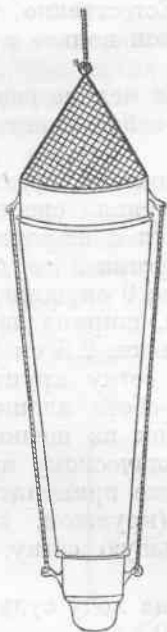
Устройство их видно из рисунка, а размеры четырех моделей таких сеток и стаканчиков даны в табл. 3.

Таблица 3

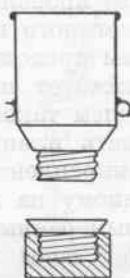
	Большая	Средняя	Малая	По Рылову
Диаметр входного отверстия (в см)	22	15	9.5	8
Длина цилиндрического отдела сетки (в см)	98	96	97	80
Длина конического отдела сетки (в см)	50	42	23	25
Длина всей сетки (в см)	148	138	120	105
Диаметр стаканчика (в см)	6.5	4.5	4.5	3

В свое время на Волжской биологической станции для сбора планктона на стрежне реки в зимних условиях подо льдом с успехом применя-

лась планктонная сетка, описанная Диксоном (1912). Она имеет размеры малой качественной сетки Апштейна, но в целях сохранения растянутости сетки заключена в каркас из 3 медных круглых стержней, идущих от переднего круга к кольцу стакана. Для придания сетке горизонтального положения передний круг имеет два противолежащих кольца, из коих к верхнему прикрепляется спускной трос, а к нижнему — груз до 8 кг. Для захлопывания сетки на желаемой глубине имеется медная крышка с напаянным изнутри грузом, крышка поднимается на шарнире с помощью троса, прикрепленного к кольцу, приделанному в центре крышки снаружи. Для использования



Фиг. 7. Коническая сеть с наставкой из проволоочной сетки.



Фиг. 8. Стаканчик для сети с наставкой из проволоочной сетки.



Фиг. 9. Цилиндрическая сетка.

сетки при количественных исследованиях в переднее кольцо вставляется круглая цинковая диафрагма, уменьшающая входное отверстие сетки до размеров входного отверстия малой количественной сетки Апштейна.

Здесь мы не входим в описание так называемого планктонного трапа или планктоноуловителя, сконструированного и введенного в практику Джеди (Juday, 1916) и улучшенного впоследствии Клярксом (Clarke, 1942). Это слишком громоздкий аппарат и подобно сетке применим только для сбора сетного планктона и притом в относительно спокойных и не очень мелких водоемах, вне зарослей. Он не получил широкого распространения.

Количеством наличием в п ченного кону шому кольцу служащему и шить потерю вместе с обр

Так как, организм т ваемый коэф лученные пр коэфффицие 0.5 м в секу для малой 1 трации изме для новой, циентом вов вся захваты быть предло

«Перед л том кране с часов (секу вываются вс меньшей, че ражнивания 1 м, то сет можно прин ких озерах обойтись бе

Имеется Наиболее которых да

Для пр требляют з рекомендов

Для ра № 8/34 так

Диаметр вх Длина обра конуса (в Длина обра нуса (в см Диаметр боз Диаметр ста

Количественные сетки

Количественные планктонные сетки отличаются от качественных наличием в переднем отделе надставки из плотной материи в виде усеченного конуса, прикрепляемого большим основанием к нижнему большому кольцу, а меньшим — к переднему кольцу меньшего диаметра, служащему входным отверстием сетки. Назначение надставки — уменьшить потерю планктона, происходящую вследствие выбрасывания его вместе с обратными токами, образующимися при тяге сетки.

Так как, несмотря на наличие указанной надставки, все же часть организмов теряется, то для учета этой потери иногда вводится так называемый коэффициент фильтрации, на который необходимо умножить полученные при счетном или объемном методе количества планктона. Этот коэффициент, вычисление которого очень сложно, при тяге со скоростью 0.5 м в секунду для средней сетки Апштейна из газа № 25/77 равен 1.22, для малой 1.39. При этом не следует забывать, что коэффициент фильтрации изменяется по мере употребления сетки, и применим он только для новой, не бывшей в употреблении сетки. Поэтому нередко коэффициентом вовсе не пользуются. Однако, чтобы иметь гарантию в том, что вся захватываемая сеткой вода полностью через нее фильтруется, может быть предложен следующий прием, рекомендованный Рыловым.

«Перед ловом сеть опускается в воду, наполняется водой и при закрытом кране сразу поднимается над поверхностью. По секундной стрелке часов (секундомера) следят за временем, в течение которого профильтровывается вся захваченная сетью вода. Затем производят лов со скоростью меньшей, чем вычисленная по секундной стрелке. Так, если время опораживания сети было определено в 5 сек., а длина сетяного конуса равна 1 м, то сеть вытягивают со скоростью не более 1 м в секунду. Вообще можно принять удвоение вычисленного времени, и только в очень глубоких озерах, для сокращения времени, затрачиваемого на лов, можно обойтись без удвоения».

Имеется несколько моделей количественных планктонных сеток. Наиболее употребительны количественные сетки Апштейна, размеры которых даны в табл. 4.

Для производства фракционных (послойных) сборов планктона употребляют замыкающиеся сетки. Специально для микропланктона можно рекомендовать сетки размера, приведенного в табл. 5.

Для ракообразных можно предложить замыкающуюся сетку из газа № 8/34 такого размера: диаметр входного отверстия 20 см, диаметр боль-

Таблица 4

	Малая модель	Средняя модель
Диаметр входного отверстия (верхнего кольца) (в см)	10.8	20
Длина образующей боковой поверхности надставного конуса (в см)	15	38—40
Длина образующей боковой поверхности сетяного конуса (в см)	40	100
Диаметр большого кольца (в см)	25	40
Диаметр стаканчика (в см)	4	6

Таблица 5

	Для небольших водоемов	Для больших глубоких водоемов
Диаметр входного отверстия (в см)	12	25
Диаметр большого кольца (в см)	17—20	35
Длина образующей боковой поверхности надставного конуса (в см)	40	80
Длина образующей боковой поверхности сетяного конуса (в см)	47—50	100
Диаметр стаканчика	3	6

шого кольца 25 см, длина образующей боковой поверхности надставного конуса 35 см, длина образующей боковой поверхности сетяного конуса 45 см (фиг. 10, 11).

В качестве замыкателя для таких сеток наиболее пригоден замыкатель, изображенный на фиг. 12. Спускной трос (пеньковый или металлический) прикрепляется к замыкателю петлей за верхний его винт. Петля или колечко, где сходятся 3 передние бечевки (оттяжки) сетки, идущие от надставного конуса, надевается на один конец крючка, свободно вращающегося в раме замыкателя, другой конец крючка закрепляется при помощи штифта, находящегося на нижнем конце (площадке) упругой спусковой пружины. К нижнему (большому) кольцу сетки прикрепляется прочная бечевка, свободный конец которой крепко привязывается к нижней дуге рамы замыкателя. Спущенный по тросу посыльный груз (почтальон) ударяет в верхнюю площадку спусковой пружины, верхний конец крючка освобождается, нижний откидывается и освобождает колечко или петлю, надетые на крючок; освобожденный передний отдел сетки перегибается и закрывает входное отверстие сетки, которая повисает на бечевке, прикрепленной к нижней дуге замыкателя (фиг. 11), и в таком виде поднимается вверх.

Производство лова планктона сетями

В зависимости от задач, преследуемых при исследовании планктона, ловы бывают качественные и количественные. Для качественных ловов планктона употребляется качественная сеть. Ловы при этом могут быть вертикальные и горизонтальные.

При вертикальном лове сетка отвесно спускается на тросе на требуемую глубину, отводится немного в сторону и отвесно же поднимается обратно со скоростью для сетки из газа № 25/77 не более 0.25—0.50 м в секунду, из газа №№ 8/34—12/49 не более 1 м в секунду, а для еще более мелких номеров, употребляемых для лова ракообразных, еще быстрее. В случае отсутствия пловучих средств, мостков и прочее, вертикальный лов сетью в небольших водоемах можно произвести с берега, используя для этого так называемый «планктонный плот» Перфильева (1917).

Количественные вертикальные ловы могут быть: сплошные от дна водоема до поверхности, с предварительным промером глубины места и строгим вниманием к тому, чтобы сеть не касалась дна, ступенчатые и сериальные (фракционные), с использованием в последнем случае замы-

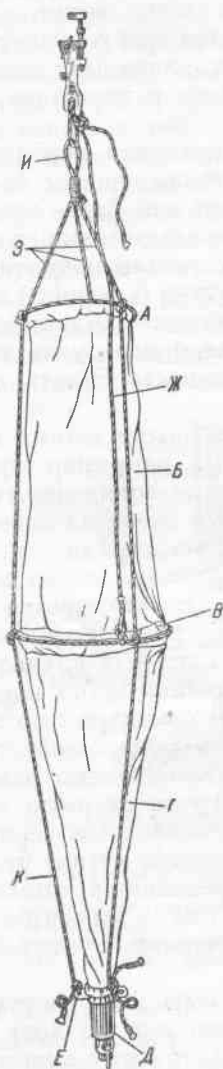


Фиг. 1
ющая:
откр

А — ве
Б — ма
нус; В —
по; Г —
сетка; Д —
Е — ко
канчине
связа
замык
шнур
кольце;
шнур
удержи
К

кающейся сетки. Ступенчатые и сериальные ловы производятся с целью выяснения вертикального (послойного) распределения планктона. Порядок фракционных ловов: сначала глубоинные, потом поверхностные ловы.

При горизонтальном лове сетка на вытравленном тросе спускается с кормы лодки и ведется за ней возможно далее или закидывается с берега и вытягивается с соблюдением надлежащей скорости и строгим вниманием к тому, чтобы сеть не погружалась, а шла горизонтально, облавливая поверхностный слой

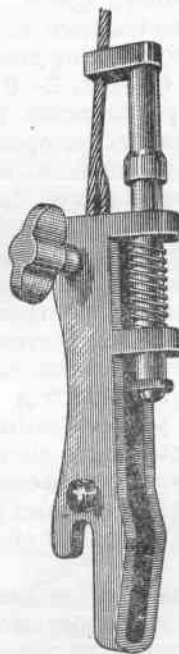


Фиг. 10. Замыкающаяся сетка в открытом виде.

А — верхнее кольцо; Б — матерчатый конус; В — нижнее кольцо; Г — шелковая сетка; Д — стаканчик; Е — кольцо на стаканчике; Ж — шнур, связывающий сетку с замыкателем; З — шнуры на верхнем кольце; И — петля на шнуре; К — шнур, удерживающий стаканчик.



Фиг. 11. Замыкающаяся сетка в закрытом виде.



Фиг. 12. Замыкатель для планктонной сетки.

или слой на некоторой глубине под поверхностью. Продолжительность лова для достаточно полного сбора зависит от степени количественного развития планктона, пропускной способности сетки, количества взвешенного детрита и пр.

При производстве горизонтального лова с берега в левую руку собирается петлями трос,

а правой рукой возможно далее забрасывают сеть, при этом собранный петлями трос спускается с левой руки, затем, не дав сетке опуститься глубоко, выбирают трос, соблюдая требуемую скорость. Надо помнить, что излишняя продолжительность лова вредит полноте сбора, так как сетка засоряется в процессе работы и перестает хорошо фильтровать.

Количественные ловы планктона — преимущественно вертикальные. При этих ловах лучше пользоваться металлическим тросом (2—3 мм) для спуска сетки. При производстве их нужно быть еще более внимательным к тому, чтобы сеть поднималась строго вертикально, с определенной, совершенно равномерной скоростью. Для равномерности поднятия сетки лучше это делать не вручную, а со спускной катушки (вьюшки), выбирая диаметр последней так, чтобы один полный ее оборот соответствовал бы подъему сетки на 0.25—0.5 м, или (что еще лучше) пользуясь для этой цели особым счетчиком. Последний дает возможность судить о длине вытравленного троса.

Количественные ловы производятся количественными сетями и могут быть: сплошные от дна до поверхности, ступенчатые, например через каждый метр (1—0 м, 2—0 м, 3—0. . . 10—0 м и т. д.), позволяющие путем вычитания результатов подсчета организмов из двух смежных ловов определять количество организмов в том или другом слое воды (в данном случае в 1 м высоты), и, наконец, в случае наличия замыкающейся сетки, — ловы фракционные. При производстве последних сеть опускается на требуемую глубину, поднимается с надлежащей скоростью до уровня того горизонта, на котором она должна замкнуться, причем в случае производства лова со значительной глубины при замыкании сетки посыльный груз бросается по тросу с таким расчетом, чтобы он ударил по замыкателю еще на ходу сетки как раз в тот момент, когда сетка подойдет к тому уровню, где она должна замкнуться. Для этого необходимо рассчитать время, потребное для прохождения посыльного груза от места его бросания до уровня замыкания сетки. Если при производстве серийных ловов пользуются счетчиком, то в момент замыкания сетки, что легко узнается по сотрясению троса, немедленно определяется по счетчику число метров, соответствующее замыканию, и эта цифра заносится в журнал. После замыкания сеть может быть поднята с любой скоростью.

Количественные ловы планктона сеткой могут быть и горизонтальные, особенно легко осуществимые на реке по течению или на ходу судна. Для производства этих ловов можно сконструировать сетку с внутренней вертушкой, позволяющей учитывать истинное количество воды, проходящей через сетку. За неимением такой сетки, горизонтальные количественные ловы планктона могут производиться обыкновенной цилиндрической сеткой. При этом для лова ракообразных (исключая их личинки) Неизвестнова-Жакина рекомендует цилиндрическую сетку из газа №№ 9/38—10/43 или (что значительно хуже) из газа №№ 11/46—12/49. Передняя рама (кольцо) делается из толстого луженого железа или латуни с 2 колечками: сверху для прикрепления спускового троса, снизу для подвешивания груза. В фильтрующий цилиндр сетки вшиваются два кольца из латуни, к коническому концу привязывается легкий стаканчик из алюминия или стекла, имеющий вид воронки с трубкой 0.5 см диаметром, на которую надевается трубка с зажимом Мора. При слабом течении или на малом ходу судна стаканчик надо подвязывать к съемному пруту, прикрепленному ко второму кольцу.

Способ ло
«Сетка оп
вследствие че
груз очень т
газ). Затем т
и сетка начи
Для лова бол
чении, за не
дрическую се
Так как фи
быстро в про
сетку воды
вертушкой, в
зывается тахим
вводятся соо



Фиг.

1 — во
бы; 3
конус
ражде
роства
для

В паводо
необходимо
затем быстр
пробы зафик
мендуется, т

Для рабо
циально ско
планктоном
цилиндричес

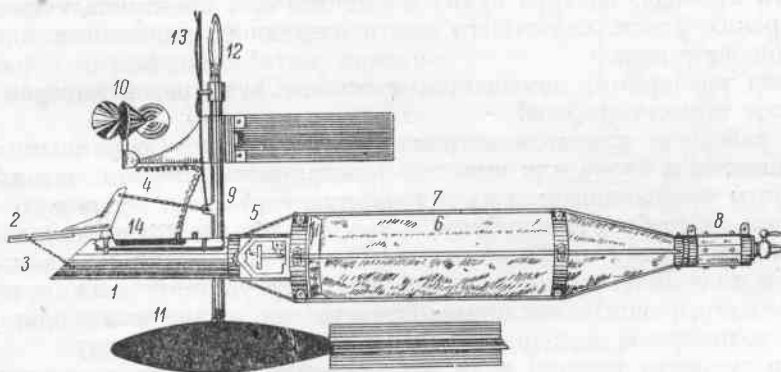
Краткое
Шиклеева и

Планкто
ческую верт
количество

В планкт
1) Водом
положенной

Способ лова на реке таков:

«Сетка опускается за веревку, привязанную ко второму кольцу, вследствие чего передняя рама падает и закрывает отверстие сетки (если груз очень тяжел, надо его поддержать веревкой, чтобы не разорвать газ). Затем трос, прикрепленный к толстой передней раме, натягивается, и сетка начинает работать. Вынимается сетка опять за вторую веревку. Для лова более мелких организмов, главным образом коловраток на течении, за неимением лучшего метода, можно использовать даже цилиндрическую сетку, но спитую из газа №№ 25/77 и 20/68 или даже 19/67. Так как фильтрующая способность сетки из плотного газа меняется быстро в процессе работы, то для правильного расчета прошедшей через сетку воды здесь необходимо пользоваться лишь сеткой с внутренней вертушкой, в крайнем случае для измерения скорости фильтрации используется тахиметр, вставленный в сетку, в показания которого впоследствии вводятся соответствующие поправки» (Неизвестнова-Жакина).



Фиг. 13. Планктонометр Жидкова и Кузнецовой. (Из Шиклеева и Жидкова, 1954).

1 — водомерная труба с вертушкой; 2 — клапан входного отверстия трубы; 3 — пружина; 4 — тросик для открывания и закрывания клапана; 5 — конус-отрагатель струй потока; 6 — планктонная сетка; 7 — каркас и ограждение сетки; 8 — пробный станчик; 9 — монтажная штанга; 10 — скоростная (гидрометрическая) вертушка; 11 — обтекаемый груз; 12 — трос для подвеса планктонометра; 13 — провода к счетным механизмам вертушек; 14 — термометр.

В паводок при большом количестве взвешенного и влекомого детрита необходимо отстоять крупные фракции взвеси в течение одной минуты, затем быстро слить верхнюю часть пробы в другую банку и обе части пробы зафиксировать. Больше одной минуты отстаивать пробу не рекомендуется, так как тогда осядет и много организмов.

Для работы по биостокку в реках с успехом можно использовать специально сконструированный для этих целей Кузнецовой и Жидковым планктонометр, представляющий собою усовершенствованную модель цилиндрической сетки с вертушкой (фиг. 13).

Краткое описание планктонометра и работы с ним дается по работе Шиклеева и Жидкова (1954).

Планктонометр совмещает в себе планктонную сетку и гидрометрическую вертушку, регистрирующую скорость, по которой определяется количество воды, процеженной через сетку.

В планктонометре различают следующие части:

1) Водомерная труба из латуни, 8 см в диаметре, с вертушкой, расположенной внутри, и входным клапаном, открываемым с помощью

тросика, пропущенного через ролик монтажной штанги и идущего далее к наблюдателю, и закрывающимся двумя спиральными пружинами;

2) конус из латуни, 14 см в диаметре, навинченный на водомерную трубку, а другим концом соединенный с планктонной сеткой, находящейся внутри каркаса, состоящего из 5 латунных прутьев и 3 стальных колец, к которым сетка пришивается через просверленные в кольцах отверстия; к третьему, меньшему, кольцу прикрепляется съемный стаканчик из латуни, стенки которого обтянуты шелковым газом;

3) наружная гидрометрическая вертушка для регистрации скорости течения, прикрепленная к стальной монтажной штанге 30—35 см длиной, пропущенной через водомерную трубку с таким расчетом, чтобы она проходила через центр тяжести снаряда; к нижнему концу штанги прикрепляется рыбовидный груз;

4) трос или штанга для подвешивания планктонометра;

5) комплект электропередающей сигнализации, состоящей из двухжильного провода, батареи сухих элементов для электрического звонка и из переключателя, служащего для поочередного включения то одной, то другой вертушки.

Снаряд разборный, помещается в особом футляре, в котором и доставляется к месту работы.

При работе с планктонометром поступают так. Собранный снаряд прикрепляется к тросу или штанге. Электрический переключатель в начале работы устанавливается на водомерную вертушку, после чего снаряд опускается на требуемую глубину, и входной клапан открывается. После того как через сетку профильтровалось потребное количество воды, рассчитанное по количеству оборотов (звонков) вертушки, клапан опускается. Моменты открывания и захлопывания клапана, равно как и количество звонков водомерной вертушки, фиксируются по секундомеру.

Замер скорости течения воды в потоке производится после переключения электросигнализации на внешнюю гидрометрическую вертушку, работа которой сводится к фиксации по секундомеру частоты звонков.

Зная скорость течения в исследуемой точке потока, площадь живого сечения потока и среднее количество организмов в единице объема, легко можно подсчитать валовое количество планктона, проходящего через живое сечение потока, т. е. «расход» планктона.

Планктонометр может быть использован также для сбора планктона в стоячих водоемах, но с движущейся лодки.

Здесь нет необходимости останавливаться на описании сконструированного в 1940 г. Клярком и Бумпусом (Clarke а. Bumpus, 1940) планктонособиравателя, который имеет своим назначением устранить серьезные недостатки, присущие обычной замыкающейся сетке, и отличается от последней главным образом тем, что он снабжен вертушкой, позволяющей определять количество воды, процеженной через сетку; он может быть с успехом заменен планктонометром Жидкова и Кузнецовой, описанным выше.

Сконструированный недавно в Торонто (Канада) Лангфордом (Langford, 1953) планктонособираватель, названный им «Toronto plankton sampler», представляет собою довольно сложной конструкции аппарат, состоящий из поплавка, насоса, водомера, источника энергии для работы насоса и соленоида клапана, закрывающего отверстие планктонного стаканчика с шелковым газом, через который фильтруется насасываемая во время погружения аппарата вода. Аппарат позволяет собирать сетной планктон в различных слоях вертикального столба воды от поверхности до дна

без изменения
замерить коли

Что касает
личественных
меняемых ин
логических ис
ных озер (Бай
у нас не пол
странения, хо
щее значени
ных и горизон
ктона в боль
Телецкое, Се

Здесь мы
о том, что в
были получе
таты примен
зонгальной п
ной Вереш
(1933).

«Основной
рекугольная
ковые стор
круглых ко
«По коло
вигаются де
и ВГ, обра
сетки.

«Плавное
колонкам и
заеданий и
извлечении
формой в
15, II).

«Сетяной
пластинам
металличес
которым он
не ВГ эт
привинчива
сверху, при
ней массив
качестве ко
вая тем с
Другие дв
прикрепля
одно пере
рамы.

«Соотве
форме вхо
шок к ней

«Навер
тельных о

без изменения фильтрационной способности и дает возможность точно замерить количество профильтрованной при каждом лове воды (фиг. 14).

Что касается горизонтальных количественных планктонных сетей, применяемых иногда в практике гидробиологических исследований морей и крупных озер (Байкал), то они, к сожалению, у нас не получили широкого распространения, хотя и могли бы иметь большое значение при изучении вертикальных и горизонтальных миграций планктона в больших озерах, как Байкал, Телецкое, Севан, Иссык-Куль и др.

Здесь мы ограничимся упоминанием о том, что в свое время на Байкале были получены вполне хорошие результаты применения новой модели горизонтальной планктонной сетки, описанной Верещагиным и Захваткиным (1933).

«Основой этой сетки служит четырехугольная металлическая рама, боковые стороны которой сделаны из круглых колоннок (фиг. 15).

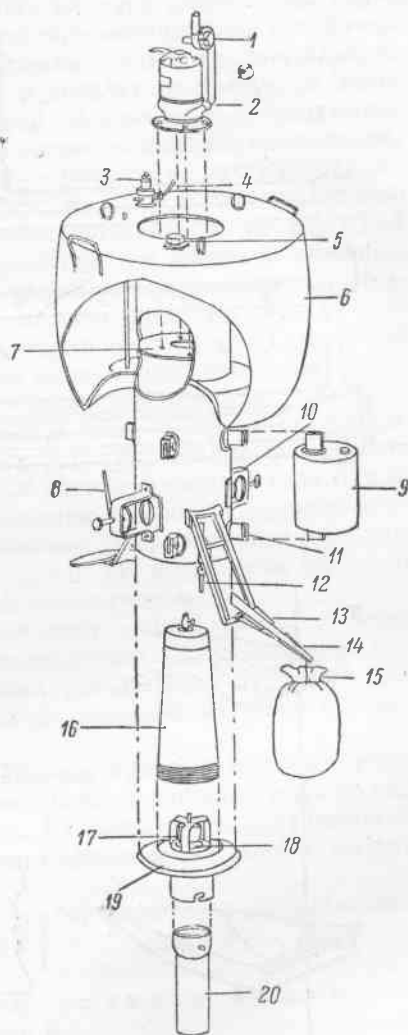
«По колонкам вверх и вниз передвигаются две массивные пластины *АВ* и *ВГ*, образующие входное отверстие сетки.

«Плавное скольжение пластины по колонкам и исключение возможности заеданий и остановок пластины при извлечении достигаются специальной формой водящих отверстий (фиг. 15, II).

«Сетяной мешок прикрепляется к пластинам помощью вспомогательных металлических полос с отверстиями, к которым он и пришивается. К пластине *ВГ* эта вспомогательная полоса привинчивается снизу, к *АВ* же — сверху, причем она делается шире верхней массивной пластины и находит в качестве козырька на нижнюю, закрывая тем самым сетку очень плотно. Другие две стороны сетяного мешка прикрепляются к двум кольцам, свободно передвигающимся по колонкам рамы.

«Соответственно четырехугольной форме входного отверстия сетки, мешок к ней кроится по форме развернутой пирамиды (фиг. 15, IV).

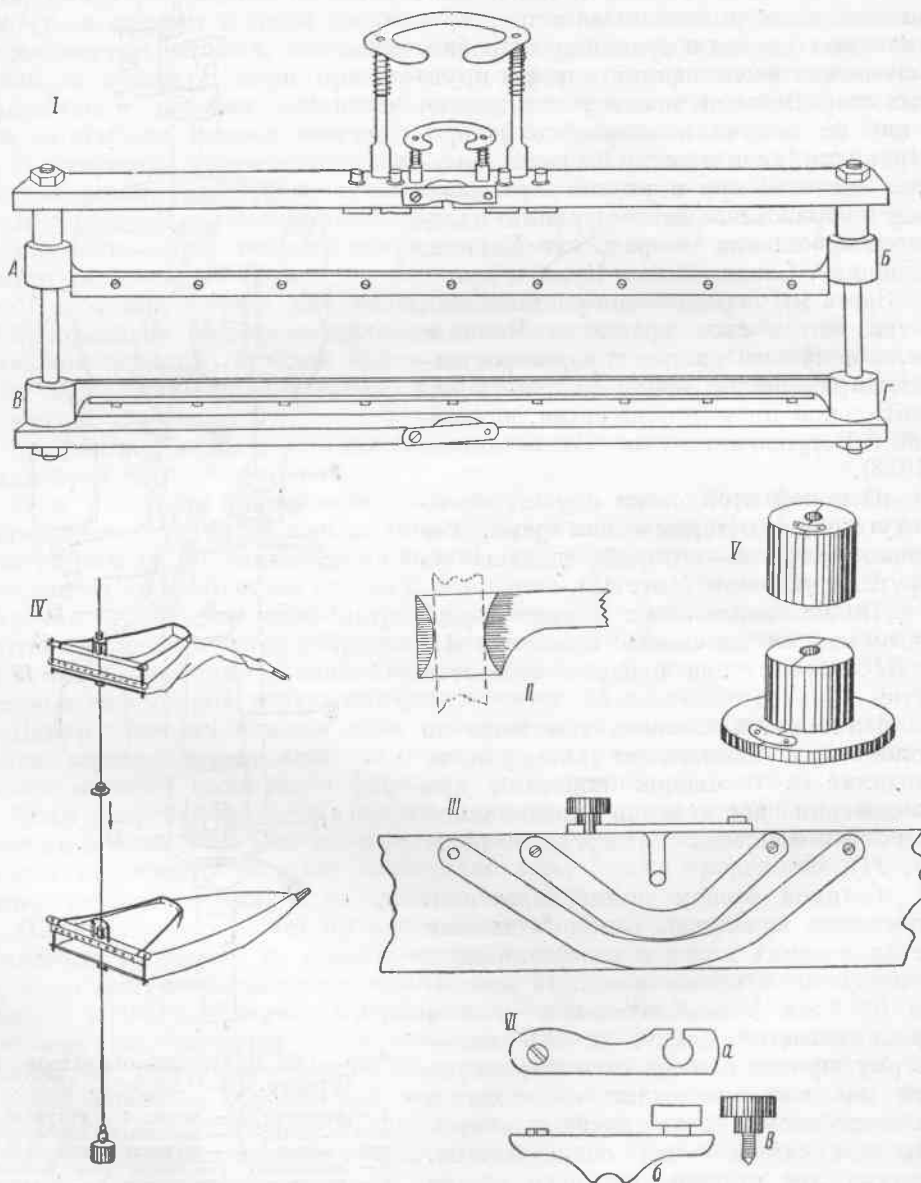
«Наверху рамы помещается замок, но разной величины замков.



Фиг. 14. Планктонособиратель из Торонто. (Из Langford, 1953).

1 — водомер; 2 — насос; 3 — редукционный клапан; 4 — нагнетательная трубка для насоса; 5 — нагнетательный кран; 6 — поплавок; 7 — опора для мотора; 8 — выпускное отверстие; 9 — батареи; 10 — отверстие; 11 — держатель и контакт для батарей; 12 — скоба для нижней крышки; 13 — выключатель; 14 — рычаг, выключаящий груз; 15 — груз; 16 — планктонный стакан; 17 — соле-ноид; 18 — клапан; 19 — нижняя крышка; 20 — собирательная трубка.

«Принцип замка понятен из фиг. 15, I; вид замков снизу изображен на фиг. 15, III. Два отдельных замка сделаны потому, что открытие



Фиг. 15. Горизонтальная планктонная сеть Верещагина и Захваткина.
(Из Верещагина и Захваткина, 1933).

I — рама: AB и BG — подвижные металлические пластины; II — форма водных отверстий; III — замок (вид снизу); IV — общий вид сети; V — почтальоны; VI — затворы верхней и нижней частей рамы: а — вид сбоку, б — вид сверху, в — винт.

и закрытие сетки происходит одновременно. Как видно из фиг. 15, I, один замок находится внутри другого. Соответственно величине верхних ударных дуг этих замков изготавливаются и почтальоны различных разме-

ров (фиг. 15, V).
внутреннему —
ее на нужную
ренному замку
и открывает

«Для пере-
передача почт-
ванием на вт-
а именно: на
на длинной
на собачку и
веревке. В э-
верхней сетки
нием же вер-

«К тросу
и нижней час-
шенно свобод-
новки сетей
щается бара-

«В целях
употребляют
каркаса кре-
сетки дейст-
тихом, что

«Так как
во избежани-
ционной сп-
кими. Чтобы
троса подве-

Сетка из-
стием сети,
Аппштейна
верстием 10
№ 25/77, в

Заслуж-
описанная

П е

При пе-
вынутую и
фильтрует-
ное отвер-
раз филь-
поверхнос-
рокогорлу-
из промыш-

После
ного погр-
няется в
ном случа-
(см. консе-

ров (фиг. 15, V). К наружному замку подвешивается верхняя пластина, к внутреннему — нижняя. В таком положении сетка закрыта. По опускании ее на нужную глубину почтальоном меньшего размера ударяют по внутреннему замку, вследствие чего нижняя пластина соскакивает с собачки и открывает сетку. Закрывается сетка ударом большого почтальона.

«Для перехода от работ с одной сеткой к остальным требуется лишь передача почтальонов от одной сетки к другой. Достигается это подвешиванием на вторую собачку каждого замка соответственного почтальона, а именно: на собачку внутреннего замка — меньшего почтальона, но на длинной веревке так, чтобы он висел ниже большого почтальона, на собачку же наружного замка — большого почтальона на короткой веревке. В этом случае одновременно с открыванием нижней пластины верхней сетки будет открываться и маленький почтальон, с открыванием же верхней пластины — большой почтальон (фиг. 15, V).

«К тросу сетка крепится помощью затворов (фиг. 15, VI) верхней и нижней части рамы. Затворы эти сделаны, однако, так, что сетка совершенно свободно вращается вокруг троса (условие обязательное для установки сетей по ходу судна); скольжение сетки вниз по тросу предотвращается барашком, привинчиваемым к тросу непосредственно под сеткой.

«В целях более быстрой установки сетки по направлению хода судна, употребляются два средства: 1) сетяной мешок помощью проволоочного каркаса крепится к раме сети в горизонтальном направлении и при тяге сетки действует, как руль, 2) сетка опускается на ходу, хотя бы самом тихом, что мешает ей повернуться вперед стаканчиком.

«Так как и открытие сетки приходится производить на тихом ходу, во избежание провисания стаканчика и уменьшения тем самым фильтрационной способности сетки, то стаканчики рекомендуется дежать легкими. Чтобы уменьшить всплывание сеток на ходу, необходимо к концу троса подвешивать груз 10—12 кг».

Сетка изготовлялась в двух моделях. Первая модель с входным отверстием сети, равным входному отверстию средней количественной сети Апштейна (4×38 см). Длина сетки 105 см. Вторая модель с входным отверстием 10×60 см. Длина сетки 120 см. Первая сетка шьется из газа № 25/77, вторая — из газа № 8/34.

Заслуживает внимания также сетка с вертушкой и замыкателем, описанная Слэком (Slaek. Hydrobiologia, 1955).

Перенесение сетяного улова в банку для хранения

При перенесении улова в банку для обработки и хранения, сетку, вынутую из воды, поднимают вертикально. После того как вся вода профильтруется, сетку 2—3 раза опускают в воду, следя за тем, чтобы входное отверстие сетки не погружалось, а оставалось над водой, и каждый раз фильтруют воду. Таким путем организмы, застрявшие на внутренней поверхности сетки, смываются в стаканчик, сливаются через кран в широкогорлую банку, стаканчик при открытом кране споласкивается водой из промывалки, и эта вода тоже присоединяется к улову.

После каждого улова сетка тщательно промывается путем 2—3-кратного погружения ее в воду с открытым входным отверстием. Улов сохраняется в живом виде, если обработка его последует вскоре же, в противном случае его необходимо законсервировать тем или иным фиксатором (см. консервирование и этикетирование проб планктона).

Достоинства и недостатки сетного метода лова планктона и способы устранения последних

К большим достоинствам сетного метода относится его простота и возможность облавливания неограниченного объема воды. Эти достоинства и объясняют широкое использование до сих пор планктонных сетей в практике исследования планктона. Однако сетной метод страдает рядом существенных недостатков. Недостатки и приемы их устранения следующие:

1) Материал, доставляемый сетным методом, ограничен двумя категориями организмов — мезо- и микропланктоном. Наннопланктон (многие представители фитопланктона и Protozoa) сеть не улавливает полностью. Более или менее удовлетворительные результаты сетной метод дает для ракообразных и коловраток, причем для более крупных и активных форм важно применять сетки из более низких номеров газа.

2) Многие организмы легко застревают на внутренней поверхности шелкового газа и теряются при уловах.

3) Благодаря засариванию газа сестоном (все, что находится в воде во взвешенном состоянии), фильтрационная способность сетей быстро и сильно понижается.

4) Часть планктона, даже при строгом соблюдении всех правил лова, выбрасывается с обратными токами.

Ввиду указанных недостатков ловы сетями из густых номеров шелкового газа (№№ 17/64—25/77) дают сильно преуменьшенные количества. Ими можно пользоваться разве только при изучении вертикального распределения коловраток и фитопланктона, если при этом применять метод фракционных ловов при условии, что лов каждой фракции не будет превышать 1 м для сетки из газа № 25/77 и 2 м для сетки из газа № 17/64 (Сабанеев, 1938). Однако при количественных сборах указанных категорий организмов лучше сеть из мелкочейстого газа свести на роль подсобного орудия при насосном методе (см. ниже) или для тех же количественных сборов использовать планктоночерпатель.

5) Порча газа при более или менее продолжительном употреблении и необходимость его починки.

6) Сетные ловы, особенно вертикальные, не доступны в очень мелких водоемах глубиной 0.5—1 м (лужи, пруды), так как сетка начинает ловить не от самого дна, а на значительном расстоянии от него, равном длине сетки плюс расстояние между дном и стаканчиком, а также среди прибрежных зарослей; в такого рода водоемах осуществимы лишь горизонтальные ловы и то лишь при условии использования планктонного сачка или маленькой сетки с диаметром входного отверстия около 8 см, которую можно укрепить на длинной палке и пользоваться ею как сачком. Для вертикальных же ловов в такого рода мелких водоемах пригодна сетка Липиных, описанная выше.

Уход за планктонными сетками

Планктонные сетки требуют бережного с ними обращения. Каждая сетка должна иметь свой футляр или чехол. При укладке надо отдельно завертывать металлические части во избежание порчи шелкового газа. После работы сетка тщательно промывается со снятым стаканчиком, затем развешивается на вешалке закрытая от пыли. До следующего употребления сетка тоже хранится в развешенном виде, однако только не

на солнце. Небольшая пленка, предва-
кунды в ацетон
дывается на п
смачиваются а
сетке не реком
ной для колич

Л о в

Отмеченные
при производ
до некоторой
планктоночерп
держатся в
стенки планкт
руется в ниж
вается в банк



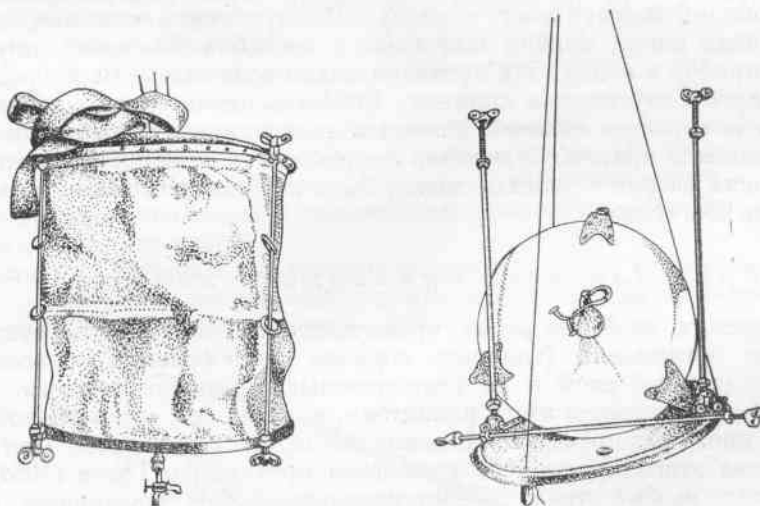
Для экску
Вовка (Вовк,
ценную модел
устроен, порт
лов планктон
уловистости

«Прибор с
цилиндра из
зает столб во
миния (или д
той 7 мм. Кр
выгнуто в ви
где имеется о
с зажимом. Д

на солнце. Небольшие дырочки на сетке заклеиваются кусочками киноплёнки, предварительно очищенной от эмульсии и выдержанной 1—2 секунды в ацетоне. Быстро вынутый из ацетона кусочек киноплёнки накладывается на прорыв, края которого перед этим очищаются от грязи и смачиваются ацетоном. Допускать большие починки на количественной сетке не рекомендуется. После ряда ловов старая сетка становится негодной для количественных ловов, и ее следует заменять новой сеткой.

Лов планктона планктоночерпачком

Отмеченные выше недостатки сетного метода должны быть учитываемы при производстве количественных сборов планктона. Устранить их до некоторой степени можно, использовав вместо сетки так называемый планктоночерпачек, вырезающий определенный объем воды вместе с содержащимся в нем планктоном, который после фильтрации воды через стенки планктоночерпачка, сделанные из шелкового газа, концентрируется в нижней оттянутой части планктоночерпачка, откуда и выливается в банку.



Фиг. 16. Планктоночерпачек Вовка. (Из Вовка, 1948).

Для экскурсионных целей можно рекомендовать планктоночерпачек Вовка (Вовк, 1948), представляющий собою (фиг. 16) облегченную и упрощенную модель морского планктонособиравателя Богорова. Прибор просто устроен, портативен, объемом на 10 л, весом 0.9 кг, позволяет производить лов планктона в любом слое воды. Уловистость его в 2—5 раз больше уловистости планктонной сетки.

«Прибор состоит из металлического остова и заключенного в него цилиндра из мельничного газа, который, поднимаясь снизу вверх, вырезает столб воды. Крышка и дно имеют диаметр 25 см и делаются из алюминия (или латуни). Края их отогнуты внутрь и образуют бортики высотой 7 мм. Крышка слегка выпукла, что придает ей упругость, дно также выгнуто в виде пологой воронки для лучшего стока воды к центру дна, где имеется отверстие с трубкой, на которую надевается резиновая трубка с зажимом. Дно и крышка соединены между собой тремя металлическими

стержнями (длиной 28 см, диаметром 6 мм), вдетыми во втулки, которые прикреплены к крышке и дну, и закрепляющимися барабанами.

«Сетяной цилиндр из мельничного газа одной стороной надевается на бортик дна и зажимается обручем со стягивающим винтом. Верхний край цилиндра нашивается на металлическое кольцо диаметром 23.5 см. Снаружи цилиндра к кольцу пришиваются медные колечки, свободно передвигающиеся по стержням и ограничивающие движение цилиндра. Такие же колечки нашиваются на стенку цилиндра (по 1—2) и надеваются на каждый стержень.

«Для закрывания прибора служит тонкий шнур, прикрепленный к верху цилиндра (кольцу) тремя тонкими растяжками и затем выведенный наружу через отверстие в центре крышки. У крышки имеется ушко, за которое крепится шнур для спуска прибора.

«Объем планктоночерпателя определяется произведением площади входного отверстия цилиндра на его высоту, т. е. на расстояние между дном и крышкой. Эта высота регулируется запасом винтовой нарезки стержней. В данном случае, при диаметре цилиндра 23.5 см высота его будет 23.1 см.

«Для работы прибор опускают на спусковом шнуре в раскрытом виде, замыкающему шнур дают слабинку. На требуемой глубине, натянув замыкающий шнур, прибор закрывают и, ослабив спусковой шнур, поднимают прибор в лодку, дав предварительно воде стечь. Через резиновую трубку пробу спускают в склянку. Работать значительно удобнее, если выпускную трубку с зажимом заменить планктонным стаканчиком с сетяным окошком и краном. Стаканчик лучше делать отъемным» (Вовк, 1948). На больших озерах с успехом может быть использован также планктоночерпатель Богорова.

Трал для лова придонного планктона

В водоемах, особенно реках, кроме планктона толщи воды, существует комплекс организмов (главным образом ракообразных), населяющих самый придонный слой и не улавливаемых обычными сетками. Состав, численность и биомасса этого планктона, или, вернее, микронектобентоса, часто во много раз превышает таковые планктона толщи воды. Для обеспечения лова этого придонного комплекса организмов Грезе (1951) сконструировал особый трал, представляющий собою соединение количественной драги с распорной доской. Устройство прибора схематически изображено на фиг. 17, а описание его, по Грезе, излагается так:

«На широких салазках (1) укрепляется рама отверстия сети (2) с таким расчетом, чтобы оно находилось на высоте 6 см над грунтом (над плоскостью полозьев). Сеть имеет две створки (3), которые в открытом положении образуют, вместе с двумя ограничительными пластинами (4), четырехугольное отверстие сети, ведущее в мешок из шелкового газа (5), снабженный планктонным стаканом (6). Колеса с шипами (7) наглухо соединяются с осью (8) и вращают ее во время хода сети. Ось имеет винтовую нарезку, по которой, при вращении ее, ходит задвижка (9), задерживающая отходящие от обеих створок сети рычаги (10). По мере хода сети и вращения оси задвижка, постепенно сдвигаясь (на рисунке — влево), освобождает рычаги, удерживающие створки в открытом положении, и под действием пружины (11) они захлопываются.

«Сдвигая перед началом работы задвижку (9) вправо, больше или меньше, можно установить требуемую длину рабочего хода сети в соот-

ветствии с задвижкой (15), органические токи, подхватывающие (16), крепя (18), перед (19), этому при (20), при (21), пускает к (22), «Основ (23), ширина (24), высота их (25).

«В пе (26), укреплен (27), Двигаясь (28), она создае (29), ки воды, п (30), животных, (31), близок к (32), проходяща (33), (15), органи (34), вые токи, (35), подхватывае (36).

«Опуск (37), (16), крепя (38), этой же пе (39), водок (18), перед оп (40), ляется за (41), этому при (42), зонтально (43), при осла (44), (20), при (45), снабженн (46), пускает к (47), обычная (48).

«Основ (49), ширина (50), высота их (51).

«Мате (52), и прочно (53), защищен (54), салазок (55).

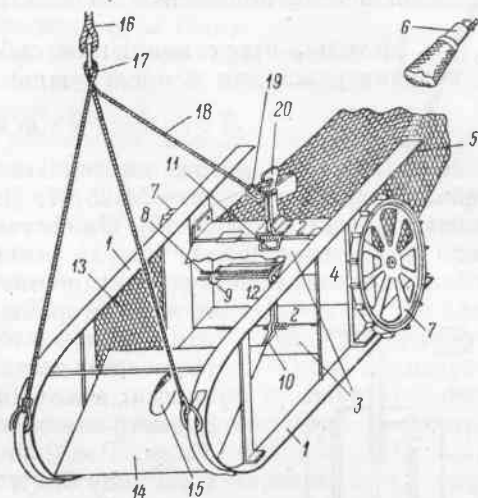
Для с (56), ный трал (57), ного тра (58), прикрепл (59), в свою о (60).

ветствии со шкалой, нанесенной на стержне (12), по которому скользит задвижка (9). Зная путь, пройденный сетью с открытым отверстием и его ширину, мы получаем возможность определить площадь облова сети, а следовательно, и количество придонного планктона и нектобентоса.

«В передней части салазок укреплена распорная доска (14). Двигаясь перед отверстием сети, она создает за собой вихревые токи воды, приподнимающие со дна животных, удельный вес которых близок к единице. Струя воды, проходящая в отверстие доски (15), организует эти вихревые токи, направляя их, вместе с подхваченными животными, в сеть.

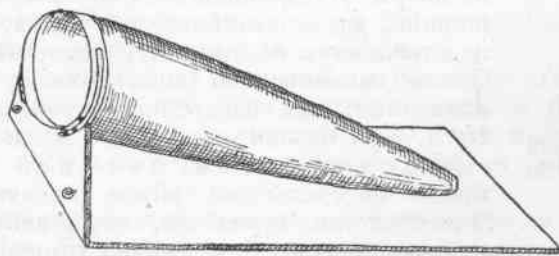
«Опускается прибор на тросе (16), крепящемся к петле (17). К этой же петле прикрепляется поводок (18) с кольцом (19), которое перед опусканием трала зацепляется за крючок (20). Благодаря этому прибор опускается в горизонтальном положении. На дне при ослаблении троса, крючок (20), прикрепленный подвижно и снабженный противовесом, отпускает кольцо поводка, и в дальнейшем прибор тянется по дну, как обычная дрга или трал.

«Основные размеры в мм: ширина отверстия — 250, его высота — 180, ширина распорной доски — 250, длина — 305, длина салазок — 760, высота их — 300, диаметр колес — 290.



Фиг. 17. Трал Грезе для лова придонного планктона. (Из Грезе, 1951).

Объяснение в тексте.



Фиг. 18. Планктонный трал.

«Материал — дюралюминий, обеспечивающий необходимую легкость и прочность конструкции. Мешок — из мельничного газа № 49, снизу защищен парусиновым фартуком. Парусиной же затянуты боковые стенки салазок трала (13)».

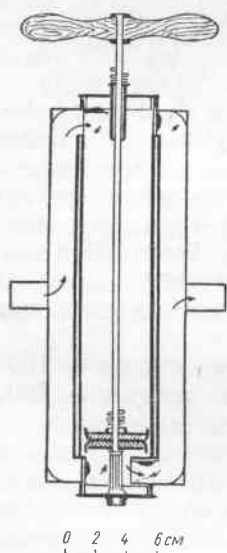
Для сбора придонного планктона может быть рекомендован планктонный трал и более простого устройства, чем трал Грезе. Это тип салазочного трала. Устройство его видно из фиг. 18. Сетка из шелкового газа прикрепляется входным отверстием к металлическому обручу, который, в свою очередь, закрепляется в металлической раме. Толстый трос, при-

крепленный к раме, позволяет тянуть трал по дну. Защитой сетке от повреждений служит горизонтально расположенный металлический лист. При использовании планктонного трала в текучем водоеме он закрепляется неподвижно на дне отверстием, обращенным навстречу течению, и остается в этом положении на весь период лова.

Методы, представляющие собою комбинацию раздельного водозачерпывания и последующего отделения планктона от воды

Лов планктона насосом

При насосном методе накачиваемая насосом вода фильтруется через небольшую сетку из газа № 25/77. Для этой цели удобен насос двойного действия Долгова (фиг. 19). Он состоит из латунного цилиндра, снабженного глухим поршнем. Сверху и снизу цилиндра имеются отверстия с 4 клапанами, действующими соответственно работе поршня. Отверстия



Фиг. 19. Планктонный насос Долгова. (По Долгову, 1927).

каждой стороны параллельно соединены друг с другом трубкой с отводящим концом. Конструкция этого насоса достаточно ясна из рисунка. Размеры насоса: высота цилиндра 32 см, диаметр его 6 см, диаметр отводящих трубок 2.3 см, длина стремени 32 см. Вес 2 кг. Весь насос разборный. Насос дает в секунду 0.5 л воды при нормальной скорости качания. Перед работой насоса всасывающий конец отводящей трубки снабжается небольшой воронкой, раструб которой полезно затянуть широкоячеистой сеткой для того, чтобы насос не засорялся обрывками растений и пр. В месте сочленения воронки с трубкой привязывается размеченный на 0.5 м трос, при помощи которого конец трубки с воронкой опускается на требуемую глубину. Объем накачиваемой воды точно измеряется ведром, градуированным на литры. Накаченная вода через кран достаточной ширины, вделанный близ дна ведра, выпускается в подставленную планктонную сетку из газа № 25/77. Объем накачиваемой воды зависит от продукции планктона: при богатом планктоне достаточно 10—15 л, при бедном — не менее 50 л.

Достоинства метода: 1) большой и точно определенный объем накачиваемой воды; 2) соответствие горизонта, откуда накачивается вода, с горизонтом, откуда берется вода для физико-химического анализа.

Недостатки метода: 1) необходимость фильтрации накачиваемой воды через сетку ограничивает применимость насоса лишь для сбора мезо- и микропланктона; 2) глубина, до которой насос может работать, не свыше 50 м; 3) более крупные и активные рачки при слабо действующем насосе могут уплывать от всасывающей струи и не попадать во всасывательную трубку насоса; 4) насасывающая трубка может засоряться и потому ее следует тщательно промывать.

Лов планктона зачерпыванием воды

Для сбора мельчайших представителей планктона (наннопланктона), не улавливаемых сеткой, а также микропланктона, применяются другие методы.

Наибол
ственного
ный филь
нием (отст
нии больш
зачерпнут
Зачерп
(фиг. 20),
(литровой
Сущест

нера, Жу
для иссле
(фиг. 21),
лучше сте
донных сл
тия больш
гается оп
«Батом
19.8 см, п
лены к ст
они распо
При удар
живающих
нии, и кр
жения, к
крышки

«Для
Диаметр
вытекают
ния скоро
предохра
деланы Т

Ввиду
спускать

Бутыл
концов. П
вается ил
мого по
приспособ

Укаже
Паталаса
металличе
давлением
ющимися
глубине.

Ниже
зачерпыв

Основ
ниевая тр
из того ж
метра (4)
муфте, кр
некоторук

Наиболее подходящим для этой цели может служить метод непосредственного зачерпывания воды с последующей фильтрацией через мембранный фильтр или в комбинации с химическим или механическим осаждением (отстаиванием или центрифугированием) планктона. При зачерпывании больших количеств воды (5—10 л) специально для учета зоопланктона, зачерпнутая вода может быть процежена через сетку.

Зачерпывание воды производится батометром или особой бутылкой (фиг. 20), а с поверхности водоема каким-нибудь вымеренным сосудом (литровой кружкой, кастрюлей, ведром).

Существует большое количество различных моделей батометров (Рутнера, Жуковского, Рожко-Рожкевича, Молчанова и др.). Весьма удобен для исследования воды на содержание планктона батометр Рутнера (фиг. 21), имеющий вид открытого с обоих концов металлического или лучше стеклянного цилиндра объемом 1—1.5 л. Для исследования придонных слоев воды заслуживает внимания батометр Молчанова, а для взятия большого (10 л) объема воды, дабы учесть и ракообразных, предлагается описание батометра Рожко-Рожкевича (1940).

«Батометр состоит из стеклянного цилиндра высотой 33 см, диаметром 19.8 см, при толщине стенок 5 мм. Верхняя и нижняя крышки прикреплены к стальным стержням так, что в открытом положении батометра они располагаются параллельно продольной оси цилиндра (фиг. 22). При ударе «всадника» приподнимается стержень, запирающий и удерживающий стальные стержни с крышками в горизонтальном положении, и крышки батометра описывают дугу в 90°. После этого движения, вследствие удара спускового стерженька о рамку прибора, крышки под действием пружины герметически закрывают цилиндр.

«Для выливания воды в нижней и верхней крышках имеются краны. Диаметр нижнего крана рассчитан так, что 10 л воды, взятых батометром, вытекают за 30 сек. при открытом кране верхней крышки. Для замедления скорости вытекания воды верхний кран оставляется закрытым. Для предохранения прибора от ударов о камни или дно водоема к нему приделаны Т-образные съемные ножки».

Ввиду значительной тяжести прибора (10 кг + 10 кг воды), лучше спускать и поднимать его с помощью лебедки.

Бутыль опускается в воду закрытой, а батометр открытым с обоих концов. На нужной глубине бутыль открывается, а батометр закрывается или сильным рывком за спусковой трос, или с помощью пускаемого по тросу посыльного груза, который ударяет по замыкающему приспособлению.

Укажем здесь еще на так называемый автоматический водочерпатель Паталаса (Patalas, 1954) на 5 л, представляющий собою четырехгранную металлическую жестянку 10×10×50 см с крышками, открывающимися давлением воды снизу при опускании прибора в водоем, а закрывающимися силой тяжести, когда прибор задерживается на требуемой глубине.

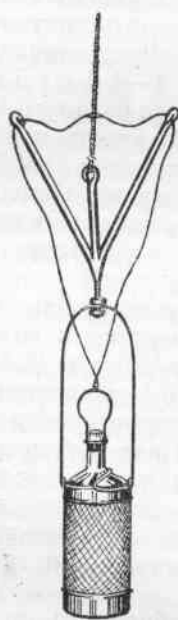
Ниже дается описание метрового батометра системы Францева, вырезающего столб воды высотой около 1 м и емкостью 2.5—3 л.

Основой батометра (фиг. 23) служит тонкостенная метровая дюралиниевая трубка диаметром 58 мм (1). На ее концы навинчены выточенные из того же металла муфты высотой 8 мм (2 и 3). Нижняя крышка батометра (4) пришлифована, подобно крышке батометра Рутнера, к нижней муфте, кроме того она скреплена с муфтой бронзовой петлей (5), имеющей некоторую слабину, чтобы не нарушать пришлифовки. Для выпуска

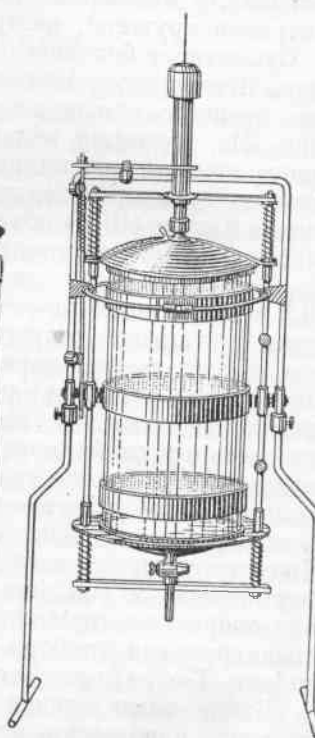
воды через нижнюю крышку проходит металлическая трубка, на которую надета каучуковая с зажимом. К крышке, кроме того, приклепана изогнутая под прямым углом пластинка с петлей на свободном конце (6). В петле укреплен трос, пропущенный через тонкую трубку, приклепанную к телу батометра. Трос на уровне верхней муфты впаян в спускной крючок (7), вкладывающийся после напряжения в прорез наклейки на верхней муфте. В центре нижней крышки ввинчено кольцо, за которое



Фиг. 20. Бутылки для зачерпывания воды.



Фиг. 21. Батометр Рутнера.



Фиг. 22. Батометр Рожко-Рожкевича в закрытом виде. (Из Рожко-Рожкевича, 1940).

крепится петля 4-миллиметрового оцинкованного гибкого троса (8), свободно проходящего через отверстие болтика (9), укрепленного поперек верхней части батометра. По тросу ходит дюралюминиевый чечевицеобразный груз с укрепленным на его верхнем конце спускателем Рутнера. В спускателе имеются 2 болта: нижний скрытый (10), к которому крепится трос батометра длиной 125 см, и верхний обычный для батометра Рутнера (11), на который надевают трос от лебедки. При ударе посыльного груза срабатывается спускной механизм Рутнера, падает чечевицеобразный груз, сбивает крючок (7) и закрывает верхнюю часть батометра. Весь батометр повисает на петле (8) и так же, как батометр Рутнера, всей своей тяжестью давит на притирку нижней крышки. Для предохранения от захватывания илового слоя, к нижней муфте укреплен треножник.

При перевозке батометра нижняя крышка его закрывается пружиной (12).

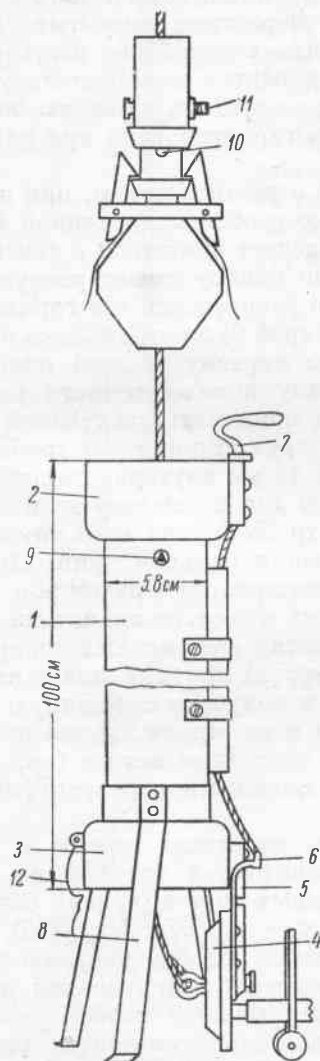
Для ре-
симости ра-
тельно опр-
дования п-

3 —
12 —

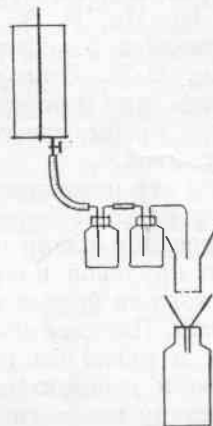
Фиг.
ме

достигают
пывающей
склянку (с
ляют расст-
бранной п-

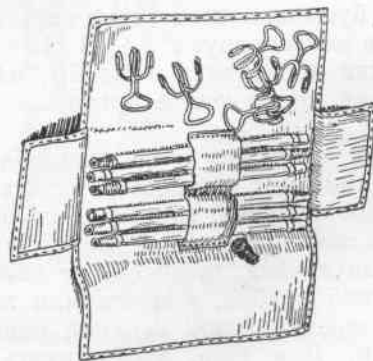
Для решения некоторых вопросов, например для установления зависимости распределения планктона от содержания O_2 , Fe или H_2S , желательно определение содержания планктона и некоторые химические исследования производить в одной и той же зачерпнутой пробе воды. Этого



Фиг. 23. Метровый батометр системы Францева.
Объяснение в тексте.



Фиг. 24. Схема наполнения проб для химического и биологического исследований из одного батометра. (Из Ruttner, 1952).



Фиг. 25. Планктонная трубка Вундера. 6 отдельных частей планктонной трубки с резиновыми муфтами в кожаном футляре, рядом лежат резиновая пробка и 6 зажимов.

достигают во многих случаях очень простым способом, а именно: из зачерпывающего сосуда (батометра трубки) сначала наполняют маленькую склянку (около 20 мл) и для подсчета наннопланктона в камере прибавляют раствора J+KJ. Оставшуюся в батометре воду посредством подобранной комбинации резиновых и стеклянных трубок промывают в 1—2

склянки Винклера, а вытекающую воду, пропустив ее через кусок шелкового газа, натянутого на дне воронки для удержания и подсчета крупных планктеров, собирают в отдельном сосуде (фиг. 24). Это последнее количество воды, объемом почти 1 л, может быть использовано для определения электропроводности, щелочности, рН и для химического анализа, например на Fe, Mn, P, N, тогда как содержимое промытых склянок Винклера позволяет безупречно определить содержание растворенных газов (O_2 , CO_2 , H_2S). Этим путем обеспечивается возможность уловить те условия среды, при которых планктонные организмы фактически жили в момент взятия пробы, что не может быть гарантировано при разновременном взятии проб.

К категории зачерпывания воды можно отнести и прием, при котором исследуемая проба воды берется с помощью особой планктонной трубки.

При исследовании планктона прудов следует считаться с тем обстоятельством, что прудовой планктон нередко обнаруживает резкую слоистость, кроме того он бывает неравномерно распределен и в горизонтальном направлении. Поэтому обычное взятие проб батометром здесь было бы недостаточным и могло бы дать неверную картину состава планктона. Более близкую к действительности картину количественного развития планктона в пруду можно получить, если применить следующий метод, описанный Утермёлем (Utermöhl, 1935). Берут стеклянную трубку подходящего размера (1—1.5 м длины и около 16 мм внутреннего диаметра), погружают ее вертикально почти до самого дна и исследуют планктон, заключенный в столбе воды, вырезанном трубкой, для чего трубку при извлечении из воды затыкают сверху большим пальцем руки. Содержимое выливают в банку емкостью 200 мл и консервируют раствором J+KJ.

Чтобы сгладить горизонтальные различия в составе планктона пруда, особенно имеющие место при богатом развитии синезеленых водорослей, берут несколько таких проб в различных местах пруда, сливают их в литровую бутылку, основательно взбалтывают и получают смешанную пробу. Ее тоже консервируют J+KJ. И в первом и во втором случае после отстаивания обрабатывают пробы, как при отстойном методе (см. ниже), используя при подсчете организмов по возможности перевернутый микроскоп.

Ввиду того, что такая длинная трубка из стекла тяжела и может легко сломаться, удобнее заменить ее планктонной трубкой из целлулоида, составленной из 6 или больше отдельных частей (колен), соединенных при помощи коротких резиновых муфт (фиг. 25; Wunder, 1935). Такая составная трубка, открытая на обоих концах, подобно описанной выше стеклянной трубке, с плоты или лодки медленно погружается в воду. По наполнении водой верхний конец ее закрывается особой резиновой крышкой. Для того, чтобы иметь возможность исследовать отдельно каждый из 6 участков трубки, еще во время поднятия трубки из воды на ее резиновые муфты накладывают, идя последовательно сверху вниз, особой конструкции зажимы, причем самая нижняя муфта замыкается еще в воде (фиг. 26).

Содержимое отдельных участков трубки поочередно после открытия зажима выпускается в 6 приготовленных мерных сосудов из прозрачного целлулоида, причем по мере освобождения отдельных трубок, последние вынимаются из резиновых муфт и кладутся в стороне. В мерных сосудах будет планктон из отдельных вертикальных слоев водоема. Более крупные организмы можно сразу сосчитать простым глазом или под лупой, более мелкие (простейшие, коловратки, фитопланктон) сосчитываются,

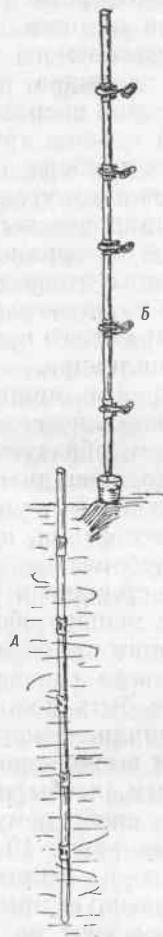
после их фиксации перевернутого

Прибор
щего приспособ

14 Жив

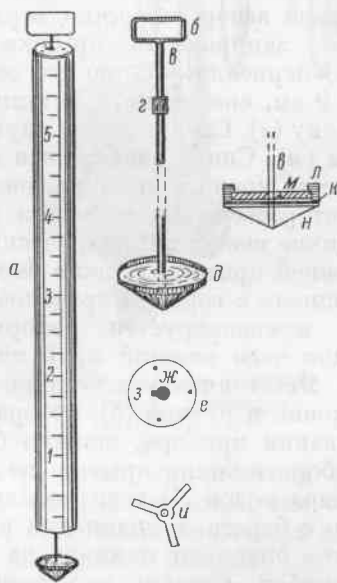
после их фиксации или отстаивания, под микроскопом (лучше с помощью перевернутого микроскопа). Такого рода планктонные трубки способствуют быстрому точному ознакомлению с организмами планктона стоячих водоемов, особенно рыбоводных прудов и мелководных озер. Они весьма пригодны для быстрых как качественных, так и количественных исследований, равно как и для точного взятия проб на предмет их надежной количественной оценки.

Подобные целлулоидные трубки упаковываются в кожаный футляр 28.5 см длины, 14 см ширины и 4 см высоты с 2 отделениями: посредине упаковываются трубки, а в боковом кармане зажимы. В отдельном футляре, в



Фиг. 26. Планктонная трубка Вундера в работе (Из Wunderer, 1935).

А — 6-коленная трубка, открытая на обоих концах, введена в воду; Б — трубка, снабженная резиновой пробкой, наполненная водой и разделена зажимами на отдельные участки; из нижнего участка вытекает вода в сосуд.



Фиг. 27. Прибор Ляхновича. (Из Ляхновича, 1955).

Объяснение в тексте.

стойке с отверстиями, укладываются мерные сосуды.

В тех же рыбоводных прудах и для тех же целей, но с расчетом вырезания столба воды большего сечения, может быть использован прибор Ляхновича (1955), по своей идее сходный с планктонной трубкой Утермеля, но предназначенный для сбора зоопланктона, отцеживаемого с помощью фильтрации поднятой прибором воды через планктонную сетку (фиг. 27).

Прибор (а) состоит из металлического полого цилиндра и запирающего приспособления. Длина цилиндра 120 см, внутренний диаметр 8 см.

Общая вместимость цилиндра 6 л, так что каждые 20 см длины такого цилиндра соответствуют 1 л. Сверху цилиндра припаяна стальная непроницаемая крышка (е). В центре крышки имеется отверстие (ж) с боковым зазором (з) и три меньших отверстия у края крышки. Последние служат для свободного прохождения воздуха, вытесняемого водой при погружении раскрытого прибора. В нижней части цилиндра, на расстоянии 5 см от конца, вмонтирован тройник (и) с отверстием посередине. Через отверстие (ж) в верхней крышке (е) и отверстие в нижнем тройнике (и) проходит стержень (с) запирающего приспособления прибора, состоящего из ручки (б), металлического стержня (с) с цилиндрическим утолщением (г) и нижней запирающей крышечкой (д). Диаметр цилиндрического утолщения (г) на стержне меньше диаметра отверстия (ж) в верхней крышке цилиндра, но больше ширины бокового зазора (з) этого отверстия. Чтобы закрыть прибор, достаточно опустить цилиндр на нижнюю запирающую крышечку и посредством ручки отвести стержень запирающего приспособления в боковой зазор отверстия верхней крышки цилиндра.

«Нижняя запирающая крышка устроена так. На нижнем конце стержня (с) перпендикулярно его оси закреплен металлический диск (к) диаметром 9 см, снабженный металлическим ободком, образующим верхнюю закраину (л). Сверху диска внутри ободка расположен диск из листовой резины (м). Снизу расположен конусовидный упор (н), увеличивающий прочность крепления запирающей крышки, а его форма, кроме того, способствует рассечению воды при погружении прибора.

«Расстояние между цилиндрическим утолщением стержня и резиновым диском нижней крышки должно быть на 1—1.5 мм меньше общей длины цилиндра вместе с верхней крышечкой. При закрывании прибора это несоответствие компенсируется деформацией резинового диска нижней крышки, для чего нижний край цилиндра должен быть достаточно заостренным. Расстояние между нижней частью цилиндрического утолщения (г) стержня и ручкой (б), которая ограничивает выдвижение стержня при открывании прибора, должно быть достаточным, чтобы при погружении прибора нижняя крышка не препятствовала свободному заполнению цилиндра водой. В этой модели это расстояние равно 10 см.

«Прибор с берега, с лодки или плота погружают в открытом виде до дна, затем опускают цилиндр на нижнюю запирающую крышечку и закрывают прибор. Степень наполнения прибора отмечают по шкале на внешней стенке цилиндра. Поднятый на поверхность вместе с водой прибор открывается над сосудом, либо непосредственно над планктонной сеткой».

Метод центрифугирования или механического осаждения

Сущность метода заключается в возможно быстром осаждении содержащихся в пробе организмов, достигаемом при помощи центробежной силы, развивающейся при вращении ручной или электрической центрифуги. Осаждение происходит на дне особых пробирок, вставляемых в металлические муфты центрифуги (фиг. 28).

Этот метод позволяет: 1) быстро произвести осаждение, 2) собрать осадок на крайне ограниченном пространстве, 3) легко отсосать его с помощью тонко и сильно оттянутой пипетки и перенести его на предметное стекло, 4) изучать организмы в живом состоянии, с сохранением их движений или сразу после анестезии парами 1%-й осмиевой кислоты (OsO_4)

Количество не всегда одно и то же, планктона в каждом отдельном образце, в свою очередь, и детрита и, в том числе, из малого объема образцов в 1 л.

В различных водоемах, на различных глубинах, в различных водах, достигая определенных количеств, трифугирования, в то же время, того меньше. С увеличением достаточного осаждаемого необходимо знать, развития и характер планктона, в водах, а это, осадка, а также, просмотру, при центрифугировании.

Для более полного осаждения необходимо центрифугировать малые количества, можно узкие пробирки, тем самым, центрифугировать водовороты, в воде, остается, детрита, примесей, ствует вредно.

И, наконец, осадка, более, по преимуществу, тона.

Для того, более полного, которых случаев, 5-кратное повторение, быстро, лучше.

В случае, у, ных размеров, по прекращении, положения, пробирки, вер, мощью кусочка, наполняются в, в 3—4 мм толщ.

Количество потребной и достаточной для центрифугирования воды не всегда одно и то же; оно определяется: во-первых, продукцией наннопланктона в данном водоеме или отдельном участке его, или даже в каждом отдельном слое, во-вторых, выполнимостью самого подсчета, зависящего, в свою очередь, от содержания в собранной пробе организмов и детрита и, в-третьих, достаточностью материала для того, чтобы, исходя из малого объема воды, сделать правильное заключение о биомассе организмов в 1 л, в 1 м³ и т. п.

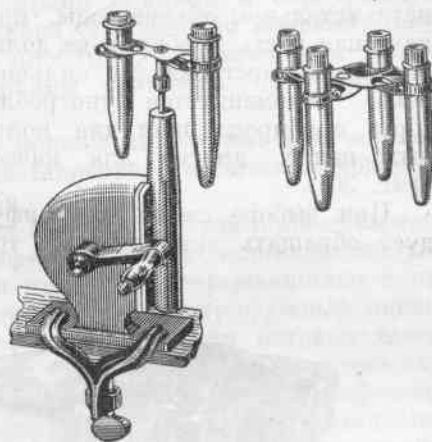
В различных водоемах, в различных участках одного и того же водоема, на различной глубине, в различное время оно подвергается значительным колебаниям. Так, в пресных водах достаточно бывает для центрифугирования 15—25 мл, при больших же количествах планктона — и того меньше. Словом, для установления достаточного для механического осаждения количества воды необходимо знать наперед степень развития и характер распределения наннопланктона в различных участках водоема и в различное время года, а это определяется по объему осадка, а также по предварительному просмотру препарата из первой порции центрифугата.

Для более полного осаждения необходимо центрифугировать возможно малые количества воды и брать возможно узкие пробирки, ибо чем шире пробирки, тем легче при прекращении центрифугирования происходят водовороты, взмучивающие осадок, в то время как в узких пробирках вода остается в полном покое. Далее, чем больше воды, тем больше детрита, примесь которого к планктону, особенно в береговых водах, действует вредно на организмы и очень затрудняет подсчет.

И, наконец, при взятии малых образцов воды больше гарантии от попадания более крупных планктеров, благодаря чему центрифугат будет по преимуществу состоять из одного нанно- и мельчайшего микропланктона.

Для того, чтобы примирить необходимость центрифугирования для более полного осаждения малых объемов с необходимостью осадить в некоторых случаях значительные количества воды, рекомендуется 3—5-кратное повторение центрифугирования нескольких одновременно взятых параллельных проб, а ввиду необходимости все это проделать очень быстро, лучше пользоваться электрической центрифугой (фиг. 29).

В случае употребления при центрифугировании пробирок более крупных размеров, для устранения тех водоворотов, которые возникают в них по прекращении центрифугирования, когда пробирки из горизонтального положения переходят в вертикальное, рекомендуется следующий прием: пробирки, вернее муфты, в которые они вставлены, укрепляются с помощью кусочков проволоки в горизонтальном положении. Сами пробирки наполняются водой до самых краев и закрываются корковой пластинкой в 3—4 мм толщины так, чтобы под пробкой не оставалось пузырьков воз-

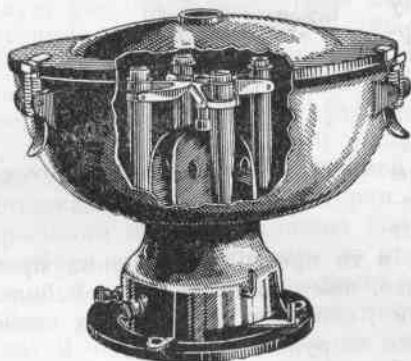


Фиг. 28. Ручная центрифуга на 2 и 4 гнезда.

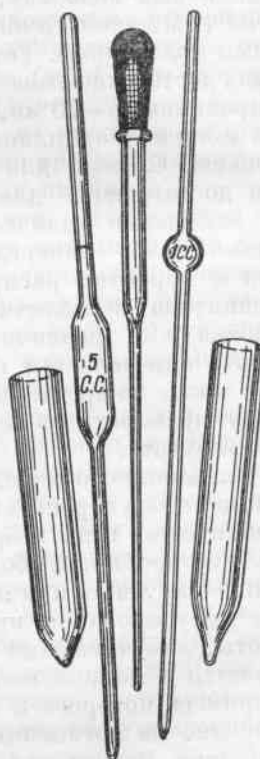
духа. Благодаря этому создается система, в которой, кроме центробежной силы, нет места никаким другим влияниям.

Большое значение имеют не только размеры пробирок, но и их форма, особенно при количественных исследованиях, когда бывает важно, чтобы при отсасывании или декантации излишка воды, находящегося над осадком, не взмутить последнего и чтобы при перенесении осадка отсосано было очень малое количество воды, позволяющее осадку удобно разместиться под покровным стеклом. И то и другое лучше всего достигается путем употребления особых конически оттянутых пробирок, допускающих оставлять осадок взвешенным в совершенно незначительном объеме воды, причем коническая часть пробирки не должна быть ни сильно заострена, ни сильно закруглена. Рекомендуется употреблять два сорта пробирок: одни для количественных целей, другие для качественных (фиг. 30).

При выборе самой центрифуги следует обращать внимание на то, чтобы



Фиг. 29. Электрическая центрифуга в защитном металлическом чехле.



Фиг. 30. Центрифужные пробирки и пипетки для взятия осадка.

она была хорошего рабочего качества, так как осаждение происходит тем быстрее и совершеннее, чем быстрее идет центрифугирование. Однако до сих пор еще не решен вопрос о том, как долго, как быстро и с какими промежутками центрифугировать. Обычно центрифугирование производят в течение 10 минут при быстроте вращения от 1500 до 3000 оборотов в минуту. При этом весь ход работы центрифуги лучше разложить на несколько моментов: вначале в течение 1—3 минут число оборотов центрифуги постепенно нарастает, пока не достигнет надлежащей частоты (около 1500—3000 оборотов), на этой частоте оно держится в течение 5—10 минут, затем спускается на 50% и на этой высоте сохраняется еще некоторое время (3—6 минут). Таким образом, весь ход работы центрифуги занимает 10—19 минут.

Центрифугирование. Для устранения центрифужного оседания на абсолютных жирных налетах того, стаканчик, жание заноса один и тот же на

Центрифуга клеток газовой чем вода. Для щие одна в др таким образом легкие организ вращения. Одн методе.

Объем цент можно было п щихся в воде

Точность по оценки, которая лчением коли организмов. В неравноценны. улавливались чайные колеба методе выполн или химическ лельно мехав надежность ц

Метод о

Поднятая ности кружк сосуд, лучше малое в 1 л, воды следует проба воды б сделать метк

Зачерпну фиксируется малина), что Усачев совет крепким вод

После фи ного стояни по Усачеву ное место.

По прощ воду в дви и резиновы С этой цель

Центрифугирование неизбежно связано с потерей части организмов. Для устранения потери организмов, вследствие прилипания их к стенкам центрифужного стаканчика и пипетки, следует обращать серьезное внимание на абсолютную чистоту стенок и тех и других. При образовании жирных налетов на стенках они подвергаются мытью в воде и, кроме того, стаканчики время от времени моются хромовой смесью. Во избежание заноса организмов, для одних и тех же глубин употребляется один и тот же набор стаканчиков, а для каждого набора — своя пипетка.

Центрифуга не осаждает тех синезеленых, которые содержат внутри клеток газовые вакуоли и вообще организмов с меньшим удельным весом, чем вода. Для учета их рекомендуется употреблять 2 пробирки, входящие одна в другую открытыми притертыми концами и образующими таким образом закрытый сосуд с одинаково устроенными концами, тогда легкие организмы собираются на дне пробирки, обращенной к центру вращения. Однако легче такие организмы учитывать при отстойном методе.

Объем центрифужной пробы воды слишком мал, чтобы этим методом можно было получить правильное представление о количестве содержащихся в воде более редких планктеров.

Точность последующего пересчета на 1 л или 1 м³ той количественной оценки, которая получается при центрифужном методе, повышается с увеличением количества взятой воды или продукции содержащихся в ней организмов. Благодаря колебаниям продукции, центрифужные оценки неравноценны. Они были бы сравнимы, если бы этим методом всегда улавливались столь большие количества форм, что более крупные случайные колебания были исключены. Это требование при центрифужном методе выполнить трудно, легче его осуществить при методе отстаивания или химической седиментации; если эту последнюю производить параллельно механическому осаждению при помощи центрифуги, то этим надежность центрифужной оценки можно значительно повысить.

Метод отстаивания или химической седиментации

Поднятая насосом или зачерпнутая батометром, бутылкой, а с поверхности кружкой или ведром, вода выливается в большой стеклянный сосуд, лучше желтого стекла и с притертой пробкой, вместимостью самое малое в 1 л, а для определения количества планктона в каком-либо слое воды следует по возможности брать сосуды в 2—3 и даже 5 л. Дабы взятая проба воды была строго определенного объема, следует на сосуде заранее сделать метку, указывающую, до какой высоты надо наполнять сосуд.

Зачерпнутая проба воды вполне определенного объема тотчас же фиксируется формалином с таким расчетом (для экономии расхода формалина), чтобы получился примерно 0.5—1%-й раствор (Рылов, 1931). Усачев советует фиксировать формалином только до явного запаха или крепким водным раствором иода до цвета жидкого чая.

После фиксации сосуд закрывается пробкой и ставится для спокойного стояния и осаждения на несколько дней (по Гринберг на 2—3 дня, по Усачеву на 2—3 недели, по Рылову и по Гайлу на 10—15 дней) в темное место.

По прошествии указанного времени, осторожно, дабы не привести воду в движение, берут сосуд и с помощью сифона (система стеклянных и резиновых трубок) очень медленно и осторожно отсасывают воду. С этой целью сифон наполняют дистиллированной или профильтрованной

водой и, закрыв его пальцами на обоих концах, вводят один конец в сосуд с водою (лучше этот конец немного загнуть вверх и затянуть кусочком из газа № 25/77) и открыв концы сифона позволяют воде медленно вытекать, постепенно вдвигая находящийся в сосуде конец сифона все ближе к дну сосуда. Втягивающий воду конец сифона должен быть все время ниже поверхности воды в сосуде по крайней мере на 2—3 см, чтобы не всосать организмов, всплывших на поверхность. Дабы отсасывание происходило не быстро, можно к наружному концу сифона приделать Гофмановский зажим и с помощью его регулировать струю вытекающей воды. Отсасывание ослабляют, чтобы не отсосать осадка, когда поверхность воды в сосуде будет отстоять от дна на расстоянии около 6 см и вовсе прекращают, коль скоро воды в сосуде останется не более 3—4 см высоты.

Оставшуюся воду равномерно взбалтывают, чтобы взмутить осадок и выливают в соответствующего объема высокий стакан. Частью отсосанной воды как следует споласкивают сосуд, а прилипшие к стенкам организмы смывают мягкой кисточкой, и эту воду также выливают в стакан. В этом стакане вторично осаждают взмученный осадок до полной ясности воды, вторично осторожно отсасывают, и осадок посредством абсолютно чистой пипетки переносят в маленький стаканчик вместимостью в 12—15 мл (при больших продукциях в несколько больший), в котором материал и хранится. Этикетки лучше прикреплять снаружи, а к материалу прибавить некоторое количество формалина, чтобы довести его концентрацию до 2—4%.

Метод химической седиментации имеет и недостатки и преимущества, на которые здесь следует указать, чтобы учесть их и так или иначе устранить или во всяком случае ослабить эти недостатки.

Недостатки метода: 1) необходимо предварительное умерщвление организмов; 2) требуется продолжительное и спокойное стояние исследуемого количества воды и тщательный сбор образовавшегося на дне осадка (следовательно, все осаждение можно производить, за редким исключением, только на суше); 3) при многократной седиментации возможна некоторая потеря организмов; 4) при умерщвлении неизбежно исчезновение части организмов или изменение их до неузнаваемости; 5) в водах, богатых детритом, этот метод почти не применим, при этом большой помехой, затрудняющей просмотр и подсчет организмов, является не только обилие детрита по сравнению с планктоном, но и относительные размеры первого.

Преимущества метода: 1) количественные результаты, получаемые этим методом, имеют большую точность, так как здесь может быть осаждено большое количество воды, благодаря чему могут быть учтены все организмы, даже более редкие, с их истинным отношением ко всему комплексу населения; 2) получается большое количество материала даже в случае незначительной продукции планктона; 3) обработка проб может быть произведена не сразу после взятия их, что при большом количестве взятых проб и при недостатке времени имеет большое значение; 4) неизбежная потеря организмов от фиксации и от повторных осаждений дает, при взятии возможно больших количеств воды для осаждения, очень малую ошибку, которой практически, пожалуй, можно и пренебречь; 5) относительно бедные планктоном и очень богатые им пробы могут быть обработаны с одинаковой средней точностью.

Метод отстаивания, рекомендуемый в гидробиологической литературе, как метод, позволяющий наиболее правильно учесть количественные соот-

ношения ор
продукции. Д
вания малых
вполне наде
янно в небо
0.5 л воды
пересчета не
меньше 10 л
ляется возм
местных сту
легко напаст
о количеств
устранены
осаждения

Во всяк
гораздо ме
дело с мен
организмов
вает самого
планктона.

Метод

При эт
непосредст
батометром

Счетные
распростра
стихия тол
канадским
камеры. К
закрывает
носе каме

Другой
тельно вы
часть заче
выливаетс
ная пласт
шивается
стинка ос
сунке, и в
капля во
тотчас же
Последня
указанно
в сторону
шуюся ш
возвраще
как буде
крывается
и оставл

ношения организмов, весьма удобен для учета мелких форм высокой продукции. Для учета же форм с малой продукцией, при условии отстаивания малых количеств воды, например 0.5—1 л, этот метод не дает вполне надежных результатов. Целый ряд форм, встречающихся постоянно в небольших количествах, могут не попасть при зачерпывании 0.5 л воды и остаться непредставленными. Значительный коэффициент пересчета не дает возможности учитывать формы, количество которых меньше 10 на литр. Вторым условием, мешающим точному учету, является возможная неравномерность распределения форм и существование местных сгущений того или иного организма. При зачерпывании 0.5 л легко попасть на такое сгущение и получить неправильное представление о количественных соотношениях организмов. Вышеуказанные недостатки устранимы при отстаивании целого ряда параллельных проб или при осаждении больших количеств воды (3—5 л).

Во всяком случае, указанные недостатки при этом методе играют гораздо меньшую роль, чем при методе центрифугирования, имеющем дело с меньшим объемом воды. Поэтому метод химического осаждения организмов (за исключением тех случаев, когда он не применим) заслуживает самого широкого применения для изучения науплопланктона и микропланктона.

Метод непосредственного зачерпывания счетной камерой или камерный метод

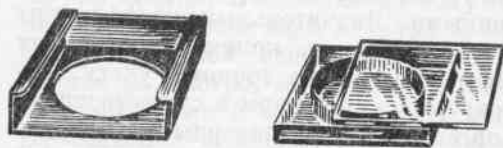
При этом методе проба планктона берется особой счетной камерой непосредственно из водоема или путем наполнения камеры водой, взятой батометром или бутылкой.

Счетные камеры бывают различного объема и толщины. Наиболее распространенная камера Кольквитца в 1 мл представляет собой пластинку толстого стекла с круглым отверстием (фиг. 31). С одной стороны канадским бальзамом приклеена стеклянная пластинка, служащая дном камеры. Камера в открытом виде погружается в воду и там же под водой закрывается стеклянной крышкой и вынимается. Для удобства при переносе камера вставляется в особую металлическую рамку.

Другой прием взятия воды камерой заключается в следующем. Тщательно вымытая камера кладется в маленькую стеклянную чашечку; часть зачерпнутой батометром или бутылкой и взболтанной пробы воды выливается над камерой, и на последнюю быстро накладывается покровная пластинка. Камера извлекается из чашки, возможно быстрее обсушивается (держать горизонтально) и кладется на стол. Покровная пластинка осторожно сдвигается в сторону настолько, как показано на рисунке, и в образовавшуюся щель вводится на кончике стеклянной палочки капля водного раствора йода в иодистом кали. Покровная пластинка тотчас же возвращается в первоначальное положение и закрывает камеру. Последняя, оставаясь на столе, поворачивается на 180° в направлении, указанном стрелками. Покровная пластинка снова осторожно сдвигается в сторону, но в направлении, противоположном первому, и в образовавшуюся щель вводится описанным выше способом капля J+KJ. После возвращения покровной пластинки в надлежащее положение и после того как будет удалена (смыта) висящая сбоку капля фиксатора, камера покрывается каким-нибудь непрозрачным футляром (жестяной крышкой) и оставляется на столе (фиг. 32).

Умерщвление организмов в камере производится только тогда, когда имеются подвижные формы.

При изучении вертикального распределения камерного планктона является необходимым брать пробы камерой из различных горизонтов,

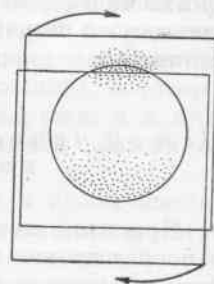


Фиг. 31. Камера Кольквитца на 1 мл. Слева металлический защитный футляр для камеры.

для чего с успехом может быть использован особый аппарат (фиг. 33), сконструированный Рыловым (1927), который излагает его описание так.

«Прибор состоит из короткой металлической трубки (а), прочно припаянной сзади к массивной латунной пластинке (б) 33×85 мм, с краями, загнутыми под прямым углом. В трубку вставляется палка, служащая для опускания прибора в воду. В эту пластинку вкладывается другая подвижная пластинка (в), тоже с загнутыми под прямым углом краями и снабженная стержнем с кольцом на конце (г), к которому привязывается бечевка. С помощью этой бечевки подвижная пластинка поднимается вверх, выдвигаясь из неподвижной, как показано на рис. 33, Б. Давлением опоясывающей стержень пружины (на рисунке слева она растянута) подвижная пластинка автоматически опускается. Нижний отдел неподвижной пластинки снабжен квадратным углублением, в которое плотно вкладывается камера Кольквитца в 1 мл (К). Сзади камера поддерживается 2 загнутыми отростками этой пластинки. На внутренней поверхности подвижной пластинки сзади имеется углубление, соответствующее толщине и размерам покровного стекла камеры. Задний край этой пластинки снабжен двумя очень короткими отростками, высота которых немного менее толщины покровного стекла камеры. Плотное прилегание к внутренней поверхности пластинки покровное стекло этими отростками придерживается сзади, так что при поднятии пластинки оно вместе с последней поднимается вверх, сдвигаясь с камеры и открывая ее отверстие. Сбоку прибор снабжен плоской пружинящей пластинкой с коротким шпенком на конце (д). При нажатии этой пластинки шпенец проходит через дырочку отогнутого края неподвижной пластинки, коль скоро при поднятии последней углубление придется напротив упомянутой дырочки; это происходит лишь в том случае, если подвижная пластинка почти до отказа поднята вверх и захваченное ею покровное стекло целиком сдвинуто с камеры. Так как при поднятой пластинке на нее давит сжатая спиральная пружина, опоясывающая стержень, то, благодаря давлению пластинки на вдвинутый в отверстие ее края шпенец, последняя задерживается в поднятом положении. При слабом потягивании за бечевку шпенец освобождается, и подвижная пластинка свободно скользит вниз, увлекая покровное стекло, которое и закрывает камеру».

Кроме камеры Кольквитца в 1 мл, имеются камеры и меньшего объема ($1/20$ мл, 0.9 мм³ и др.), особенно пригодные для оценки численности фитопланктона, титр которого в водоемах выражается в пределах от сотен клеток до десятков и сотен тысяч клеток в 1 мл. В зависимости от титра



Фиг. 32. Умерщвление подвижных форм в камере Кольквитца тотчас после наполнения камеры. (По Utermöhl, 1925).

планктона сл
и описание д

В озерах,
няются счетн
камеры 1 см,

Весьма пе
ния нанопо
способ прям
лагаемый Пе
разработаны
ных капилля
ром могут п
моугольного
строгое посто
капилляра д
вплоть до
действием ка
капилляра в
микрооргани
ходы. Для
капилляра п
и парафина,
отверстия ка

Основны
ляров, как
вания воды,
таком испол
чаются тол
нопланктона
для подсчета
шом объеме

Ка м
а. В с

Для уст
методу и св
(например
объемом ка
метод, пре
с особой к
1931), объе
а под ним,
и высоту
отдельного
производит

б. С п р и м

Камерн
при всех
в практик

планктона следует пользоваться то той, то другой камерой. Их выбор и описание даны у Гусевой в главе 35 этой же книги.

В озерах, бедных планктоном (олиготрофные горные озера), применяются счетные камеры большего объема, например в 10 мл (глубина камеры 1 см, площадь дна 10 см^2).

Весьма перспективным может оказаться для изучения наннопланктона так называемый капиллярный способ прямого счета микроорганизмов в воде, предлагаемый Перфильевым и Габе. Для этой цели ими разработаны конструкция и изготовление особых счетных капилляров путем растягивания стекла, в котором могут получиться полости любого размера и прямоугольного сечения. Объем каналов в каждом отрезке строго постоянен. Глубина полостей и форма самого капилляра допускают применение любого увеличения, вплоть до иммерсии. Такие капилляры заполняются действием капиллярных сил. Погружая один конец капилляра на 3—5 см в воду со взвешенными в ней микроорганизмами, мы заполняем его капиллярные ходы. Для предохранения от высыхания, оба конца капилляра по очереди погружаются в смесь вазелина и парафина, которая образует пробочки, затыкающие отверстия капиллярных ходов.

Основным недостатком счетных камер и капилляров, как приборов для непосредственного зачерпывания воды, является их малый объем; поэтому при таком использовании их надежные результаты получаются только при очень высоких продукциях наннопланктона. Главное же их назначение — служить для подсчета организмов, сконцентрированных в небольшом объеме воды, взятой тем или другим орудием лова.

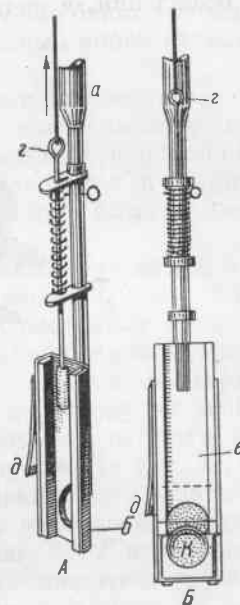
Камерно-отстойный метод

а. В сочетании с перевернутым микроскопом

Для устранения недостатков, присущих камерному методу и связанных со значительной толщиной камеры (например камера Кольквитца в 1 мл) и небольшим объемом камер, весьма многообещающим оказался метод, представляющий собой камерно-отстойный метод в сочетании с особой конструкции перевернутым микроскопом Утермёля (Utermöhl, 1931), объектив которого располагается не над столиком микроскопа, а под ним, благодаря чему можно счетным камерам придать любую форму и высоту (трубчатые камеры) в соответствии с потребностями каждого отдельного случая, а подсчет организмов, осевших на дне этих камер, производить, пользуясь сильными объективами (фиг. 34).

б. С применением двойных или спаренных счетных камер

Камерно-отстойный метод в комбинации с перевернутым микроскопом при всех своих несомненных достоинствах, проверенных многократно в практике количественных исследований морского и пресноводно-

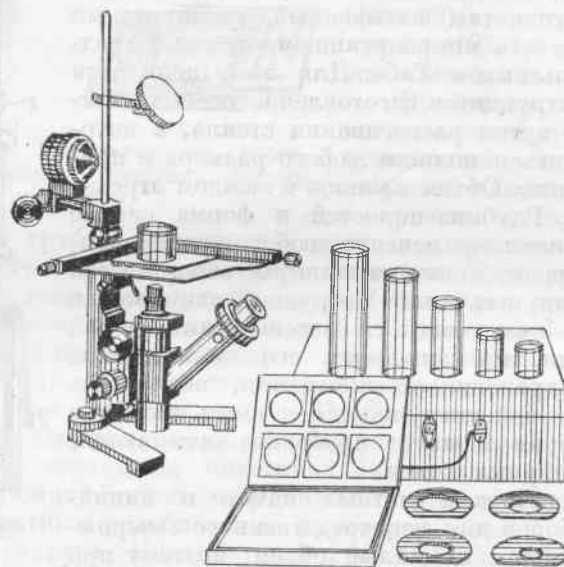


Фиг. 33. Прибор Рылова для взятия проб планктона камерой Кольквитца с любой глубины. (Из Рылова, 1927).

А — сбоку; Б — сверху. а — металлическая трубка, припаянная к пластинке (б); б — подвижная пластинка; з — кольцо на конце стержня, соединенного с подвижной пластинкой и снабженного пружиной; д — пружинящая пластинка со шпеньком; к — камера Кольквитца.

го планктона, является пока недоступным для широкого использования из-за отсутствия у нас соответствующей конструкции микроскопов.

Метод химического осаждения, требующий длительного времени для осаждения, в ряде случаев бывает непригоден. Кроме того, при этом ме-



Фиг. 34. Перевернутый микроскоп Утермёля. Подсчет мезопланктона при дневном свете. Экскурсионная модель с крестообразным столиком, на котором стоит трубчатая камера на 20 мл. Штатив конденсора повернут назад, перед ним штатив с зеркалом, в косо расположенный тубус вставлен счетно-полосчатый окуляр. На футляре от микроскопа ряд трубчатых камер, справа перед футляром различные розетки для счетного столика, соответствующие трубчатым камерам. (Из Utermöhl, 1931).

тоде осаждения смена сосудов и подсчет только части осадка влекут к ряду неучитываемых ошибок.

При разработке более пригодного и не очень сложного метода необходимо добиться того, чтобы он мог обеспечить осуществление следующих моментов: 1) осаждение должно производиться из возможно большего количества воды так, чтобы легко и без потерь можно было отделить воду от осадка; 2) сам осадок должен оставаться в небольшом плоском сосуде, где и производится подсчет при помощи обыкновенного микроскопа.

Сущность метода двойных или спаренных камер, предложенного Кригсманом (Kriegsmann, 1938), заключается в следующем. Запаянная на одном конце стеклянная трубка наполняется водой (фиг. 35). Открытый, плоско отшлифованный конец трубки накрывается небольшой стеклянной чашкой, и вместе с последней трубка поворачивается на 180° так, что чашка оказывается внизу, а запаянный конец трубки вверх. Получается двойная камера, в нижней части которой, служащей счетной камерой, и про-

исходит осаж- с планктоно метром или банку емкос- стие которой через другой резиновой т

После п из банки фиг. 36. Ум крепкого ра с таким р n/300 раств

Используй воды — тру осаждения служащие с трубок одн ний край п ная камера конца осаж изображена расположе и тот же ш вид верхне (в — наруж соте плеч, гаемого ре в разрезе лось на ра

По око- ке штатив вбок, пока В таком по каются из давливания использует обхватив т обращена (фиг. 35, А) лучше всеи камеры, о ние поворо в исследуе

На фи- жения при бавляют оставался подсчетом оставшийс (фиг. 35,

Достат- благодаря

исходит осаждение планктона (фиг. 35, А, Б). Наполнение трубки водой с планктоном производится следующим образом: часть воды, взятой батометром или бутылку в объеме около 450 мл, выливается в широкогорлую банку емкостью в 600 мл, банка закрывается пробкой, через одно отверстие которой пропускается длинная, почти достигающая дна банки трубка, через другое — короткая трубка с надетым на ее наружный конец куском резиновой трубки.

После продолжительного, но не сильного встряхивания банки, водой из банки быстро наполняют до отметки трубку, как показано на фиг. 36. Умерщвление (фиксация) планктона производится с помощью крепкого раствора пода в иодистом кали, который прибавляется в трубку с таким расчетом, чтобы окончательная концентрация была около 1/300 раствора J+KJ.

Используются два сорта стеклянных трубок: для осаждения из 100 мл воды — трубки с внутренним диаметром 23 мм и длиной 270 мм, для осаждения из 50 мл воды — трубки вдвое короче. Стеклянные чашки, служащие одновременно и счетными камерами, имеют для обеих категорий трубок одни размеры: внутренний диаметр 37 мм, высота 27 мм. Их верхний край плоско отшлифован. Наполненная водой и перевернутая двойная камера вставляется в деревянный штатив, в котором остается до конца осаждения. Высота штатива зависит от длины трубки. На фиг. 35, В изображена нижняя полка штатива с двумя подвижными полками, расположенными на различной высоте, что позволяет использовать один и тот же штатив для камер различного размера. На фиг. 35, Г изображен вид верхней полки с ее вырезами, в которых подвешиваются трубки (в — наружный диаметр трубки). Штатив прикрепляется к стене на высоте плеч, чем достигается спокойное осаждение. Посредством передвижаемого резинового колесика (а) и обвязки (б) трубка подвешивается в разрезе верхней полки штатива так, чтобы отверстие трубки находилось на расстоянии 3—5 мм от дна камеры.

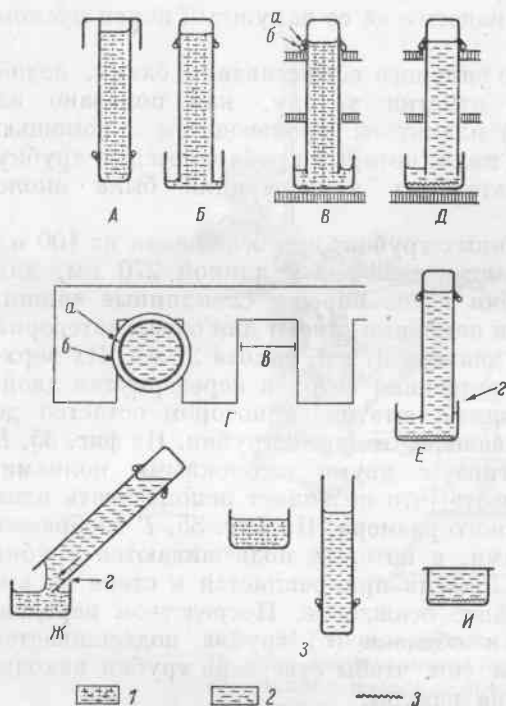
По окончании осаждения счетная камера, лежащая на нижней полке штатива, медленно, дабы не взмутить осадка, перемещается вбок, пока ее стенка и трубка не коснутся друг друга (фиг. 35, Д). В таком положении обе части, т. е. трубка и камера, левой рукой извлекаются из штатива, причем линия касания обеих частей при помощи надавливания используется, как точка опоры. Свободная рука при этом используется, если это необходимо, у верхнего конца трубки. Затем, обхватив трубку правой рукой так, чтобы тыльная сторона кисти была обращена к лицу, и положив большой палец на точку вращения (фиг. 35, Е, з), поворачивают возможно спокойно трубку, что достигается лучше всего тогда, когда большой палец правой руки, лежащий на краю камеры, обеспечивает спокойное и прочно связанное с камерой управление поворотом. Только спокойный поворот гарантирует отсутствие потерь в исследуемой воде.

На фиг. 35, Ж, 3 изображены промежуточное и окончательное положения при повороте. Несколько минут спустя, в камеру пипеткой прибавляют воды столько, чтобы под наложенным покровным диском оставался лишь маленький пузырек воздуха, и только перед самым подсчетом, который производится по окончании второго осаждения, оставшийся воздух вытесняется водой из-под покровного диска (фиг. 35, И).

Достаточная продолжительность осаждения — 48 часов. Подсчет, благодаря значительной высоте камеры, производится при увеличении,

равном 50- или 85-кратному. Продолжительность подсчета — от 20 минут до 3 часов, средняя 45 минут.

Размер двойных камер можно варьировать в зависимости от качественного и количественного развития планктона. Такие камеры пригодны для подсчета мезопланктона.



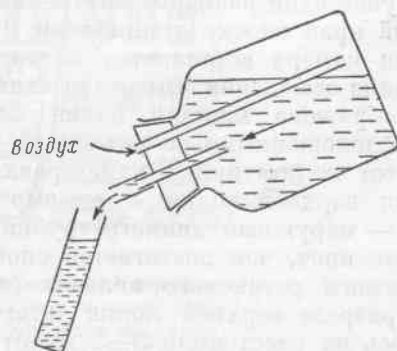
Фиг. 35. Приемы при осаживании в двойной камере. (Из Kriegsmann, 1938).

А и Б — исходное начальное и конечное положение камеры при первом вращении; В — нижняя полка штатива и две подвижные полки, расположенные на различной высоте; Г — верхняя полка с вырезами для подвешивания трубки; Д — положение камеры и трубки после осаживания; Е — то же после извлечения из штатива; Ж и З — промежуточное и окончательное положение при повороте; И — камера с осадком для подсчета; а — резиновое колечко; б — обвязка; в — наружный диаметр трубки; г — точка поворота. 1 — вода с сестоном; 2 — вода без сестона; 3 — сестон.

стинкой (диском) из стекла или полистироля, вдвигаемой в камеру через боковую щель.

Такая камера используется следующим образом. Камера наполняется водой, содержащей планктон, прибавляется раствор йода. Планктон осаживается на дно. Осторожно через боковую щель вдвигается тонкий покровный диск (при случае, под водой), верхний отдел камеры, свободный от планктона, удаляется. Нижний отдел камеры с осевшим на дне планктоном исследуется с помощью длиннофокусного объектива с 40-кратным собственным увеличением. При большом развитии планктона в водоеме вода для исследования может быть зачерпнута непосредственно нижней частью камеры в объеме $\frac{1}{7}$ мл.

В целях использования двойной камеры для определения и подсчета наннопланктона при более сильных увеличениях, необходимо нижнюю часть двойной камеры сделать возможно более плоской. Это достигается осаждением в капле, заключенной во влажную камеру (фиг. 37), или в особой двойной (раздельной) камере Кольквитца (Kolkwitz, 1934)



Фиг. 36. Разрез через банку с пробой планктона во время наполнения. (Из Kriegsmann, 1938).

(фиг. 38). Последняя состоит из двух отделов: нижнего, имеющего высоту 0.4 мм, и верхнего высотой около 2.2 мм, что соответствует общей высоте камеры Кольквитца в 1 мл. Оба отдела разделены тонкой пла-

Метод ф

Так как с годной для л



Фиг. 37. Капле.

а — пло

Тонкость и гладкость рата — фи ную трубку сывают во более мл в таких апп 34 и 35 э

Фильтр

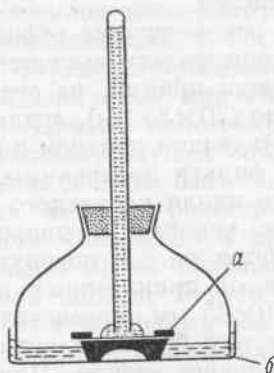
1) Фильтр подвергается При тщательном увеличении (22 мм).

2) Тру

от мертвых форм, в опрыскивании считается. Можно э фильтруемом или несением этого фи.

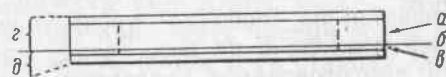
Метод фильтрации через мембранные фильтры

Так как сеть даже из самого густого шелкового газа является непригодной для лова таких мелких организмов, какие представлены в наннопланктоне, является необходимость в более плотных и тонкопористых фильтрах. Наиболее пригодными и дающими меньшие потери организмов служат так называемые мембранные фильтры (см. главу 34 настоящей книги). Эти фильтры обладают способностью для взвешенных в воде веществ и большей проницаемостью для воды. Состоят они из нитроцеллюлозы и могут быть изготовлены настолько плотными, что размеры пор будут всего от 0.5 до 5 μ .



Фиг. 37. Осаждение в капле. (Из Kriegsmann, 1938).

a — плоская камера; *b* — слой воды.



Фиг. 38. Раздельная камера Кольквитца в продольном разрезе. (Увел. 1.5. Из Kolkwitz, 1934).

a — верхняя полая часть высотой 2.23 мм; *b* — вдвигаемое покрывное стекло; *z* — нижняя полая часть высотой 0.4 мм; *z* — верхняя половина камеры (верхняя полая часть и покрывный диск); *d* — нижняя половина камеры (нижняя полая часть и донный диск).

Тонкость пор позволяет отфильтровывать все мельчайшие организмы, гладкость фильтра — легко смывать фильтр. С помощью особого аппарата — фильтратора, — из нижнего отдела которого через особую отводную трубку водоструйным или велосипедным насосом, или ртом высасывают воздух, можно легко и быстро профильтровать от 50 до 100 и более мл воды и получить материал еще в живом состоянии. Устройство таких аппаратов описано и изображено Родиной и Гусевой в главах 34 и 35 этой книги.

Фильтрационный метод имеет два существенных недостатка:

1) Фильтрующая поверхность с находящимися на ней организмами, подвергающимися подсету, иногда бывает слишком велика (7 см²). При тщательности подсчета требуется слишком много времени. Желательно уменьшить эту поверхность с поперечника в 30 мм хотя бы до величины поперечника основания 1-миллилитровой камеры Кольквитца (22 мм).

2) Трудно отделить формы, бывшие перед фильтрацией живыми, от мертвых. Это отделение, равно как и сохранение некоторых нежных форм, в значительной степени достигается применяемым для этой цели опрыскиванием (смачиванием) осадка. Однако и в этом случае следует считаться с потерей, о величине которой наперед ничего сказать нельзя. Можно этот недостаток устранить следующим способом: сначала проба фильтруется, потом фильтрат вместе с фильтром фиксируется формалином или парами осмиевой кислоты, а затем полностью обезживается перенесением в известный ряд спиртов все увеличивающейся крепости. После этого фильтр кладется в чистый, совершенно безводный ацетон и в нем

растворяется. После растворения фильтрат постепенно опускается на дно сосуда.

Можно, однако, думать, что указанный способ более подходящ для качественных целей, чем для количественных. К числу недостатков относится также и то, что, несмотря на смывание, на поверхности фильтра все же остаются прилипшими отдельные организмы.

Чтобы подсчет организмов был безупречен, рекомендуется отфильтровать всю свободную воду. После фильтрования фильтр высушивается под стеклянным колпаком и потом приклеивается краями, не содержащими фильтрата, на широкое предметное стекло (70×35 мм), а для предохранения от пыли укладывается под соответствующим номером в папку для препаратов. Для подсчета важно сделать фильтр прозрачным. Для этого на покровное стекло 30×40 мм наносится капля канадского бальзама, разжижается посредством прибавления ксилола и движением покровного стеклышка равномерно распределяется на его поверхности. Сам фильтр скальпелем осторожно отделяется от приклеенных краев, помещается на свободное предметное стекло 70×35 мм, просветляется каплей ксилола и на него сверху слоем канадского бальзама вниз кладется приготовленное указанным способом покровное стекло. Полученный таким путем препарат для удаления ксилола и сгущения канадского бальзама помещается в горизонтальном положении на несколько дней под стеклянный колпак, который ежедневно несколько раз проветривается (Utermöhl, 1927b).

Фильтрация может также производиться через двойной фильтр диаметром в 2—5 см, состоящий из плотной и гладкой фильтровальной бумаги и коллоидной пленки.

Последняя изготавливается наливанием разбавленного коллодия (1 часть обычного коллодия и 1 часть смеси спирта с эфиром) на стекло. На пленку накладывают влажный фильтр и осторожно снимают с пленкой коллодия со стекла. Пленка плотно пристает к бумаге, и ее обрезают по кругу фильтра. Таким образом изготовленный фильтр накладывают на плоское продырявленное дно воронки Бюхнера и повторно обливают коллодием. Фильтрация происходит под небольшим давлением, для чего можно пользоваться велосипедным насосом. Просасывание 50 мл воды продолжается около 5 минут. После окончания фильтрации влажный фильтр накладывают (коллоидной пленкой книзу) на стеклянную пластинку, и бумагу осторожно снимают. Получается готовый микроскопический препарат, в котором коллоидная пленка играет роль покровного стекла.

«На крестообразном столике организмы на пленке подвергаются подсчету. Для облегчения подсчета, чтобы окрасить организмы, к воде прибавляют несколько капель эозинметиленовой синьки. Изготовление фильтра, фильтрация и подсчет занимают около 2 часов» (Гайл, 1936).

В качестве весьма пригодного фильтра можно рекомендовать также крупнопористый фильтр с маркой «Предварительные», изготовления экспериментальной фабрики ультрафильтров в Мытищах, через который фильтрование производится в фильтровальном аппарате, предложенном Олиховым, или в аппаратах других типов, применяемых для фильтрации (см. в главе 35 этой книги).

Слабое место метода — невозможность полностью смыть осадок с фильтра — устраняется нанесением на фильтр слоя мелко истолченного стекла.

Консервация

Проба планируется сразу в пространственной как фитопланктон 40%-й формалин (2%-й (зипробы). Других зоопланктона, планктона доложить на водную жидкость Флен

Каждая проработана на узкой полосе. В пробах с осадками пробкой название водности лова, поным карандаш, возможности, тушью. Необходимо все, что потребно, изменение погоды, для скорости течения работы, объем

Нумерация методами. Промежуточные. Пробываем перед заливкой, ваются до проб, они не могли стружками и

Примерный

Если перепруда, совершить раздвинув за произвести плавкой из плавкой фильтрацией мембранный

В случае ных от зарос в открытой таллической вести зачерп стойным ме

При исследованном зач

Консервирование и этикетирование проб планктона

Проба планктона, взятая тем или иным способом, если она не исследуется сразу в живом виде, должна быть законсервирована. Самой распространенной консервирующей жидкостью, пригодной для сохранения как фитопланктона, так и зоопланктона, служит формалин. Продажный 40%-й формалин прибавляется к улову с таким расчетом, чтобы получился 2%-й (зимой) или 4%-й (летом) раствор (10 мл формалина на 100 мл пробы). Другим консервирующим средством, но пригодным только для зоопланктона, служит спирт, крепость которого для сохранения в нем планктона должна быть не менее 70°. Из других фиксаторов можно указать на водный раствор иода в иодистом кали (раствор Люголя), жидкость Флемминга и др.

Каждая проба снабжается этикеткой. Этикетку надо четко писать на узкой полоске бумаги или пергамента и вкладывать внутрь банки. В пробах с осадочным планктоном следует прикрепить чистый конец этикетки пробкой. Запись на этикетке такая: № пробы и № станции, дата, название водоема, место сбора, глубина, орудие лова и продолжительность лова, подпись. Очередной номер надо повторить на пробке чернильным карандашом. Этикетки, написанные карандашом, при первой же возможности, заменяются постоянными, написанными несмывающейся тушью. Необходимо вести журнальную запись проб, куда записывать все, что потребуется при обработке проб и оформлении работы: состояние погоды, данные по прозрачности, цветности воды, глубине водоема, скорости течения, химизму воды, характеру лова, продолжительности работы, объему профильтрованной через сетку воды и пр.

Нумерация должна быть отдельной для проб, собранных разными методами. Пробы хранятся в порядке номеров в защищенном от света месте. Пробы заливаются парафином или смесью воска и парафина, причем перед заливкой, в случае необходимости пересылки проб, они доливаются до пробки профильтрованной водой. Пробы при пересылке, чтобы они не могли разбиться, тщательно укладываются в прочный ящик со стружками или войлоком.

Примерный выбор методов исследования пресноводного планктона

Если перед исследователем будет мелкий водоем типа лужи, мелкого пруда, совершенно заросших растениями, покрытых ряской, то здесь, раздвинув заросли или разорвав ковер ряски, можно сбор планктона произвести планктонным сачком или небольшой конической сеткой с надставкой из проволоочной сетки, или же зачерпыванием с последующей фильтрацией через небольшую сетку из самого плотного газа или через мембранный фильтр.

В случае наличия в небольшом водоеме (луже, прудике) окон, свободных от зарослей, следует произвести сбор отдельно в зарослях и отдельно в открытой части, используя для этого опять тот же сачок, сетку с металлической надставкой или небольшую закидную сеточку, или произвести зачерпывание с последующей фильтрацией или в комбинации с отстойным методом.

При исследовании родников лучший прием будет заключаться в повторном зачерпывании возможно большего количества воды и фильтрации

ее через мембранный фильтр или через небольшую сетку из самого плотного газа.

При исследовании глубоких колодцев используется сетка для вертикальных или фракционных ловов, насос или зачерпывание с последующей фильтрацией или отстаиванием.

В прудах, заросших высшей водной растительностью, но с участками, свободными от зарослей, методы те же, что и при исследовании второго типа луж или прудов с окнами, с той разницей, что, при наличии достаточной глубины, в открытых частях водоема можно применить и вертикальные сборы планктона насосом, сеткой, планктоночерпачком или планктонной трубкой.

В больших прудах или небольших озерах необходимы отдельные сборы в прибрежных зарослях (в литорали) и в открытой части, причем здесь уже можно произвести ловы на горизонтальное распределение планктона, сделав ряд станций по створу, захватив различные глубины. Ловы — сплошные, от дна до поверхности (сеткой из редкого газа). Для изучения вертикального распределения планктона — ловы насосом, батометром (бутылкой), планктоночерпачком, планктонным тралом, причем особое внимание обращается на то, чтобы сборами были представлены все вертикальные зоны: эпи-, мезо- и гипolimнион, особенно подробно сборами должен быть представлен эпилимнион.

Те же орудия сбора планктона, что и при исследовании небольших озер, используются и на глубоких больших озерах с той разницей, что здесь самую работу необходимо производить уже не с лодки, а с большого судна, оснащенного необходимыми для работы спусковыми приспособлениями (лебедка, шлюп-балка, стрела), а сами орудия лова спускать не на пеньковом, а на металлическом тросе, пропускаемом от лебедки через счетчик.

Сбор планктона на таких крупных водоемах производится как экспедиционным путем с охватом различных районов при помощи сети разрезов, так и стационарным путем на специально установленных наблюдательных пунктах или на организованной на озере постоянной озерной станции.

Характер исследования планктона здесь принципиально не отличается от такового на мелких озерах: в программу входит исследование качественного и количественного состава, горизонтального и вертикального распределения, сезонной динамики планктона и т. д., при этом все это в связи с изучением факторов среды.

В реках с течением в качестве орудия лова используется цилиндрическая сетка или планктонометр. Продолжительность лова определяется количеством взвешенного в воде сестона (детрита и планктона). Для сбора придонного планктона употребляется планктонный трал. В случае сильного развития планктона («цветения») применяется зачерпывание небольшого объема воды с последующим химическим осаждением или непосредственным наполнением водою счетной камеры, в которой производится и качественный и количественный анализ компонентов цветения.

О стандартизации и координации методов исследования планктона

Вопрос этот важный, поскольку для обобщений оперируют сравнительным методом, для которого пригодны лишь данные, установленные согласованными методами. Вопрос, вместе с тем, сложный и ответственный.

ный, и решать его тонологов; здесь вести работу, и

Во-первых, не лежащей исследов планктона. Если нопланктона мери воды для разли могут быть пред планктон — от 1

Во-вторых, планктона. Так ция методов и пр него характера. какой-либо опре сколько изменен для исследовани

1) лов сетью и прочих крупн

2) лов сетью для коловраток в комбинации с Рожко-Рожкевич

3) лов зачерп с крышками, р батометр Франн лучше с примен

4) лов счетно чае необходимос ждение в двойн с использованием подсчета осевш

5) специаль льянной или цел длиной около 1 воды, вырезанн каждого колена ких проб, взят

Методы обр ные, могут про рованном виде

При качест жит исследова ближайшем ст быстрого отми следует защи наглухо, улож

ный, и решать его должна специальная комиссия из компетентных планктологов; здесь же указываются те направления, в которых необходимо вести работу, и вносятся некоторые предложения.

Во-первых, необходима стандартизация величины объема воды, подлежащей исследованию на предмет качественной и количественной оценки планктона. Если для мезопланктона требуется больше воды, то для наннопланктона меньше. Минимальные условные объемы облавливаемой воды для различных размерных категорий планктонных организмов могут быть предложены такие: мезопланктон — от 20 л до 1 м³, микропланктон — от 1 до 20 л, наннопланктон — от 1 мл до 1 л.

Во-вторых, важно также координирование методов исследования планктона. Так как универсального метода нет, то необходима комбинация методов и притом определенная, чтобы данные не носили одностороннего характера. Отступления возможны в случае специального изучения какой-либо определенной группы организмов. Ниже предлагается несколько измененная комбинация методов, предложенная Рыловым (1930а) для исследования пелагического планктона:

1) лов сетью из газа №№ 12/49—14/55 специально для ракообразных и прочих крупных представителей планктона;

2) лов сетью или планктоночерпачком из газа №№ 20/68—25/77 для коловраток и сравнительно крупных простейших; замена его насосом в комбинации с сетным методом или взятием пробы воды батометром Рожко-Рожкевича, объемом в 10 л;

3) лов зачерпыванием воды объемом не меньше 1 л; батометр Рутнера с крышками, расположенными лучше параллельно тяге, или метровый батометр Францева; обработка отстойным, центрифужным методом или лучше с применением мембранного фильтра;

4) лов счетной камерой для учета нанно- и микропланктона, а в случае необходимости облова большого объема воды — зачерпывание и осаждение в двойных спаренных счетных камерах или в трубчатых камерах с использованием (если таковой имеется) перевернутого микроскопа для подсчета осевших на дно камер организмов;

5) специально для мелких прудов: взятие проб воды с помощью стеклянной или целлулоидной трубки, состоящей из нескольких колен общей длиной около 1.5 м, или прибором Ляхновича; обработка всего столба воды, вырезанного трубкой (цилиндром), — или по частям в пределах каждого колена трубки, или составление смешанной пробы из нескольких проб, взятых в различных участках пруда.

МЕТОДЫ ОБРАБОТКИ ПЛАНКТОНА

Качественная обработка планктона

Методы обработки планктона могут быть качественные и количественные, могут производиться над планктоном как в живом, так и в консервированном виде.

При качественной обработке в живом виде собранный материал надлежит исследовать вскоре после лова или на месте взятия пробы, или на ближайшем стационарном пункте (лаборатории, станции и пр.). Ввиду быстрого отмирания планктона при переносе проб на место обработки, следует защищать пробы от нагревания солнцем, не закупоривать их наглухо, уложить их во влажный мох или завернуть в мокрую тряпку.

ее через мембранный фильтр или через небольшую сетку из самого плотного газа.

При исследовании глубоких колодцев используется сетка для вертикальных или фракционных ловов, насос или зачерпывание с последующей фильтрацией или отстаиванием.

В прудах, заросших высшей водной растительностью, но с участками, свободными от зарослей, методы те же, что и при исследовании второго типа луж или прудов с окнами, с той разницей, что, при наличии достаточной глубины, в открытых частях водоема можно применить и вертикальные сборы планктона насосом, сеткой, планктоночерпателем или планктонной трубкой.

В больших прудах или небольших озерах необходимы отдельные сборы в прибрежных зарослях (в литорали) и в открытой части, причем здесь уже можно произвести ловы на горизонтальное распределение планктона, сделав ряд станций по створу, захватив различные глубины. Ловы — сплошные, от дна до поверхности (сеткой из редкого газа). Для изучения вертикального распределения планктона — ловы насосом, батометром (бутылью), планктоночерпателем, планктонным тралом, причем особое внимание обращается на то, чтобы сборами были представлены все вертикальные зоны: эпи-, мезо- и гипolimнион, особенно дробно сборами должен быть представлен эпилимнион.

Те же орудия сбора планктона, что и при исследовании небольших озер, используются и на глубоких больших озерах с той разницей, что здесь самую работу необходимо производить уже не с лодки, а с большого судна, оснащенного необходимыми для работы спусковыми приспособлениями (лебедка, шлюп-балка, стрела), а сами орудия лова спускать не на пеньковом, а на металлическом тросе, пропускаемом от лебедки через счетчик.

Сбор планктона на таких крупных водоемах производится как экспедиционным путем с охватом различных районов при помощи сети разрезов, так и стационарным путем на специально установленных наблюдательных пунктах или на организованной на озере постоянной озерной станции.

Характер исследования планктона здесь принципиально не отличается от такового на мелких озерах: в программу входит исследование качественного и количественного состава, горизонтального и вертикального распределения, сезонной динамики планктона и т. д., при этом все это в связи с изучением факторов среды.

В реках с течением в качестве орудия лова используется цилиндрическая сетка или планктонометр. Продолжительность лова определяется количеством взвешенного в воде сестона (детрита и планктона). Для сбора придонного планктона употребляется планктонный трал. В случае сильного развития планктона («цветения») применяется зачерпывание небольшого объема воды с последующим химическим осаждением или непосредственным наполнением водою счетной камеры, в которой производится и качественный и количественный анализ компонентов цветения.

О стандартизации и координации методов исследования планктона

Вопрос этот важный, поскольку для обобщений оперируют сравнительным методом, для которого пригодны лишь данные, установленные согласованными методами. Вопрос, вместе с тем, сложный и ответственный,

ный, и решающий для тонологов; зде вести работу,

Во-первых, лежащей исследованию планктона. Ен планктона воды для ра могут быть п планктон — с

Во-вторых, планктона. Т ция методов н него характер какой-либо с сколько изме для исследов

1) лов сет и прочих кру

2) лов се для коловрат в комбинаци Рожко-Рожко

3) лов зач с крышками, батометр Фр. лучше с при

4) лов сче чае необходи ждение в дво с использова подсчета осе

5) специа льяной или п длиной окол воды, выреза каждого кол ких проб, ва

Методы о ные, могут п рованном ви

При каче жит исследо ближайшем быстрого от следует заш наглухо, уд

ный, и решать его должна специальная комиссия из компетентных планктологов; здесь же указываются те направления, в которых необходимо вести работу, и вносятся некоторые предложения.

Во-первых, необходима стандартизация величины объема воды, подлежащей исследованию на предмет качественной и количественной оценки планктона. Если для мезопланктона требуется больше воды, то для наннопланктона меньше. Минимальные условные объемы облавливаемой воды для различных размерных категорий планктонных организмов могут быть предложены такие: мезопланктон — от 20 л до 1 м³, микропланктон — от 1 до 20 л, наннопланктон — от 1 мл до 1 л.

Во-вторых, важно также координирование методов исследования планктона. Так как универсального метода нет, то необходима комбинация методов и притом определенная, чтобы данные не носили одностороннего характера. Отступления возможны в случае специального изучения какой-либо определенной группы организмов. Ниже предлагается несколько измененная комбинация методов, предложенная Рыловым (1930а) для исследования пелагического планктона:

- 1) лов сетью из газа №№ 12/49—14/55 специально для ракообразных и прочих крупных представителей планктона;
- 2) лов сетью или планктоночерпачком из газа №№ 20/68—25/77 для коловраток и сравнительно крупных простейших; замена его насосом в комбинации с сетным методом или взятием пробы воды батометром Рожко-Рожкевича, объемом в 10 л;
- 3) лов зачерпыванием воды объемом не меньше 1 л; батометр Рутнера с крышками, расположенными лучше параллельно тяге, или метровый батометр Францева; обработка отстойным, центрифужным методом или лучше с применением мембранного фильтра;
- 4) лов счетной камерой для учета нанно- и микропланктона, а в случае необходимости облова большого объема воды — зачерпывание и осаждение в двойных спаренных счетных камерах или в трубчатых камерах с использованием (если таковой имеется) перевернутого микроскопа для подсчета осевших на дно камер организмов;
- 5) специально для мелких прудов: взятие проб воды с помощью стеклянной или целлулоидной трубки, состоящей из нескольких колен общей длиной около 1.5 м, или прибором Ляховича; обработка всего столба воды, вырезанного трубкой (цилиндром), — или по частям в пределах каждого колена трубки, или составление смешанной пробы из нескольких проб, взятых в различных участках пруда.

МЕТОДЫ ОБРАБОТКИ ПЛАНКТОНА

Качественная обработка планктона

Методы обработки планктона могут быть качественные и количественные, могут производиться над планктоном как в живом, так и в консервированном виде.

При качественной обработке в живом виде собранный материал надлежит исследовать вскоре после лова или на месте взятия пробы, или на ближайшем стационарном пункте (лаборатории, станции и пр.). Ввиду быстрого отмирания планктона при переносе проб на место обработки, следует защищать пробы от нагревания солнцем, не закупоривать их наглухо, уложить их во влажный мох или завернуть в мокрую тряпку.

Если нет возможности сразу же приступить к обработке, доставленные пробы перенести в холодное помещение: подвал, погреб. Самый просмотр живого материала производить возможно быстрее. Предметные и покровные стекла, пипетки для взятия капли материала не должны иметь следов фиксатора (формалина и пр.). Взятая пипеткой капля (лучше со дна) и перенесенная на предметное стекло накрывается покровным стеклом, и определению подвергаются прежде всего те организмы, которые в консервированном виде не определимы: жгутиковые, прочие простейшие, беспанцирные коловратки. Для парализования движения организмов применяется наркоз хлоралгидратом, кокаином, хлороформом, парами осмиевой кислоты; осторожное нагревание капли и прибавление вишневого клея тоже способствуют замедлению движения. Так как консервирование организмов сильно деформирует некоторых из них, особенно многих представителей наннопланктона, то при обработке их в живом виде выигрывается точность определения. Это достоинство изучения наннопланктона в живом виде очень подкупает в пользу если не полного применения этого способа, то, по крайней мере, хотя бы частичного.

Исследование планктона в консервированном виде производится следующим образом: часть осадка берется пипеткой (не той, которая употребляется при изучении планктона в живом виде) и переносится на предметное стекло, накрывается покровным стеклом и исследуется при малом увеличении микроскопа или под биноклем для зоопланктона и при большом увеличении для фитопланктона (также для всего наннопланктона). Пипетка для взятия капли не должна быть слишком узкой. При определении отмечается на глаз частота встречаемости отдельных форм, которая в записях регистрируется теми или иными условными обозначениями по пяти-шестибалльной шкале.

Имеются различные условные шкалы для оценки частоты встречаемости:

Шкала Вислоуха (1915)

В массе (цветение)	5	=====
Очень часто, но реже, чем предыдущая ступень	5	=====
Часто, десяток или немного больше в густом препарате	4	=====
Не редко, меньше десятка в густом препарате	3	=====
Редко, 2—4 в густом препарате	2	=====
Очень редко, 1—2 в густом препарате	1	=====

Шкала Шеффера и Робинсона (Scheffera. Robinson, 1939)

Встречен в 60—100% полей зрения	abundant, масса
» в 30—60% » »	very common, много
» в 5—30% » »	common, порядочно
» в 1—5% » »	occasional, мало
» в < 1% » »	rare, редко

Для оценки встречаемости существуют и другие условные шкалы, среди которых можно указать на шкалу, помещенную в «Инструкции для микроскопического исследования и описания образцов планктона и грунта»

(1921). Здесь водой в отношении стекла и устанавливает

1. Не в к показыва
2. В каждо
3. В каждо
4. В каждо
5. В массе
6. Если в п

Для устрцией некото возможно ча материал на м щие пометки, иметь надеж никнуть при практика в тех или друг

Количеств и тоже могут вированом в тод. При эт ликом, удоб (фиг. 39). В собранного л небольшой п (фиг. 40).

Последня из чередую и вставленн пистона зак тушки (II), трубки. Втя объем воды, ходится меж клянной тру деляемым, ч пробка в пи несколько ч работе порш его металлич

(1921). Здесь предлагается разбавлять осадок пробы после отстаивания водой в отношении 1 : 3, из взболтанной смеси брать 3 капли на предметное стекло и просматривать их полностью. Для оценки встречаемости устанавливается такая шкала:

1. Не в каждом препарате — обозначается дробью, числитель которой показывает количество найденных экземпляров, а знаменатель число препаратов.
2. В каждом препарате в количестве не более 10 экземпляров — обозначается цифрой 1.
3. В каждом препарате в количестве 10 экземпляров, но не в каждом поле зрения — цифрой 2.
4. В каждом поле зрения в количестве от 1 до нескольких экземпляров — цифрой 3.
5. В массе — знаком ∞ .
6. Если в препарате организмов 2—3, то при преобладающем из них после ∞ ставится восклицательный знак (!).

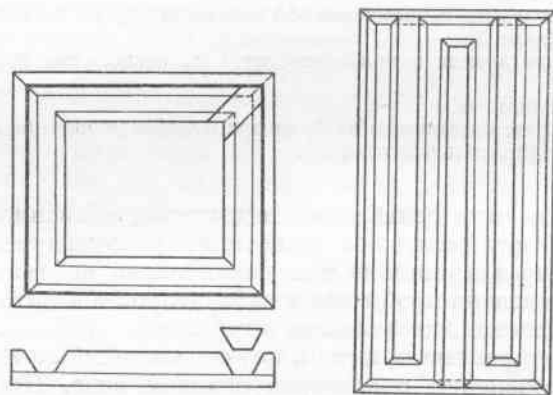
Для устранения или ослабления недостатка, связанного с деформацией некоторых организмов от фиксации, рекомендуется, насколько возможно чаще, предварительно или параллельно просматривать живой материал на месте взятия пробы или в лаборатории и делать соответствующие пометки, зарисовки, касающиеся морфологии отдельных форм, чтобы иметь надежные отправные пункты в случае сомнений, которые могут возникнуть при определении в консервированном виде. Продолжительная практика в определении организмов тоже может облегчить узнавание тех или других форм.

Количественная обработка планктона

Количественные методы обработки планктона довольно разнообразны и тоже могут производиться над планктоном как в живом, так и в консервированном виде. Самым старым и очень трудоемким является счетный метод. При этом методе наиболее крупные организмы просчитываются целиком, удобно использовать для этого камеру Богорова (Богоров, 1927) (фиг. 39). В большинстве же случаев для подсчета всех групп планктона, собранного мелкоячеистой сетью, необходимо ограничиться подсчетом небольшой порции планктона, взятой так называемой штемпель-пипеткой (фиг. 40).

Последняя представляет собою поршень с пистоном, состоящим из чередующихся слоев металла и пробки, удерживаемых крепко вместе и вставленных в толстостенную стеклянную трубку (*T*). Нижний конец пистона заканчивается металлическим придатком, имеющим форму катушки (*II*), края которой пригоняются плотно к внутренней поверхности трубки. Втянутый в трубку придаток захватывает строго определенный объем воды, соответствующий размерам того пространства, которое находится между поверхностью придатка и внутренней поверхностью стеклянной трубки. Желательно такой металлический придаток делать отделяемым, чтобы заменять его другим иного размера (Welch, 1948). Если пробка в пистоне становится сухой при долгом хранении, необходимо за несколько часов до пользования пипеткой пистон вымочить в воде. При работе поршень надавливанием на ручку (*P*) выдвигается настолько, чтобы его металлический придаток вышел наружу.

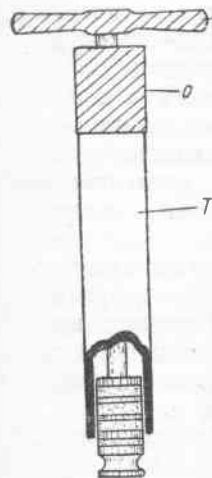
Самую пробу планктона перед взятием из нее порции для подсчета доводят до определенной концентрации, разбавляя ее, если она слишком густа (количество просчитанных организмов в порции больше 1000), или сгущая ее путем отсасывания воды, если она очень бедна (количество организмов в порции меньше 100). Объем пробы, доведенной до требуемой концентрации, измеряют. Перед взятием из нее порции штемпель-пипеткой пробу взбалтывают в особой широкогорлой банке и, не дав организмам осесть, быстро погружают в пробу нижний конец поршня штемпель-



Фиг. 39. Камера Богорова для обработки зоопланктона. (Из Богорова, 1927).

пипетки и с помощью ее берут порцию — 0.1 мл для фитопланктона и от 0.2 до 1 мл и даже до 5 мл для зоопланктона. Вынутую из пробы пипетку обтирают полотенцем и открывают, выдвигая наружу металлический при- даток над предметным стеклом или над особой разграфленной пластин- кой. Если взята порция в 0.1 мл, то ее накрывают большим покровным стеклом (24×32 мм) и просматривают от края до края последовательными движениями крестообразного столика микроскопа (фиг. 41). Просчитывают две такие порции. Если расхождение результатов двух просчетов не больше 5%, на этом просчет и заканчивают; если же расхождение более 5%, необходимо взять для просчета еще 1—2 порции, пока расхождение не снизится до 5%. В случае отсутствия штемпель-пипетки ее можно заменить обычной градуированной пипеткой с достаточно широким диа- метром.

Для сокращения времени просчета при очень больших продукциях, в целях получения лишь сравнимых результатов можно ограничиться про- счетом организмов не во всей порции в 0.1 мл, а в пределах нескольких полей зрения. Для этого сначала определяется площадь поля зрения, под- считывается количество организмов в пределах одного поля зрения, про- извольно взятого, потом другого и т. д. до 10—20 полей. Полученные числа суммируются и результат сложения делится на число просчитанных полей зрения. Полученное частное будет представлять собою среднее количе- ство организмов в одном поле зрения. Определив, сколько таких полей зрения содержится во всей порции площадью в 24×32 мм и помножив на найденный коэффициент среднее количество организмов в одном поле зрения, мы получаем число, показывающее, сколько организмов содержится

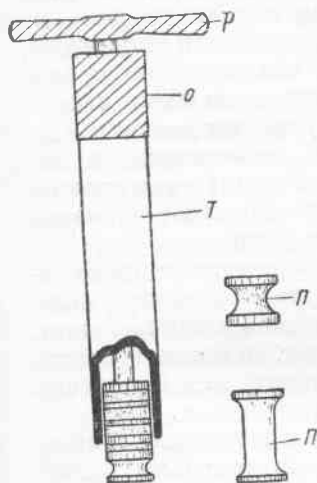


Фиг. 40. Штем- петка, берущая воду с планктоном для подсчета количества. Нижний край ки изображен с целью показать, что он состоит из черных слоев металла, где по- черченные части ствуют металли- пунктирные — выемкой диска. (Из 1948).

T — толстая ст- трубка; P — ручка; ния металлическая; П — отделяемые м- ские придатки в- тушек с выемкой размера.

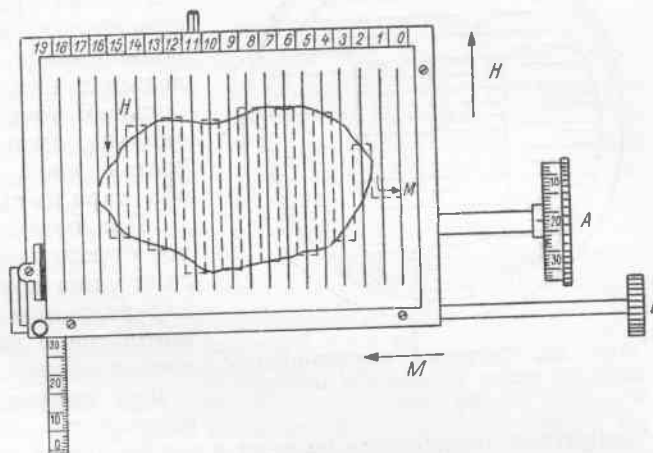
Для провед- скопом в боль- поле зрения в- ных счетных п- прием страдае- со стороны На- Введенный метр (фиг. 42) зумый и у на- бывает часто в-

для подсчета
она слишком
ыше 1000), или
количество ор-
до требуемой
штемпель-пипет-
е дав организ-
ния штемпель-



Фиг. 40. Штемпель-пипетка, берущая порцию воды с планктоном для количественного подсчета. Нижний край пипетки изображен отбитым, чтобы показать пистон, состоящий из чередующихся слоев пробки и металла, где поперек исчерченные части соответствуют металлическим, пунктирные — пробковым дискам. (Из Welch, 1948).

Т — толстая стеклянная трубка; Р — ручка; О — передняя металлическая обойма; П — отделяемые металлические придатки в виде напусков с выемкой разного размера.



Фиг. 41. Подвижный крестообразный столик микроскопа с закрепленной на нем счетной стеклянной пластинкой и каплей планктона. (Из Арнольда, 1907).

М — стрелка, показывающая передвижение пластинки движением винта А на одну борозду справа налево; Н — стрелка, показывающая передвижение пластинки движением винта В от или по направлению к наблюдателю; НМ — путь, который проходит луч зрения наблюдателя, переходя слева направо с одной борозды на другую.

опланктона и
пробы пипетку
математический при-
нцип пластин-
ным покровным
довательными
Просчитывают
просчетов не
ожждение более
расхождение
тки ее можно
широким диа-

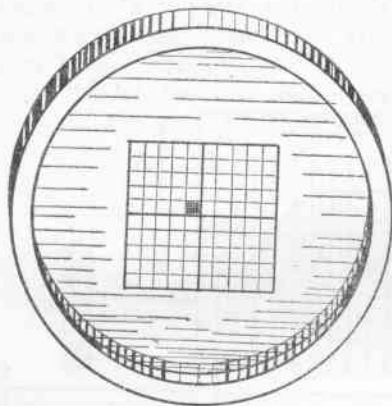
продукциях.
ничиться про-
х нескольких
зрения, под-
зрения, про-
ученные числа
итанных полей
еднее количе-
о таких полей
и помножив
в одном поле
ов содержится

пипеткой и методом полей зрения, однако штемпель-пипетка — прибор дорогой и не всегда имеющийся под руками, а метод полей зрения при невысоких количествах планктона может оказаться очень неточным, поэтому подсчет планктона, отфильтрованного через мембранный фильтр или осажденного отстойным методом, лучше производить в счетных камерах определенного объема и толщины (см. подробнее в главе 35 этой книги).

Для проведения более точного подсчета мелких организмов под микроскопом в большинстве случаев бывает безусловно необходимо разделить поле зрения на части, что обычно достигается применением разграфленных счетных пластинок. Однако этот старый и широко распространенный прием страдает рядом существенных недостатков и был подвергнут критике со стороны Наумана (Naumann, 1919) и Утермеля (Utermöhl, 1925, 1927a).

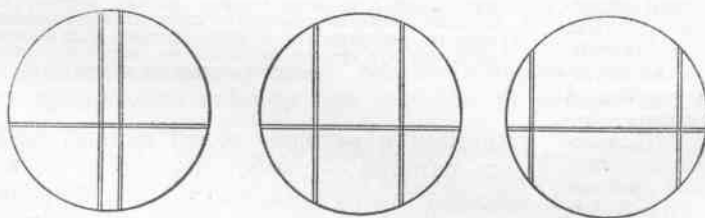
Введенный широко в американскую практику сетчатый окуляр-микрометр (фиг. 42) (Whipple и др. 1927) и в некоторой модификации используемый и у нас в Советском Союзе (Аренштейн и Разумов, 1950) хотя и бывает часто вполне удовлетворителен, но не при всех условиях. Лучшие

результаты получаются при использовании так называемых счетно-полосчатых окуляров (Zählstreifen-Okular) с параллельно натянутыми в поле зрения двумя нитями, расстояние между которыми подбирается в зависимости от количества подсчитываемых организмов (Utermöhl, 1927a) (фиг. 43).



Фиг. 42. Сетчатый окуляр-микромметр на диске из тонкого прозрачного стекла.

планктона переводятся на один и тот же объем, на 1 л для фитопланктона или 1 м³ для зоопланктона. Для этого в случае сетных сборов следует определить объем воды, прошедшей через сетку, а этот объем представляет собой столб воды в виде цилиндра, основание которого равно площади входного отверстия сетки, а высота — длине пути (в м), пройденного



Фиг. 43. Счетно-полосчатые окуляры с натянутыми нитями. (Из Utermöhl, 1927a).

сеткой в открытом виде. На определенный таким способом объем следует разделить количество организмов, установленное во всей пробе. Это и даст количество организмов в 1 м³.

В случае необходимости определить количество планктона под 1 м² поверхности водоема, обрабатывают счетным (или объемным) методом сплошной вертикальный лов. Полученные цифры умножают на число, показывающее, сколько раз в 1 м² содержится площадь входного отверстия сетки (Рылов, 1926).

При обработке проб планктона, собранных сетью из крупноячеистого шелкового газа, пробу подсчитывают целиком, и только в случае большого количества организмов ограничиваются просмотром части пробы.

При просмотре пробы целиком, пробу концентрируют, взбалтывают и выливают в кристаллизатор; организмы, застрявшие на стенках банки

или на пробке тонким пинцетом оставляют в пробирке целиком при помощи гофрированного вида орпидея, особым счетчик ЭМИБ.

При просмотре 1000, также в фильтруете, обсушивается в скую чашку Пиретт, вес чашки и воды тем при помощи определяют путем всей пробы состав в ней органического для каждого вида мы определяем получения болции пробы, не менее 5%. Для всю пробу (сметим из двух).

«Пусть в результате 450 экз. двух просчетов. Расхождение в результате тнее из трех пр $x=98.8\%$. Р. (Яшнов, 1934).

При колична фиксировапланктона. Эотмирании орлат характердля мертвыхленых — зерных коловийоболочек клетельным прии четкость гметить — насти и последучетного выя5%-м воднымстальской-Ка

При опрекрасные резуной) микроскориал, консер

или на пробке, смываются или переносятся пинцетом. Выбрав иглой или тонким пинцетом самые крупные организмы, измерив их и сосчитав, оставшиеся в кристаллизаторе организмы подсчитывают в камере Богорова целиком или по частям на предметных стеклах. Счет облегчается при помощи горошин, бросаемых в коробки, соответствующие тому или иному виду организма или стадии развития последнего. Для облегчения подсчета, особенно немногих массовых видов, может быть использован счетчик ЭМИБ (Киев).

При просмотре части пробы, когда количество организмов в ней больше 1000, также выбираются сначала самые крупные организмы, потом проба фильтруется через кусок мелкоячеистого шелкового газа, осадок на фильтре обсушивается фильтровальной бумагой, помещается на куске газа в плоскую чашку Петри и взвешивается с точностью до 0.1 г. Отсюда вычитают вес чашки и вес во влажном состоянии куса шелкового газа. Взяв затем при помощи шпателя часть пробы не менее 2—3 г и взвесив ее, определяют путем сравнения с первым взвешиванием, какую часть от всей пробы составляет взятая для второго взвешивания порция. Сосчитав в ней организмы тем или иным способом и помножив полученное число для каждого вида на частное от деления результатов двух взвешиваний, мы определяем количество организмов каждого вида во всей пробе. Для получения более точных данных необходимо просчитать не 1, а 2—3 порции пробы, пока расхождение результатов отдельных просчетов будет менее 5%. Для этого результаты двух первых просчетов переводятся на всю пробу (см. выше) и из полученных чисел первое сравнивается со средним из двух просчетов.

«Пусть в результате первого подсчета и перевода на всю пробу получили 450 экз. данного вида, в результате второго — 510 экз., среднее из двух просчетов будет 480 экз. Поэтому $450 : 100 = 480 : x$, откуда $x = 106.7\%$. Расхождение свыше 5%, поэтому просчет следует продолжить. Пусть в результате третьего просчета мы получим для всей пробы 462 экз. Среднее из трех просчетов будет 474 экз. Поэтому $480 : 100 = 474 : x$, откуда $x = 98.8\%$. Расхождение меньше 5%, просчет на этом заканчивается» (Яшнов, 1934).

При количественном подсчете планктона очень важно уметь различать на фиксированном материале живые организмы от мертвых компонентов планктона. Это различие устанавливается по изменению структуры при отмирании организмов. Для живых диатомовых водорослей и динофлагеллат характерна целостность протопласта, целиком заполняющего клетку, для мертвых же — нарушение целостности последнего. Для живых синезеленых — зернистость клеток и четкость границ как клеток, так и отдельных колоний, для мертвых же — гомогенность колоний и разбухание оболочек клеток. У зоопланктона (ракообразных и коловраток) отличительным признаком живых служат хорошо выраженная мускулатура и четкость границ между внутренними органами; для мертвых надо отметить — на первой стадии распад мускулатуры с появлением зернистости и последующее стирание границ между органами. Для более легкого и четкого выявления структуры планктонные организмы окрашиваются 5%-м водным эритрозином. Подробнее об этом методе в работе у Ка-стальской-Карзинкиной (1935).

При определении живых и мертвых клеток водорослей планктона прекрасные результаты дает применение метода флуоресцентной (люминесцентной) микроскопии, но для исследования этим методом не пригоден материал, консервированный формалином (подробнее об этом методе см.

главу 39, написанную Горюновой в этом томе, а также: Горюнова, 1952).

В заключение заметим, что статистика, базирующаяся исключительно на количественном подсчете числа особей, не всегда может быть удовлетворительной, так как, благодаря различным размерам планктонных форм, она не может дать картины фактической продукции; поэтому является необходимость определения объемов или весов планктонных организмов (см. ниже). Однако и определение одних объемов или весов без учета численности организмов часто не дает представления о степени относительного развития, например наиболее мелких и наиболее крупных по объему или весу видов, что имеет большое значение для многих вопросов планктонологии. Поэтому в диаграммах распределения планктона, сконструированных на основе объемов, следует вписывать количества особей в 1 л (Ruttner, 1937; см. также ниже рис. 49).

Другие методы количественной обработки планктона

Объемный и весовой методы

Определение биомассы планктона, выражаемой в объемных или весовых единицах, может производиться или путем определения всей массы планктона в отдельных пробах, или путем определения средней биомассы отдельных видов и их стадий, с последующим умножением на количество экземпляров этих видов и стадий, определенное счетным методом.

Определение всей массы планктона без различия видов производится различными методами. Самый грубый метод — метод сырых объемов, при котором проба с планктоном выливается в мерный сосуд, и после осаждения всего планктона определяется его объем по делениям мерного сосуда. В случае всплывания части организмов, отдельно для них производится отсчет по верхним делениям мерного сосуда. Так как плотность (компактность) осадка, в зависимости от состава планктона бывает разная, то этот метод может дать совершенно не отвечающие действительности результаты. Гораздо точнее метод вытеснения жидкости, или метод «плотного» объема, при котором пробу планктона сначала отфильтровывают через шелковый газ и в слегка обсушенном виде переносят вместе с кусочком газа, объем которого во влажном состоянии определяется заранее, в мерный сосуд (цилиндр или бюретку в случае малого объема планктона) с жидкостью, налитой до определенной мерки. Разница между высотой жидкости в измерительном сосуде до и после погружения в нее планктона даст нам величину плотного объема измеряемой пробы. Этот метод дает более или менее надежные цифры лишь при значительном количественном развитии планктона и при использовании волюминометра Усачева в том видоизменении, которое было предложено Грезе (фиг. 44). Его составные части: маленькая шарообразная воронка с трубкой, служащая приемником; на шейке воронки нанесена тонкая черта (а), по которой устанавливается уровень воды; на конец трубки приемника насаживается резиновая трубка, связывающая приемник с микробюреткой (отмечающей тысячные доли мл) через посредство стеклянного тройника. Последний на своем свободном конце снабжен зажимом для быстрого опоражнивания прибора по окончании опыта.

Оба метода — и метод сырого объема и метод плотного объема — страдают тем недостатком, что при них собственно определяется объем не

планктона, а немного, то

Хорошие педантики о и с ничтожн

Для разд ственных соо рический, п Барышевой, следующем. петкой из в счетную пла деляется на ла быстро и к ней приба стинка с ка микроскопа, освещается

Зеркало, пр отбрасывает ложенный л ром обводят и детрита, площадей, отдельных за 100 и он каждая гру объеме или образом 3— получае б ние о соотн шева, 1938)

Более то мов дает в биомассы п ния в волю отмытых в соответствие осторожност воронку, о Сместив др воды в при воронки. У жения орга низмов или терием точ

Довольн отстойно-ф ктона прок временно о ее осадка осадка, ма возможно

Горюнова,
ключительно
быть удовле-
онных форм,
му является
организмов
учета числен-
носительного
объему или
планктоно-
структурирован-
и в 1 л (Rutt-

она

их или весо-
всей массы
и биомассы
и количество
лом.

производится
объемов, при
осаждении
мерного со-
них произ-
к плотности
ваает разная,
ельности ре-
д «плотного»
ивают через
е кусочком
ане, в мер-
планктона)
ду высотой
е планктона
метод дает
ичественном
ачева в том
Его состав-
щая прием-
ой устанавли-
ается рези-
отмечающей
Последний
аживания

ема — стра-
а объем не

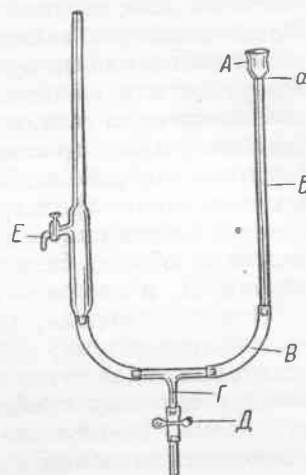
планктона, а объем всего сестона: планктон + детрит; когда последнего немного, то результат получается точнее.

Хорошие результаты получаются, когда изучается биомасса планктона пелагиали озера или водохранилища с однообразным составом планктона и с ничтожным количеством абисестона.

Для разделения сестона на био- и абисестон и установления количественных соотношений между ними может быть применен метод планиметрический, предложенный Гаевской (цит. по Барышевой, 1938). Принцип метода состоит в следующем. «Капля с сестоном, взятая пипеткой из взболтанной пробы, помещается на счетную пластинку, сестон равномерно распределяется на пластинке. Чтобы капля не подсохла быстро и покровное стекло не сместилось, к ней прибавляется немного глицерина. Пластинка с каплей кладется на подвижный столик микроскопа, тубус которого откинут на 90°, и освещается с помощью очень сильной лампы. Зеркало, прикрепленное к тубусу микроскопа, отбрасывает изображение на горизонтально расположенный лист белой бумаги. Затем планиметром обводятся контуры отдельных организмов и детрита, дающие представление о величине площадей, занимаемых ими. Сумма площадей отдельных компонентов сестона принимается за 100 и определяется, какой процент занимает каждая группа организмов и детрит в общем объеме или весе сестона. Обработывая таким образом 3—4 препарата из каждой пробы, мы получаем более или менее точное представление о соотношении био- и абисестона» (Барышева, 1938).

Более точные результаты метод плотных объемов дает в том случае, когда при определении биомассы планктона в целом исходят из определения в волюминометре биомассы отдельных экземпляров или порций их, отмытых в воде в процессе сортировки и отборки по разным фракциям соответственно их размерам. Для этого подсушенные рачки со всеми предосторожностями переносятся на кончике препаровальной иглы в приемную воронку, отчего уровень в обоих коленах волюминометра поднимается. Сместив друг по отношению к другу оба колена, добиваются, чтобы уровень воды в приемной воронке снова установился бы по черте (а) на шейке воронки. Уровень в микробюретке повысится, и разница уровней до погружения организмов и после и служит мерилем объема отдельных организмов или их порций. Каждое определение повторяется дважды. Критерием точности служит отклонение не свыше 10% (Грезе, 1948).

Довольно близок к методу плотных объемов Усачева и Грезе метод отстойно-фильтрационный Липиных, при котором измерение объема планктона производится в особом отстойнике-фильтраторе, служащем одновременно отстойником для измерения обычного сырого объема пробы, т. е. ее осадка в жидкости, и фильтратором для измерения сырого объема осадка, максимально уплотненного удалением из него фильтрацией возможно большего количества воды.



Фиг. 44. Микроволюминометр для определения объема планктона. (Из Грезе, 1948).

А — приемная воронка, а — черточка для установления уровня; В — микробюретка; Г — резиновые трубки; Д — стеклянный тройник; Е — край для спуска воды при установлении уровня в обоих коленах прибора.

«Прибор состоит из двух стеклянных частей — верхней и нижней. Первая представляет градуированную трубку с внутренним диаметром 4—5 мм и с делениями в 0.02 мм^3 (объем градуированной части трубки — 3—4 мл). Верхний конец этой трубки расширен в небольшую воронку, а нижний — в шайбочку, плоскость которой перпендикулярна оси трубки. Нижняя часть прибора — наконечник — представляет короткий отрезок той же трубки, оканчивающейся наверху такой же шайбочкой, как нижний конец верхней трубки. Направленные друг к другу поверхности обеих шайбочек взаимно пришлифованы.

«Чтобы зарядить прибор для работы, нужно между двумя притертыми поверхностями шайбочек заложить кусочек фильтра из наивысшего номера шелкового газа, а еще лучше — из нитроклетчатки. Вся эта система (шайбочки и фильтр между ними) скрепляется парафином. После этого прибор готов для работы. В него наливается целиком или частями проба, которая постепенно отфильтровывается; по окончании фильтрации объем уплотненного осадка измеряется. По этому способу, как и по способу Усачева, получаем объем, близкий к истинному» (Липины, 1939), но объем не планктона, а сестона (планктон + детрит).

Наиболее точным, хотя и очень трудоемким методом, является метод «истинного» объема, при котором сначала определяются средние объемы различных видов путем приравнивания их тела к какому-нибудь геометрическому телу или комбинации тел и вычисления по известным формулам их объема. Вычисление объемов (весов) организмов можно произвести и исходя из линейных размеров, используя для этой цели особые таблицы для перевода линейных показателей в объемные, имеющиеся в руководствах для инженеров, или пользуясь особой логарифмической диаграммой (Whipple, 1927; Welch, 1948), или исходя из уравнений, связывающих вес и длину тела организма. Полученные цифры средней биомассы для каждого вида, выраженные в кубических миллиметрах или в кубических микронах, умножают на количество экземпляров каждого вида, установленное счетным методом. Для определения истинного объема всего планктона полученные произведения суммируются. В случае необходимости выражения биомассы планктона не в объемных, а в весовых единицах, достаточно приравнять условно удельный вес планктонных организмов к единице и перевести объемные величины в весовые (в г, мг). При определении массы зоопланктона в весовых единицах можно поступать и иначе, используя для этого взвешивание на точных аналитических весах. Для крупных организмов производят взвешивание каждого экземпляра отдельно. Организм измеряется, обсушивается фильтровальной бумагой и взвешивается в герметически закрытой бюксе,¹ вес которой заранее определен и в которую подсушенные организмы переносятся посредством иглы или кося. Для мелких организмов таким же способом взвешивают сразу несколько десятков или сотен экземпляров каждого вида или стадии, а затем путем деления на количество взвешенных экземпляров определяется средний вес одного экземпляра. Это — метод определения «сырого веса». При определении «сухого веса», после фильтрации осадка планктона организмы помещаются на 2—3 дня в эксикатор, заряженный хлористым кальцием, или в сушильный шкаф (термостат) с t° до 100° ($70-80^\circ$) до получения постоянного веса, а затем взвешиваются с предельной точностью. Рекомендуется при всех определениях биомассы делать два взвешивания,

¹ Мордухай-Болтовской полагает, что взвешивание непременно в закрытой бюксе не обязательно.

вания, расход
рием точности

Для более
видов планкто
(1951):

«Организм
пипеткой соот
конца пипетки
ничного газа
на бумажный
паровальной
воды выптыва
одинаковой п
обычно распо
нейшее подсу
последнем не
низмами пере
делив вес орг
квадратик газ
до постоянной
ство организм
занным выше
взвешиваний

«При опи
нет места пер
лучается бол

По отноше
следует заме
(коловратки,
ных) непосред
возможно. И
ному геометр
ческой непра
вает не совсе
следует данн
полученными
брать геометр
формуле объе
(Мордухай-Б

Определе
производило
скопом на м
в двух поло
площадь в пл
Вычислен

где Q площадь
сбоку и свет

¹ См. под

вания, расхождение результатов их, не превышающее 10%, служит критерием точности.

Для более быстрого и точного определения средних весов отдельных видов планктонных организмов заслуживает внимания метод Уломского (1951):

«Организмы, отобранные в часовое стекло и просчитанные, всасываются пипеткой соответствующего диаметра и после скопления их у нижнего конца пипетки выпускаются с 3—4 каплями воды на вырезанный из мельничного газа №№ 20/68—25/77 площадью 2 см² квадратик, положенный на бумажный фильтр. Приподнимая квадратик с помощью пинцета и препаровальной иглы и опуская его на фильтр, добиваются того, что капля воды впитывается фильтром и оставляет на газе влажный кружок почти одинаковой площади (важно!). На смоченной поверхности газа организмы обычно располагаются равномерно в один слой. Производят затем дальнейшее подсушивание квадратика газа на фильтре до тех пор, пока на последнем не исчезнет влажный след. После этого квадратик газа с организмами переносят в бюксу и в ней в закрытом виде взвешивают.¹ Определив вес организмов вместе с тарой, повторяют взвешивание. Для этого квадратик газа сначала тщательно прополаскивают и затем подсушивают до постоянного веса, после этого на него наносится сосчитанное количество организма с 3—4 каплями воды; производится подсушивание указанным выше способом и новое взвешивание; из результатов повторных взвешиваний берется средняя цифра.

«При описанном выше методе исключено повреждение организмов, нет места пересушке их, кроме того, само обсушивание в одном слое получается более равномерное».

По отношению к методу определения среднего веса путем взвешивания следует заметить, что для наиболее мелких представителей планктона (коловратки, науплии, инфузории или молодые стадии крупных животных) непосредственное взвешивание весьма трудно, а часто и просто невозможно. Их средний вес приходится определять по объему, вычисленному геометрическим путем. Однако вследствие сложности и геометрической неправильности тел многих животных планктона и этот путь бывает не совсем точен, поэтому, где это возможно (для молодых стадий), следует данные, полученные геометрическим путем, проверять данными, полученными взвешиванием взрослых. Зная вес взрослых, «можно подобрать геометрическое тело, объем которого соответствует этому весу и по формуле объема этого тела рассчитать вес и более мелких молодых стадий» (Мордухай-Болтовской, 1954).

Определение объема планктонных организмов, по Зиновьеву (1947), производилось следующим образом. Организм зарисовывался под микроскопом на миллиметровую бумагу при помощи рисовального аппарата в двух положениях. Затем на миллиметровой бумаге определялась его площадь в плане и средняя толщина в положениях сбоку и сверху.

Вычисление объема V производилось по формуле:

$$V = Q \frac{h_1 + h_2}{2},$$

где Q площадь организма в плане, h_1 и h_2 — средняя толщина организма сбоку и сверху.

¹ См. подстрочное примечание на стр. 234.

И наконец, заслуживает внимания определение объема по методу Ломана (Lohmann, 1908) с использованием для отдельных планктонных организмов моделей, изготовляемых из пластилина, с проволочными осями, длина которых исчисляется из данных, полученных в результате промеров в 1000-кратном увеличении, т. е. цифры, выражающие объем моделей в мм^3 , будут соответствовать объему организмов в μ^3 . При этом важно помнить и здесь, что многие виды (например диатомовых и ракообразных) в различных озерах и в разные сезоны имеют неодинаковые размеры. Поэтому необходимо, по крайней мере для наиболее частых видов, при каждой серии ловов снова определять средние размеры и, исходя из них, производить пересчет на объем (Ruttner, 1937).

Так как одной из ближайших задач должно быть изучение средней биомассы (среднего сырого веса) отдельных представителей планктона, особенно ракообразных, кормовая ценность которых для рыб особенно велика, то для выполнения этой задачи необходима работа ряда гидробиологов в различных географических областях. Дело в том, что видовая биомасса планктона будет отличаться не только в озерах отдельных географических областей, но даже в пределах одной и той же географической области, если взять озера не одинаковые по своему типологическому характеру, не говоря уже о том, что видовая биомасса будет зависеть от возраста, пола, упитанности ракообразных и т. п.

При этом для получения сравнимых величин работу эту необходимо провести по единой методике.

В конце настоящей главы приводятся в табл. 7—11 средние сырые веса руководящих форм планктона (преимущественно ракообразных), полученные путем взвешивания рядом советских исследователей (Грезе, Зиновьев, Мешкова, Мордухай-Болтовской, Уломский, Харин и др.). Эти материалы носят предварительный характер и нуждаются в уточнении и дополнении. Все они относятся к сырому формалиновому весу животных при их наружном обсушивании. Так как формалиновый вес животного отличается от истинного, то для перехода от формалинового веса к живому необходимо формалиновый вес умножить на некоторый коэффициент, разный для разных групп животных, при разных методах фиксации и хранения материала. К сожалению, этих коэффициентов для планктона нет и их получение — дело будущего (ср. у Жадина в главе 40 этой книги).

Большое значение имеет также наружное обсушивание организмов. Боруцкий (1934) рекомендует одномоментное обсушивание, Мордухай-Болтовской, как и Уломский, предлагает обсушивать до прекращения появления мокрых пятен на фильтровальной бумаге и немедленно после этого взвешивать.

Более точным методом, исключаяющим подсушивание, может служить метод Гаевской (Гаевская, 1938).

Сущность методики сводится к следующему:

«Первый способ. Организм вместе с некоторым неизвестным пока количеством раствора, весовая концентрация которого, однако, известна заранее, вносится в предварительно отвешенный объем воды. При этом получается новая весовая концентрация вещества. Прямым взвешиванием определяется суммарный вес воды, организма и внесенного раствора.

Затем определяется новая концентрация вещества. Полученная величина умножается на количество весовых или объемных единиц взятой воды, и таким образом определяется вес вещества, внесенного в раствор вместе с организмом в воду.

«Зная вес первоначальн воды; сложив вес внесенного организма, р вес организ

«В т о р о заранее конц. Прямым взвешиванием. Затем, взвесив раствор, можно вычислить вес раствора. Затем, взвесив организм, можно вычислить вес организма.

«Необходимо взвесить организм в том же растворе, в котором он был взвешен, по тому же способу, по которому он был взвешен.

«В качестве примера рассмотрим организм, который при взвешивании в растворе давал вес ± 0.0 г. При этом организм был взвешен в растворе, в котором он был взвешен, по тому же способу, по которому он был взвешен.

«При этом организм был взвешен в растворе, в котором он был взвешен, по тому же способу, по которому он был взвешен.

«Что касается использования метода, то он может быть использован для взвешивания организмов, которые не могут быть взвешены в растворе, в котором они были взвешены.

«Ввиду того, что размеры организмов могут быть разными, необходимо использовать метод, который позволяет взвешивать организмы, которые не могут быть взвешены в растворе, в котором они были взвешены.

«Для того, чтобы определить вес вещества, внесенного в раствор вместе с организмом, необходимо взвесить организм в том же растворе, в котором он был взвешен, по тому же способу, по которому он был взвешен.

«Для того, чтобы определить вес вещества, внесенного в раствор вместе с организмом, необходимо взвесить организм в том же растворе, в котором он был взвешен, по тому же способу, по которому он был взвешен.

«Зная вес внесенного в раствор вещества, легко вычислить, исходя из первоначальной концентрации раствора, и весовое количество внесенной воды; сложением обеих величин (веса вещества и веса воды) получается вес внесенного с животным раствора. Разница между суммарным весом организма, раствора и воды и весом раствора плюс вес воды дает чистый вес организма.

«Второй способ. Отвешивают не воду, а раствор известной заранее концентрации и вносят организм с некоторым количеством воды. Прямым взвешиванием определяют суммарный вес организма, воды и раствора. Затем определяют новую, более слабую теперь весовую концентрацию раствора. Из сопоставления же исходной и полученной концентрации можно вычислить новый вес раствора. Простое вычитание первоначального веса раствора из полученного даст вес той воды, которая была внесена с организмом.

«Необходимо заметить, что точность определения веса организма при втором способе, хотя и более удобном, гораздо меньше, чем при первом способе, поэтому первый способ является более предпочтительным.

«В качестве вещества, удовлетворяющего всем требованиям и физиологически нейтрального, берется глюкоза, количественное определение которой производится микрометодом Хагедорна и Иенсена, самом употребительном в органическом микроанализе и описанном во всех соответствующих руководствах. Описанный метод допускает использование и микрохимических весов, так как определение глюкозы можно вести с точностью, равной ± 0.0000005 г.

«При определении веса живых организмов указанным методом необходимо учитывать еще следующее: 1) установить предельные концентрации глюкозы для различных групп животных; 2) полностью освободить животное от воды, заменив ее соответственно подобранным раствором глюкозы, для чего достаточно раза три перенести животное из раствора в раствор; 3) перенести животное очень быстро из последнего раствора глюкозы в бокс с водой для взвешивания».

Что касается данных Мордухай-Болтовского, то для правильного использования их необходимо сделать следующее пояснение. Отбираемые из пробы для взвешивания животные сначала измерялись, и экземпляры одной размерной группы взвешивались вместе. Для кладоцер и копепод границы между размерными группами брались через каждые 0.2 мм, т. е. все животные, отличающиеся, например, длиной между 0.7 и 0.9 мм, принимались имеющими один вес. Кроме размеров, учитывались также стадия, пол, степень зрелости, упитанность, сохранность пробы.

Ввиду того, что получение весовых данных для каждого вида и для всех размеров и стадий не очень легко, близкие виды, имеющие сходные строение и размеры соединялись в один морфологический тип, определялся вес только для одного вида, входящего в тип, и полученные данные распространялись и на другие виды того же типа. Другое упрощение заключалось в следующем: определялся вес не для всех размерных классов, а для некоторых (например для наименьшего и наибольшего размеров), для промежуточных же классов вес находился интерполированием, причем ввиду изменчивости веса животных и не вполне правильной зависимости веса от размеров, приходилось прибегать к некоторому округлению и даже иногда «исправлению» цифр, давая так называемые «принятые» для вычисления веса.

Для наиболее распространенных групп — копепод и кладоцер — даны также и результаты непосредственного взвешивания.

Приведенные в табл. 6—11 веса различных планктонных организмов разного пола и на разных стадиях развития позволяют вычислить биомассу планктона без непосредственного взвешивания, что значительно облегчает работу. Однако, ввиду того, что организмы одной и той же стадии развития, пойманные в различных районах или в разные сезоны года, значительно отличаются по своим размерам и по весу, является необходимость определять вес в соответствии с линейными размерами организмов. Удалось установить (Камшилов, 1951), что размер тела, например у *Calanus finmarchicus*, и кубические корни из весов связаны простой линейной зависимостью. То же самое оказалось и у других веслоногих, причем близкие виды давали сходные соотношения, далекие — отличные. Подобная работа в отношении пресноводного планктона была проделана Щербаковым (1952). Им было найдено уравнение, связывающее веса и длину тела у пресноводных веслоногих и имеющее следующий вид:

$$y = 0.34x - 0.03,$$

где y — корень кубический из веса в мг, а x — длина тела в мм, откуда: Вес в мг = (длине тела в мм $\times 0.34 - 0.03$)³.

Для босмин (*Bosmina*) $y = 0.56x + 0.01$, для *Daphnia hyalina* $y = 0.32x + 0.08$, для *Polyphemus pediculus* $y = 0.44x - 0.02$.

Приводим табл. 6 соотношений размеров и весов пресноводных веслоногих, взятую у Щербакова, но измененную так, что в столбце 3, вместо

Таблица 6

Вид	Средняя длина (в мм)	Средний сырой вес 1 экз. (в мг)	Вес 1 экз. (в мг, вычисленный по формуле)	Авторы
<i>Acanthocyclops gigas</i> (Cl.) ♀	2.65	0.770	0.661	Уломский (1951).
<i>Cyclops strenuus</i> s. l. ♀	2.31	0.411	0.431	Щербаков (1935).
» » » ♀	2.10	0.397	0.320	» »
» » » ♀	2.01	0.246	0.279	» »
<i>Cyclops strenuus</i> Fisch. ♀	1.65	0.100	0.150	Уломский (1951).
» » » ♀	1.52	0.140	0.115	» »
» » » ♀	1.12	0.035	0.043	» »
» » » ♀	0.67	0.016	0.008	» »
<i>Mesocyclops leuckarti</i> (Claus) ♀	1.07	0.037	0.037	» »
» » » ♀	1.00	0.030	0.030	Щербаков (1935).
» » » ♀	0.72	0.016	0.010	Уломский (1951).
» » » ♀	0.70	0.015	0.009	» »
» » » ♂	0.75	0.008	0.011	Щербаков (1935).
<i>Mesocyclops oithonoides</i> Sars. ♀	0.75	0.013	0.011	Уломский (1951).
Молодь циклопов	0.37	0.008	0.009	» »
<i>Eudiaptomus graciloides</i> Lill. ♀	1.40	0.080	0.089	» »
» » » ♀	1.35	0.090	0.079	Щербаков (1935).
» » » ♀	1.35	0.078	0.079	» »
» » » ♀	1.24	0.099	0.060	» »
» » » ♀	1.15	0.060	0.047	Уломский (1951).
» » » ♀	1.00	0.021	0.030	Грезе (1948).
» » » ♂	1.17	0.055	0.050	Уломский (1951).
» » » ♀	1.15	0.076	0.047	» »
» » » ♀	1.14	0.055	0.046	Щербаков (1935).
» » » ♀	1.00	0.036	0.030	Уломский (1951).
» » » ♀	0.72	0.018	0.010	» »

корня кубическ
показывающие с
ными путем не

В табл. 12—
которых предст
Разумова, Стро

Данные по
озер Белорусск
дятся, так как
дов с данными
занием на то, да
колоний или ни
Все это исключ

Значительны
объема организ
ассимиляция и
оказалось (Gess
планктонного с
ставляют велич
дельных случа
верхность фито
такую назем

К сожалени
Здесь прив
заимствованны

Asterion
Cyclotel
Cyclotel
Microcy
Cryptom
Dinobry
Mallom
Ceratiu

Рассмотрен
определения п
результаты да
отдельных пла
ных средних в
а также метод
щим переводом
Кроме ука
мической лабо
низмов на сод
дов. Результа

О б р а б о

По оконча
вставляются в

корня кубического из веса даны веса, вычисленные по формуле и показывающие степень расхождения или совпадения с данными, полученными путем непосредственного взвешивания (столбец 2).

В табл. 12—15 даются также вычисленные средние объемы и веса некоторых представителей фитопланктона, взятые из работ Аренштейн и Разумова, Стройкиной, Уломского и Штин.

Данные по средним весам многих представителей фитопланктона из озер Белорусской ССР, опубликованные Акимовой (1954), не приводятся, так как они возбуждают сомнение, сильно расходясь для ряда видов с данными других авторов; кроме того, они не сопровождаются указанием на то, даны ли веса отдельных клеток, колоний или нитей; если же колоний или нитей, то какого размера или из какого количества клеток. Все это исключает возможность пользоваться данными названного автора.

Значительный интерес представляет не только определение среднего объема организма, но и всей его поверхности, через которую происходит ассимиляция и обмен с окружающей средой. Так, для фитопланктона оказалось (Gessner и. Reisinger, 1955), что развитие поверхности у фитопланктонного сообщества, а также количество хлорофилла в озере представляют величины того же порядка, что и у наземных растений, а в отдельных случаях, при господстве наннопланктона, ассимиляционная поверхность фитопланктонного сообщества даже во много раз превышает таковую наземных растений.

К сожалению, данные такого рода в литературе отсутствуют.

Здесь приводим несколько цифр, относящихся к фитопланктону и заимствованных из работы вышеуказанных авторов.

	Поверхность отдельных особей (в μ^2)
<i>Asterionella formosa</i> Hass.	150
<i>Cyclotella</i> (мелкая)	160
<i>Cyclotella bodanica</i> Eulens.	6600
<i>Microcystis</i> u. <i>Aphanocapsa</i> , колонии	310
<i>Cryptomonas erosa</i> Ehr.	360
<i>Dinobryon sociale</i> Ehr.	670
<i>Mallomonas caudata</i> Iwan.	480
<i>Ceratium hirundinella</i> (O.F.M.)	1900

Рассмотрение указанных объемных и весовых методов количественного определения планктона приводит к тому, что наиболее надежные и точные результаты дает метод определения среднего сырого или сухого веса отдельных планктонных организмов с последующим умножением полученных средних весовых величин на количество подсчитанных организмов, а также метод определения так называемого истинного объема с последующим переводом объемных единиц в весовые.

Кроме указанных методов, при наличии хорошо оборудованной химической лаборатории, может быть произведен химический анализ организмов на содержание в них зольных элементов, белков, жиров и углеводов. Результаты такого анализа даются в табл. 16—19 (см. Приложение).

Обработка планктона при центрифужном методе

По окончании центрифугирования пробирки вынимаются из муфт и вставляются в особые деревянные стойки (штативы). Осадки, образовав-

шиеся в них, переводятся в один стаканчик для повторного центрифугирования. Удаление излишка воды лучше производить не путем отсасывания, а путем декантации (сливания). Отсасывание пипеткой может быть применено после первого центрифугирования, где не требуется, чтобы отсасывание было произведено полностью.

После декантации или отсасывания излишка воды, для разрыхления уплотнившегося осадка полезно произвести пипеткой попеременно осторожное всасывание и выталкивание воды, оставленной над осадком. Затем каплю центрифугата всасывают пипеткой, по возможности не забывая ее глубоко, и переносят ее на предметное стекло таким образом, чтобы в последний момент лопнул над каплей пузырь. После некоторого навыка легко брать эту каплю точно такой величины, что она как раз будет помещаться под покровным стеклом, не выступая за его края.

Для смывания организмов, прилипших к стенкам оттянутой части стаканчика, рекомендуется взять пипеткой небольшую каплю отцентрифугированной воды, спустить ее в пробирку и, снова всосав ее, присоединить к капле улова, находящейся на предметном стекле.

Самые пипетки для отсасывания осадка из пробирок должны быть очень тонкие и сильно оттянуты (фиг. 25).

Предметные стекла, на которые переносится капля для подсчета, должны быть несколько шире обычных — примерно 3.5 см. Они должны быть безукоризненно чистыми. Перед перенесением капли на предметное стекло определенная площадь его, как сказано выше, окружается 4 прикрепленными полосками из целлулоида или из покровных стекол. Когда капля перенесена, для равномерного распределения в ней организмов следует ее хорошо слегка помешать отточенным карандашом или препаровальной иглой.

Затем на каплю накладывается покровное стекло 18×18 мм, полоски целлулоида придвигаются к краям покровного стекла настолько, чтобы воспрепятствовать как перемещению капли и покровного стекла, так и испарению воды из препарата.

Изучение и счет лучше производить на подвижном счетном столике или на любом крестообразном столике, позволяющем делать очень малые и последовательные перемещения стеклышка и отмечать местонахождение каждого объекта, дабы впоследствии легко было его найти. Подсчет следует производить либо всего препарата целиком, передвигая его сверху вниз и слева направо, либо (при более богатом наннопланктоне или для более частых форм) ограничивать подсчет пределами 1—4 продольных полосок, взятых произвольно в препарате. Система окуляров и объективов подбирается так, чтобы общее увеличение было примерно от 165 до 250. В протокольных записях рекомендуется результат подсчета каждой полоски записывать отдельно, чтобы знать, насколько равномерно организмы были распределены в препарате.

Так как подсчет требуется производить быстро во избежание порчи материала, приходится для некоторых организмов отказываться от точности определения их, ограничивая это определение пределами рода или даже более крупной систематической единицы, а иногда удовлетворяясь одним схематическим рисунком. Для качественной доработки таким образом просчитанных препаратов полезно бывает такие препараты сохранить. Для этого покровное стекло снимается, к препарату прибавляется капля формалина, покровное стекло снова накладывается и окружается канадским бальзамом.

Обработка

Осажденная тона измеряется штемпель-пипеткой или 0.2 мл, а так, как описано в тоде мы имеем ных увеличений лярный сетчатый окуляр, или пипетку, чтобы использовать подсчитываются через газ № 2 большим количеством или пр

При пересчете сконцентрирован в 1 л.

При наличии производить с

Обработка

Смывтый с в объеме 10—1 после фиксации няется обычно 0.9 мм³. Получены численности в об при сетчатом мидности, особ «цветения», описанный Гу

Обработка

Для качества всего исследуемого слабому или достигается у окуляры №№ кратное увели

Быстро двинутому выше, пипеткой 10%-го вводимой на осторожного под лупой на планктона), а зрения, в окулярной полосчатый о

Обработка планктона при отстойном методе

Осажденная и сконцентрированная до требуемой густоты проба планктона измеряется в мерном сосуде. Из нее после встряхивания берется штемпель-пипеткой порция для часто встречающихся организмов в 0.1 или 0.2 мл, а для редко встречающихся — в 0.5 мл. Подсчет производится так, как описано выше, с той разницей, что, поскольку при отстойном методе мы имеем дело с наннопланктоном, то считать нужно при более сильных увеличениях, вкладывая в окуляр для облегчения подсчета окулярный сетчатый микрометр, или, лучше, применяя счетно-полосчатый окуляр, или просто натягивая в окуляре два волоска. С успехом может быть использована также плоская счетная камера. Крупные организмы подсчитываются отдельно в остатке пробы, которую перед этим фильтруют через газ № 25/77. Осадок с фильтра переносится на часовое стекло с небольшим количеством воды и подсчитывается отдельными порциями под лупой или при малом увеличении микроскопа.

При перечислении данных подсчета отдельных порций на объем сконцентрированной пробы мы сразу получаем количество организмов в 1 л.

При наличии перевернутого микроскопа лучше подсчет организмов производить с помощью последнего.

Обработка планктона при методе мембранного фильтра

Смытый с фильтра при помощи мягкой кисточки в банку с фильтратом в объеме 10—100 мл осадок планктона исследуется или в живом виде, или после фиксации. Для количественной оценки содержания планктона применяется обычно счетный метод с использованием счетных камер в $\frac{1}{20}$ мл, 0.9 мм³. Полученные величины численности планктона могут быть перечислены в объемные или весовые единицы способами, указанными выше при сетяном методе. Ввиду трудоемкости этих методов, в случае необходимости, особенно при «цветении» воды, быстрого подсчета организмов «цветения», можно рекомендовать прием, предложенный Францевым и описанный Гусевой в главе 35 этой книги.

Обработка планктона при камерном методе

Для качественных целей необходимо содержимое камеры прежде всего исследовать в живом состоянии. Исследование производится при слабом или среднем увеличении микроскопа; повышение увеличения достигается употреблением более сильных окуляров (компенсационные окуляры №№ 12 и 18) или применением водной иммерсии, дающей 500-кратное увеличение.

Быстродвигающиеся организмы наркотизируются по способу, описанному выше, или путем прибавления к пробе капли формалина, 2—3 капли 10%-го хлорал-гидрата, а лучше 10%-м раствором осмиевой кислоты, вводимой на кончике длинной иглы через щель, образовавшуюся после осторожного смещения покровной пластинки. Сначала камера исследуется под лупой на предмет выявления и подсчета всех крупных форм (мезопланктона), а потом под микроскопом. Если потребуется уменьшить поле зрения, в окуляр вкладывается бленда или, лучше, употребляется счетно-полосчатый окуляр. В большинстве случаев подсчет производится не всей,

а части камеры, методом полей зрения, причем количество подсчитываемых полей зрения зависит от густоты планктона. При незначительной продукции планктона подсчет распространяется на всю площадь камеры и захватывает всю толщу камеры от дна до покровной пластинки, так как некоторые организмы (синезеленые водоросли) даже при продолжительном спокойном нахождении камеры не осаждаются.

Вышеописанный камерный способ изучения наннопланктона в фиксированном состоянии рекомендуется всегда предварять изучением взятого камерой наннопланктона в живом виде, так как фиксация изменяет некоторые чувствительные формы настолько, что исключает возможность более точного их определения и учета.

Отличительная особенность камерного метода — крайне незначительные количества воды, потребные для анализа, и очень высокая точность. Но и при этом методе возможны потери, обусловленные недостаточным осаждением и возможным разрушением организмов.

К числу существенных недостатков камеры в 1 мл, помимо ее толщины, не позволяющей применения более сильных увеличений, относится то, что, при малых продукциях и при возможном неравномерном распределении организмов, взятые с помощью ее небольшие объемы воды могут дать количественные оценки, далеко не отвечающие действительности, причем предваряющие взятие камер зачерпывание большого объема воды и встряхивание последней перед наполнением камеры далеко не достигают цели равномерного распределения организмов. Во всяком случае, при больших продукциях наннопланктона, камерный метод его изучения заслуживает самого серьезного внимания, как дающий наиболее точные результаты. Кроме того, не надо забывать, что надежность обработки небольших количеств зависит не только от густоты населения, но и от его величины. Хотя густота какого-нибудь планктона не является простой функцией его величины, однако некоторая связь между ними имеется. В гидробиологии давно уже установлен факт, что в общем для подсчета микропланктона необходимы меньшие количества воды, чем для мезопланктона, а для наннопланктона — и того меньше (см. выше стр. 225).

Камерный метод с успехом может быть использован при высоких продукциях планктона, особенно при цветении; в этих условиях нет необходимости счет производить в камере объемом в 1 мл, — гораздо быстрее и надежнее это можно проделать в более плоских камерах меньшего объема, позволяющих к тому же применить сильное увеличение (см. главу 35 этой книги).

Значительно повысить увеличение можно и в обыкновенной камере Кольквитца в 1 мл, если использовать водную иммерсию, дающую увеличение около 500. При этом на дне камеры выпаривается площадка в 1 см². Сначала камера просматривается при слабом увеличении, затем крышка осторожно снимается и в пределах выпариванного квадрата, с помощью указанной водной иммерсии, просчитываются в расстоянии 1—2 мм друг от друга 10 полос в 0.2 мм ширины, — прием, описанный Утермёлем (Utermöhl, 1925). Ширина полос ограничивается путем вкладки окулярного микрометра, причем тубус подгоняется так, чтобы целое деление окуляр-микрометра покрывало 0.2 мм объект-микрометра.

В случае необходимости использования камеры в 10 мл, на дне ее процарапывается поперечная линия, чтобы обе половины камеры просматривать отдельно, и перпендикулярно ей наносятся таким же образом две параллельные линии в расстоянии 1 см (2—3 см) одна от другой, служащие границей подсчетов, производимых с водной иммерсией.

При наличии мой водой, под отрезка капилля

М е т о д

Все описанн и фитопланктон клеток, включа Некоторые из объем, способн нимаются во в и того же вида в них органич только суммы вающим себя :

Кроме того вает важно отд количественно в самоочищени скими вещества количественно цах метод опре ных компонен большой точно биомассы фито

Ввиду того содержат и в фитопланкто преодолемы б элиминирующ в ацетоновой ском измерен пигментов т дится в той (Kozminski, водить опре Ланге.

Определен шевичу и Зах метром пробы фильтра Мыт ручным маслом вается на возд Для приготова каплями деском в ступе ацетона). Пос стеклянный деляется с санному авто

При наличии счетного капилляра, ходы которого заполнены исследуемой водой, подсчет организмов можно вести в пределах нужной длины отрезка капиллярного хода или методом полей зрения.

*Метод оценки биомассы фитопланктона
по количеству хлорофилла*

Все описанные выше счетные методы обработки планктона, в том числе и фитопланктона, дают более или менее точное определение количества клеток, включая и мельчайший наннопланктон, но только количества. Некоторые из них весьма трудоемки. Размеры клеток водорослей, их объем, способность ассимиляции и т. п. при подсчетах не всегда принимаются во внимание, а между тем не только виды, но и клетки одного и того же вида так различны по величине, по количеству содержащегося в них органического вещества, что выражать биомассу их с помощью только суммы крайне неравноценных единиц является часто не оправдывающим себя занятием.

Кроме того, при количественной оценке развития фитопланктона бывает важно отделить клетки отмерших водорослей от живых, определить количественно функциональную роль последних, степень их участия в самоочищении водоема, в реаэрации или обогащении водоема органическими веществами. Наиболее отвечает этим задачам и требованию выражать количественное развитие фитопланктона в абсолютных весовых единицах метод определения содержания хлорофилла как одного из существенных компонентов живой растительной клетки — метод, отличающийся большой точностью, быстротой и чуткостью к малым колебаниям величины биомассы фитопланктона.

Ввиду того, что пресноводные водоросли, кроме хлорофилла, часто содержат и другие пигменты, определение содержания хлорофилла в фитопланктоне пресных вод труднее, нежели в море, но трудности эти преодолимы благодаря применению красного светофильтра, оптически элиминирующего хлорофилл от влияния других пигментов, содержащихся в ацетоновой или спиртовой вытяжках. Метод покоится на фотометрическом измерении абсорбции света раствором, содержащим среди прочих пигментов также хлорофилл, причем это измерение производится в той части спектра, которая абсорбирует только хлорофилл (Kozminski, 1938). Годнев и Калишевич (1936) предлагают производить определение хлорофилла с помощью фотоэлектроколориметра Ланге.

Определение содержания хлорофилла в планктоне, по Годневу, Калишевичу и Захаричу (1950), производится следующим образом. Взятые батометром пробы воды фильтруются на месте через пулевой номер мембранного фильтра Мытищенской фабрики при разности давлений, достигающейся ручным масляным насосом. Фильтр с осевшим на нем планктоном высушивается на воздухе и до момента определения хлорофилла хранится в темноте. Для приготовления вытяжки мембранный фильтр, смоченный несколькими каплями дистиллированной воды, растирается с мелким кварцевым песком в ступе при прибавлении 2—3 мл 86° этилового спирта (или 98%-го ацетона). После добавления спирта (или ацетона) взвесь фильтруется через стеклянный фильтр № 4, и в фильтрате количество хлорофилла определяется с помощью фотоэлектроколориметра Ланге по методу, описанному авторами (Годнев и Калишевич, 1936).

Другой прием определения содержания в планктоне хлорофилла описали Винберг и Собко (1953). Пробы, предназначенные для определения хлорофилла, отбирались при помощи фильтрации через мембранный фильтр («предварительный»), покрытый, в целях обеспечения полного смывания осадка, слоем нерастворимого порошковидного вещества (тонко растертого в порошок стекла, BaSO_4 и др.). После окончания фильтрования фильтр со слоем стекла и осадком высушивался на воздухе (в темноте). Для экстрагирования хлорофилла употреблялся метиловый спирт. Стеклообразный порошок с осадком переносился в центрифужную пробирку и заливался 3 мл спирта. Ускорению экстракции помогало нагревание спирта путем многократного погружения пробирки в кипящую воду в течение 1 мин. (не больше!). После этого охлажденную пробирку подвергали центрифугированию в течение 15 мин. при 6000 оборотах в 1 мин. Затем центрифужный экстракт сливался, к осадку снова добавлялись для вторичной экстракции 3 мл спирта, и опять повторялась та же процедура. Полученный этим путем экстракт доводился метиловым спиртом до 10 мл и служил для определения хлорофилла. Большое влияние на результат экстракции оказывало то, обрабатывался ли свежесобранный материал или хранившийся некоторое время в сухом виде. В последнем случае для полного экстрагирования необходимо предварительное в течение 50 мин. или больше смачивание (увлажнение) осадка 5—6 каплями воды. Определение содержания хлорофилла в экстракте производилось в горизонтальном фотометре Пульриха.

Имеются и другие приемы оценки содержания хлорофилла у водорослей, один из них описан у Гусевой в главе 35 этой книги.

Общее количество органического вещества, как мера общей биомассы планктона, может быть определено также путем хромового окисления мембранного планктона по методу Винберга (1934, 1954). В результате применения этого так называемого калорийного метода биомасса планктона может быть выражена или в мг/л O_2 , пошедшего на ее окисление [см. подробнее у Гусевой в главе 35 этой книги и у Винберга (1954)], или в калориях, или в мг/л беззольного органического вещества.

Однако при использовании хлорофилльного метода для оценки биомассы фитопланктона не следует забывать, что величины, выражающие общее содержание хлорофилла в планктоне, всегда остаются до некоторой степени условными вследствие различия качественного состава планктона. Действительные соотношения форм, принадлежащих к различным систематическим группам, в планктоне будут в большей или меньшей степени иными, чем в экстракте хлорофилла. Поэтому данные, полученные этим методом, необходимо дополнять данными, полученными на основании качественного анализа компонентов фитопланктона, сопровождающегося хотя бы глазомерной оценкой частоты встречаемости отдельных форм.

То же самое остается обязательным и тогда, когда общее количество органического вещества, как мера общей биомассы планктона, определяется путем хромового окисления.

Необходимость одновременного качественного анализа фитопланктона, содержащегося во взятой для определения содержания хлорофилла или калорийности планктона пробе воды, вызывается также тем, что без этого и калорийный и хлорофилловый методы носят слишком обезличенный характер: за ними не видны сами организмы как непосредственные агенты происходящих в водоеме процессов, как продуценты органического вещества, отличающиеся различными требованиями к среде, неодинаковой

кормовой ценности в экосистеме человека.

Словом, метод должен быть правильным, метод должен быть поставленной задачей, метод должен быть нововведением, метод должен быть общепризнанным, метод должен быть для оценки питательности или калорийности.

Изучение

Определение биомассы биологических объектов, например, рыбных ресурсов.

Методика определения биомассы биологических объектов, например, рыбных ресурсов, разработана Гусевой (1950) и Чаяновым (1950).

Сначала производится выносливости, для этого производится выносливости, не менее суток.

Опыты ведутся в зависимости от состояния ку, отдельные по, такие сосуды, же условий со, больше, а в ц, ность воды в, удобны цилин, Очень удобны, как Петри.

Вода, в ко, следних и фи.

В сосудах 1—2 дня, а, а в чашках П, ностью, а пр, доводится до.

Для подд, в случае еже, кусочек клад, лением темн, ственное про, ния через тол.

кормовой ценностью, неодинаковым значением в жизни водоема и в хозяйстве человека.

Словом, методы обработки планктона разнообразны. Важно выбрать правильный метод, так как в каждом отдельном случае, в зависимости от поставленной задачи, может быть пригоден тот, то другой. Так, для установления общебиологической картины пригоден счетный метод, при определении же запасов органического вещества, в случае отсутствия значительной примеси минеральных частиц, — метод объемный или весовой, для оценки пищевого содержимого пробы — метод химического анализа или калорийный метод и т. д.

Изучение биологии планктонных организмов в лабораторных условиях

Определение рыбопродуктивности водоемов вызывает необходимость изучения биологии важнейших для рыб кормовых объектов, в частности ракообразных — кладоцер и копепоид, являющихся нередко излюбленной пищей рыбных мальков и взрослых планктоноядных рыб.

Методика содержания и воспитания в культурах планктонных ракообразных для изучения их биологии представляет значительные трудности; она разрабатывалась как на примере морских, так и пресноводных ракообразных (Гарбер, 1951; Дзюбан, 1939; Зеликман, 1944; Ключарев, 1948; Чайнова, 1950, и др.) и в общих чертах складывается, по Чайновой, из следующих моментов.

Сначала производится выбор особей для опытов, определяемый степенью выносливости отдельных экземпляров того или иного вида ракообразных. Для этого подопытные животные берутся из улова планктона, простоявшего не менее суток в большом стеклянном сосуде в лаборатории.

Опыты ведутся в стеклянных цилиндрах разной высоты и объема, в зависимости от биологических особенностей вида и удобства наблюдения за состоянием культуры. Для содержания одиночных животных и молодежи отдельного помета, в целях облегчения наблюдения и подсчета, выбирают такие сосуды, чтобы объем воды был минимальный, для приближения же условий содержания к природным — чтобы слой воды был возможно больше, а в целях уменьшения испарения и загрязнения — чтобы поверхность воды в сосудах была сведена до минимума. Для более мелких форм удобны цилиндрические пробирки высотой 5—6 см и диаметром около 1 см. Очень удобно производить наблюдения над процессом размножения в чашках Петри.

Вода, в которой культивируются животные, берется на месте сбора последних и фильтруется через плотный бумажный фильтр.

В сосудах вода сменяется не реже одного раза в неделю, обычно через 1—2 дня, а иногда ежедневно в зависимости от состояния животных, а в чашках Петри даже 2—3 раза в день. Смена воды производится не полностью, а примерно на $\frac{3}{4}$ объема, причем температура подливаемой воды доводится до температуры сменяемой воды.

Для поддержания кислородного режима на благоприятном уровне, в случае ежедневной смены воды, достаточно подвесить в сосуде на нитке кусочки кладофоры (*Cladophora*), которая извлекается из сосуда с наступлением темноты. В случае же более редкой смены воды необходимо искусственное продувание воды 2—3 раза в день путем медленного пропуска воздуха через толщу воды пузырьков воздуха из длинной пипетки с кусочком

пористой древесины, вставленной в резиновую трубку на конце пипетки (Чаянова, 1950).

В сосудах поддерживается, по возможности, постоянная температура воды, для чего сосуды с подопытными животными помещаются в аквариум с водой, температура которой сохраняется на более или менее одной высоте путем постепенного добавления более холодной. Если таковой нет, то можно прибегнуть к приему, рекомендуемому Чаяновой. Сам аквариум и цилиндры с подопытными животными в нем обертываются смачиваемой марлей; из сосуда, находящегося выше аквариума и обернутого тоже смачиваемой марлей, вода медленно направляется по марлевой полоске, конец которой должен подходить к верхней части цилиндра, возвышающейся над уровнем воды в аквариуме. Таким путем удастся понизить температуру, по сравнению с комнатной, на 4—5°.

В качестве пищи для подопытных животных используют различные кормовые объекты, в зависимости от характера питания рачков: наннопланктон, инфузорий, органический детрит и т. п.

Для разведения культур кормовых объектов в чисто вымытую колбу с профильтрованной через бумажный фильтр водой помещается капля наннопланктона, взятого из водоема, туда же на кончике стеклянной палочки вносится кусочек (с булавочную головку) свежего куриного желтка и содержимое колбы взбалтывается. В этих условиях, обычно через день-два происходит массовое развитие наннопланктона. Через каждые 3—4 дня производится свежая зарядка в чистую колбу, промытую профильтрованной водой.

Необходимо следить, чтобы культура во всякое время имела в нужном количестве и в хорошем состоянии.

Ежедневная культура вносится по несколько кубиков в цилиндр с подопытными животными, т. е. в количестве, достаточном для избыточной пищи, но с соблюдением того условия, чтобы после внесения пищи среда в цилиндрах оставалась всегда прозрачной.

В общем, за исключением только того фактора, влияние которого желательнее проследить, все прочие условия на протяжении всего опыта остаются однородными и, по возможности, близкими к оптимальным. При соблюдении указанных условий, во время содержания рачков можно изучать различные стороны их биологии: длительность жизни, сроки размножения и развития, плодовитость, зависимость отдельных показателей жизнедеятельности от того или иного фактора и пр.

При этих лабораторных исследованиях не следует забывать о проверке полученных результатов в природе, дабы найти подтверждение им в самом водоеме.

О таких методах лабораторных исследований, как «метод культур водорослей» и «метод гидробиологической производительности», говорится у Гусевой в главе 35 этой книги.

Оформление результатов исследования

Результаты произведенного подсчета планктона, в виде ли количества организмов (клеток), или в форме биомассы, выражаются обычно в виде сводных таблиц распределения организмов (биомассы) или по отдельным участкам водоема, или по вертикальным слоям.

Полезно для некоторых, наиболее типичных участков полученные результаты нанести на схематический план в большом масштабе.

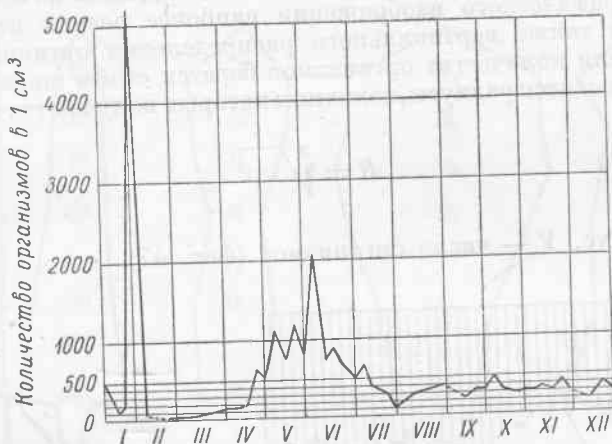
Для более
существуют р

1. Кривые
(абсциссе) отк
(ординате) —
в объемной ед

типа строятся
ственных изме
для сбережен
использовать

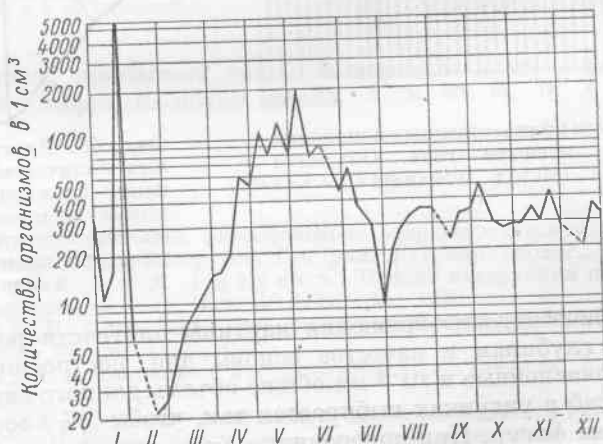
¹ На этом гр
цифровые матер

Для более детального и наглядного изображения результатов анализа существуют различные графические методы:



Фиг. 45. График количественных изменений планктона по месяцам года. Арифметическая шкала.¹

1. Кривые, представляющие систему координат: на горизонтали (абсциссе) откладываются пункты или даты взятия проб, а на вертикали (ординате) — числа, показывающие количество (биомассу) организмов в объемной единице (в 1 мл, 1 л, 1 м³). Наиболее обычные кривые этого



Фиг. 46. График количественных изменений планктона по месяцам года. Полулогарифмическая шкала.

типа строятся по арифметической шкале (фиг. 45). При сильных же количественных изменениях организмов (биомассы) в пространстве и во времени, для сбережения места и получения более плавной кривой удобнее использовать логарифмическую шкалу (фиг. 46).

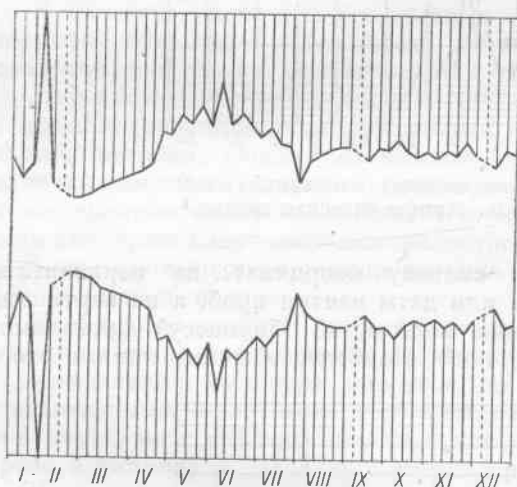
¹ На этом графике, а равно и на двух последующих изображаются одни и те же цифровые материалы.

2. Для графического изображения годичных изменений планктона можно рекомендовать откладывать логарифмы помесечных количественных оценок не по системе координат, а по радиусам, исходящим из центра (фиг. 48).

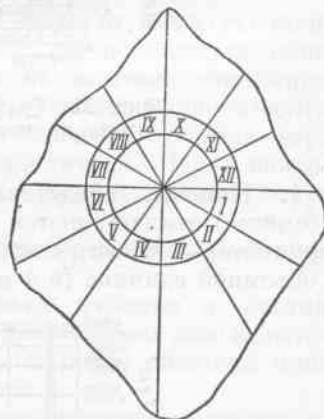
3. Для графического изображения наиболее резких количественных изменений, а также вертикального распределения организмов, в качестве показателя количества организмов берется объем шара и на систему координат наносятся радиусы, величины которых получаются из уравнения:

$$R = \sqrt[3]{\frac{1}{4}V}$$

где R — радиус, V — число организмов (фиг. 47).



Фиг. 47. График количественных изменений планктона по месяцам года. Объемная шкала. (Метод Ломана).



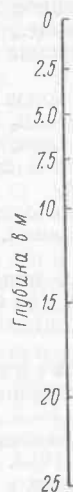
Фиг. 48. Диаграмма сезонных количественных изменений планктонных диатомовых водорослей. Радиусы соответствуют логарифмическим оценкам по месяцам.

4. Для графического изображения картины плотности распределения организмов по глубинам в качестве основы для построения графиков применяются вычисленные в 10^{-6} мл общие объемы данного вида в 1 л воды (фиг. 49). Масштаб в рисунках выбирается так, чтобы $\sqrt[3]{n}$ соответствовал 1 мм поперечника фигур. При поперечнике n мм, следовательно, содержащее в 1 л равно n^3 , выраженному в тысячных долях 1 мм^3 или в тысячных долях одного миллиграмма (Ruttner, 1937).

Графики же распределения численности планктона строятся проще: принимают поперечники «шаровых кривых» («Kugelkurven») за соответствующие кубическому корню из числа организмов в 1 л воды, т. е. числу особей, приходящихся на поперечник водяного цилиндра (или шара) или, что то же, на ребро куба (Ruttner, 1952).

5. Диаграммы в виде вертикальных столбиков различной высоты, соответственно количественным изменениям планктона или отдельных организмов.

6. В тех случаях, когда требуется графиками или



Фиг. 49.

А — Рн
Г — Сус
корню из
бей в

высоким цифрами
вая имеющиеся

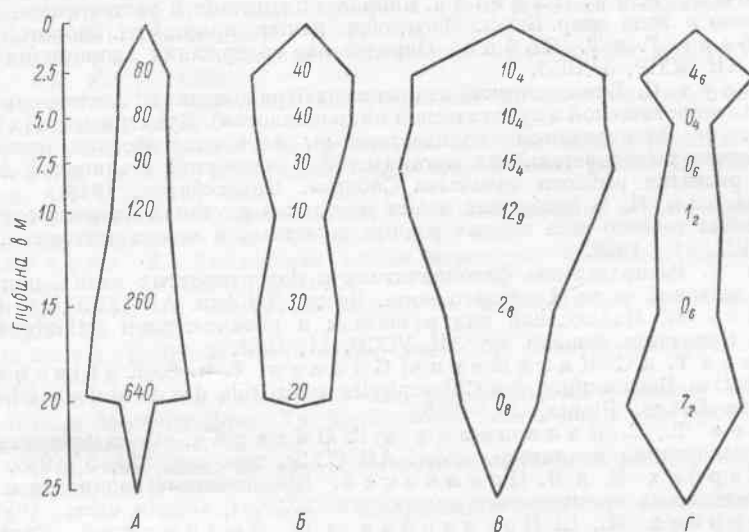
Акимов а
озер Белоруссии.
Аренштейн
селения в водопр
Арнольд
исследования озе
Арнольд
1925.

Барышев
дельты Волги. Тр
1, 1938.

Бенинг А
ССР, Тбилиси, 1
Богоров
VI, 8—10, 1927.
Богоров
XIX, 1, 1940.

Боружик
Сообщение III. Т
Верещагин
точной сети. Тр.
Винберг
БССР, Уч. зап. I

6. В тех случаях, когда изображение результатов анализа обычными графиками или кривыми становится затруднительным благодаря слишком



Фиг. 49. Вертикальное распределение отдельных организмов в Krottensee. (Ruttner, 1937).

A — *Rhodomonas* sp.; B — *Cryptomonas* sp.; B — *Daphnia longispina* sp.; Г — *Cyclops* sp. ♀ + juv. Поперечник диаграмм соответствует кубическому корню из объема организмов в мм³/л. В диаграммы вписаны количества особей в 1 л, выраженные для *Rhodomonas* и *Cryptomonas* в тысячах.

высоким цифрам, прибегают также к шаровым диаграммам, пересчитывая имеющиеся цифры на объем шаров.

ЛИТЕРАТУРА

- Акимова О. Биомасса фитопланктона озер Нарочанской группы и других озер Белоруссии. Уч. зап. Белорусск. Гос. ун-в., 17, сер. биол., 1954.
- Аренштейн А. и А. Разумов. Проект инструкции по учету микронаселения в водопроводной воде. Изд. ВОДГЕО, М., 1950.
- Арнольд И. Инструкция для планктонных исследований. Инструкция для исследования озер России. СПб., 1907.
- Арнольди В. Введение в изучение низших организмов. 3-е изд., Госиздат, 1925.
- Барышева К. Смена населения и динамика биомассы Раздоринских полей дельты Волги. Тр. Московск. технич. инст. рыбн. хоз. и промысл. им. А. И. Микояна, 1, 1938.
- Бенинг А. Кладощера Кавказа. Высокогорн. биол. ст. Наркомпроса Груз. ССР, Тбилиси, 1941.
- Богоров В. К методике обработки планктона. Русск. гидробиол. журн., VI, 8—10, 1927.
- Богоров В. К методике исследования планктона в море. Зоол. журн., XIX, 1, 1940.
- Борущий Е. К вопросу о технике количественного учета донной фауны. Сообщение III. Тр. Лимнолог. ст. в Косине, 18, 1934.
- Вережагин Г. и А. Захваткин. Новая модель горизонтальной планктонной сети. Тр. Байкальск. лимнолог. ст., V, 1933.
- Винберг Г. Некоторые количественные данные по биомассе планктона озер БССР, Уч. зап. Белорусск. Гос. ун-в., 17, сер. биол., 1954.

- Винберг Г., В. Ивлев, Т. Платова и Л. Россолимо. Методика определения органического вещества и опыт calorической оценки кормовых запасов водоема. Тр. Лимнолог. ст. в Косине, 18, 1934.
- Винберг Г. и Т. Платова. Биомасса планктона и растворенное органическое вещество в воде озер. Бюлл. Моск. общ. испыт. прир., Отд. биол., 56, 1951.
- Винберг Г. и Т. Собко. Определение содержания хлорофилла в планктоне. Изв. АН БССР, 3, 1953.
- Вислоух С. Биологический анализ воды (Приложение к: Златогоров С. И. Руководство по теоретической и практической микробиологии). Практич. медиц., 7, 8, 1915.
- Вовк Ф. Экскурсионные количественные гидробиологические приборы. Сб. «Задачи научно-исследовательских организаций в четвертой сталинской пятилетке в области развития рыбного хозяйства Сибири». Новосибирск, 1948.
- Гаевская Н. О некоторых новых методах в изучении питания организмов. I. Определение точного веса мелких водных животных в живом состоянии. Зоол. журн., XVII, 1, 1938.
- Гайл Г. Распределение фитопланктона в поверхностных слоях прибрежных вод северо-западной части Японского моря. Вестн. ДВ фил. АН СССР, 18, 1936.
- Гарбер Б. Наблюдения над развитием и размножением *Calanipeda aquae dulcis*. Тр. Карадагск. биол. ст. АН УССР, 11, 1951.
- (Годнев Т. и С. Калишевич) Godnew T. u. S. Kalischewich. Die quantitative Bestimmung des Chlorophylls vermittels des lichtelectrischen Kolorimeters von Lange. Planta, 25, 1936.
- Годнев Т., С. Калишевич и Г. Захарич. О содержании хлорофилла в пресноводном планктоне. Докл. АН СССР, нов. сер., 73, 5, 1950.
- Голлербах М. и В. Полянский. Пресноводные водоросли и их изучение. Определитель пресноводных водорослей СССР, I, Общая часть, 1951.
- Голлербах М., Е. Косинская и В. Полянский. Синезеленые водоросли. Определитель пресноводных водорослей СССР, II, 1953.
- Горюнова С. Применение метода флуоресцентной микроскопии для определения живых и мертвых клеток водорослей. Тр. Инст. микробиол. АН СССР, 2, 1952.
- Грезе В. Материалы по продуктивности зоопланктона в Валдайском озере. Изв. ВНИОРХ, XXVI, 2, 1948.
- Грезе В. Придонный планктон, его роль в питании рыб и методика учета. Зоол. журн., XXX, 1, 1951.
- Грезе В. Водная фауна реки Енисей. Диссертация, 1955.
- Гринберг Р. О методах лова и количественного учета планктона. Отчет Временного комитета по изысканию мер к охране водоемов. М., 1915.
- Дзюбан Н. Новые данные о питании некоторых Cyclopidae. Тр. Моск. техн. инст. рыб. хоз. и промысл., 2, 1939.
- Диксон Б. Стационарная планктонная сетка для речных исследований. Раб. Волжск. биол. ст., IV, 1, 1912.
- Долгов Г. Новый планктонный насос. Русск. гидробиол. журн., VI, 8—10, 1927.
- Долгов Г. и Я. Никитинский. Гидробиологические методы исследования. Стандартные методы исследования питьевых и сточных вод. М., 1927.
- Еленкин А. Синезеленые водоросли СССР. Изд. АН СССР. Общая часть, 1936; Специальная часть, 1, 1938, 2, 1946.
- Жизнь пресных вод СССР. Изд. АН СССР, 1, 1940, 2, 1949.
- Жузе А., М. Забелина, И. Киселев, В. Порецкий, А. Прошкина-Лавренко и В. Шешукова. Диатомовый анализ, I—III. Гос. Изд. геол. литерат., 1950.
- Забелина М., И. Киселев, А. Прошкина-Лавренко, В. Шешукова. Диатомовые водоросли. Определ. пресн. водор. СССР, 4, 1951.
- Зеликман А. Плодовитость *Cyclops serrulatus* Fischer и ее зависимость от температуры. Зоол. журн., XXIII, 6, 1944.
- Зиновьев А. Планктон пойм и ильменей дельты Волги и его кормовое значение для молоди промысловых рыб. Тр. Волго-Касп. рыбохоз. ст., IX, 1, 1947.
- Инструкция для микроскопического исследования и описания образцов планктона и грунта. Изв. Росс. Гидролог. инст., 1—3, 1921.
- Казаков Е. и М. Пронина. Химический состав различных форм планктона и бентоса. Тр. Лабор. генез. сапропеля АН СССР, 2, 1941.
- Камшилов М. Определение веса *Calanus finmarchicus* Gunner на основании измерения длины тела. Докл. АН СССР, 76, 6, 1951.
- Кастальская-Карзинкина М. Методика определения живых и отмерших компонентов планктона на фиксированном материале. Тр. Лимнолог. ст. в Косине, 19, 1935.
- Киселев И. Изучение планктона водоемов. Сер. «В помощь работающим на полях защитных лесных полосах», 9. Изд. АН СССР, 1950а.

Киселев
рей СССР. Определ.
Киселев
Ключаре
рачков (Copepoda)
Коршико
IV. Изд. АН У
Коршико
5. Изд. АН УСС
Курсано
Липины
сапропеля АН
Ляхови
Тр. Всесоюз. И
Малико
Тр. Латвийск.
Матвиен
рослей СССР, 3
Мешкова
Арм. ССР, XI
Мордух
беспозвоночных
биология внутр
Окул А.
журн., XX, 2
Перфил
биол., IV, 19
Попова Т.
Рожко-
XIX, 1, 1940.
Рылов
Рылов
Изд. Волжск.
Рылов
ких водоемах.
Рылов
съезда, III, 19
Рылов
Рылов
Сер. «Инструкт
инст., 1931.
(Рылов
In: Abderhalde
(Рылов
«Die Binnenge
Рылов
АН СССР, 19
Сабане
Гидробиол.
Свирен
Изд. АН УСС
Стройк
биол. ст. АН
Уломск
проблем. и т.
СССР, 1951.
Усачев
виях. Изд. В
Флора
Тр. Ботан. ин
Харин
унив., XII, 1
Чаяно
дагск. биол.
Шикле
чественных пр
гидрологии ви

- Киселев И. Панцирные жгутиконосцы (Dinoflagellatae) пресных вод и морей СССР. Определители по фауне СССР, 33. Изд. АН СССР, 19506.
- Киселев И. Пирофитовые водоросли. Определ. пресн. водор. СССР, 6, 1954.
- Ключарев К. К вопросу о размножении и развитии некоторых веслоногих рачков (Copepoda) Черного моря. Докл. АН УССР, 1, 1948.
- Коршиков А. Volvocineae. Визначник прісноводних водоростей УРСР, IV. Изд. АН УССР, 1938.
- Коршиков А. Protococcineae. Визначник прісноводних водоростей УРСР, 5. Изд. АН УССР, 1953.
- Курсанов Л. и Н. Комарицкий. Курс низших растений. М., 1945.
- Липины А. и Н. К методике гидробиологических работ. Тр. Лабор. генез. сапропеля АН СССР, 1, 1939.
- Ляхнович В. О количественном учете зоопланктона в рыбоводных прудах. Тр. Всесоюз. Гидролог. общ. АН СССР, VI, 1955.
- Маликова Е. Химический состав некоторых кормовых беспозвоночных. Тр. Латвийск. отд. ВНИРО, I, 1953.
- Матвиенко А. Золотистые водоросли. Определитель пресноводных водорослей СССР, 3, 1954.
- Мешкова Т. Зоопланктон озера Севан. Тр. Севанск. гидробиолог. ст. АН Арм. ССР, XIII, 1953.
- Мордухай-Болтовской Ф. Материалы по среднему весу водных беспозвоночных бассейна Дона. Тр. проблемы. и темат. совещ., 2. Проблемы гидробиологии внутренних вод, 2. Изд. АН СССР, 1954.
- Окул А. Материалы по продуктивности планктона Азовского моря. Зоолог. журн., XX, 2, 1941.
- Перфильев Б. К методике исследования озер без лодки. Журн. микро-биолог., IV, 1917.
- Попова Т. Эвгленовые водоросли. Определ. пресн. водор. СССР, 6, 1955.
- Рожко-Рожкевич С. Батометр новой конструкции. Зоолог. журн., XIX, 1, 1940.
- Рылов В. Свободноживущие веслоногие ракообразные. М., 1922.
- Рылов В. Краткое руководство к исследованию пресноводного планктона. Изд. Волжск. биолог. ст., Саратов, 1926.
- Рылов В. О мезональном распределении камерного планктона в очень мелких водоемах. Русск. Гидробиолог. журн., VI, 1—2, 1927.
- Рылов В. К методике исследования планктона. Тр. II Всесоюз. Гидролог. съезда, III, 1930a.
- Рылов В. Пресноводные Calanoida СССР. Л., 1930b.
- Рылов В. Инструкция для полевого исследования пресноводного планктона. Сер. «Инструкция по биологическим исследованиям вод», II, Б, изд. Гос. Гидролог. инст., 1931.
- (Рылов В.) Rylov W. Die Exkursionsuntersuchungen des Limnoplanktons. In: Abderhalden's Handbuch der biolog. Arbeitsmethoden, Abt. IX, Teil 2, 1932.
- (Рылов В.) Rylov W. Zooplankton der Binnengewässer, In: Thienemann's «Die Binnengewässer», XV, 1935.
- Рылов В. Cyclopoida пресных вод. Фауна СССР. Ракообразные, III, 3. Изд. АН СССР, 1948.
- Сабанеев П. Ревизия методов количественного изучения планктона. Тр. Гидробиолог. ст. УССР, 16, 1938.
- Свиренко Д. Eugleninae. Визначник прісноводних водоростей УРСР, II, Изд. АН УССР, 1938.
- Стройкина В. Фитопланктон пелагиали озера Севан. Тр. Севанск. гидро-биолог. ст. АН АрмССР, XIII, 1953.
- Уломский С. Роль ракообразных в общей биомассе планктона озер. Тр. проблемы. и темат. совещ., 1. Проблемы гидробиологии внутренних вод. Изд. АН СССР, 1951.
- Усачев П. Инструкция по сбору планктона и обработка его в полевых усло-виях. Изд. ВНИРО, 1935.
- Флора водорослей континентальных водоемов европейского севера СССР. Тр. Ботан. инст. АН СССР, сер. II, Споры растений, 7, 1951.
- Харин Н. Зоопланктон Манычских водоемов. Уч. зап. Ростовск. н./Д.Гос. унив., XII, 1, 1948.
- Чайнова Л. Размножение и развитие Copepoda Черного моря. Тр. Кара-дагск. биолог. ст. АН УССР, 10, 1950.
- Шиклеев С. и Л. Жидков. Планктометр — снаряд для сбора коли-чественных проб планктона в потоках. Тр. проблемы. и темат. совещ. 2. Проблемы гидробиологии внутренних вод, 2. Изд. АН СССР, 1954.

- Штин Э. Флора водорослей среднего течения р. Вятки. Уч. зап. Моск. Гос. ун-в., 82, Тр. Бот. сада, 5, 1945.
- Щербakov А. О поглощении кислорода некоторыми ракообразными. Тр. Лимнолог. ст. в Косине, 19, 1935.
- Щербakov А. Соотношение размеров и весов у пресноводных планктонных ракообразных. Докл. АН СССР, нов. сер., 84, 1, 1952.
- Яшнов В. Инструкция по сбору и обработке планктона. Изд. ВНИРО, 1934.
- Birge E. a. Ch. Juday. The Inland Lakes of Wisconsin. The Plankton, its quantity and chemical composition. Wisc. Geol. a. Natur History Survey, Bull. 64, 1922.
- Brauer's Süßwasserfauna Deutschlands etc. I. 10, 11, 14, 1909—1915.
- Clarke E. A modification of the Juday Plankton Trap. Limn. Soc. Am., Spec. Publ., 8, 1942.
- Clarke G. a. D. Bumpus. The plankton Sampler — An instrument for quantitative plankton investigations. Americ. Soc. Limn. and Ocean., Spec. Publ., 5, 1940.
- Eyferth — Schoenichen. Einfachste Lebensformen der Tier- und Pflanzenreiches, I—II, 1925, 1929.
- Gessner F. u. M. Reisinger. Über Oberflächenentwicklung von Phytoplanktongesellschaften. Arch. f. Hydrobiol., 50, 1, 1955.
- Huber-Pestalozzi G. Phytoplankton des Süßwassers. Binnengewässer, XVI, Teil 1, 1938; Teil 2, Hälfte 1, 1941; Teil 2, Hälfte 2, 1941; Teil 3, 1950; Teil IV, 1955.
- Juday C. Limnological apparatus. Transact. Wisc. Acad. Sci. Arts and Letters, 18, 2, 1916.
- Kolkwitz R. Hydrobiologische Meer- und Süßwasser-Untersuchungen in den Tropen. Verhandl. Internat. Verein. Limnologie, VI, 2, 1934.
- Kozminski Z. Über die Chlorophyllverteilung in einiger Seen von Nordost-Wisconsin (U. S. A.). Arch. Hydrobiologii i Rybactwa, XI, 1—2, 1938.
- Kriegsmann F. Produktionsbiologische Untersuchung des Pelagials des Grossen Heiligen Meeres. Abhandlungen aus dem Westfälischen Provinzialmuseum für Naturkunde, 9, 2, 1938.
- Langford R. Methods of Plankton Collection and Description of a new Sampler. J. Fisheries Research Board of Canada, X, 5, 1953.
- Lohmann H. Untersuchungen zur Feststellung des vollständigen Gehaltes des Meeres an Plankton. Wissensch. Meeresuntersuch. Abt. Kiel. N. F., 10, 1908.
- Naumann E. Über die Einteilung des Gesichtsfeldes beim Zählen mikroskopischer Körper. Zeitschr. für Wissensch. Mikroskopie u. für mikroskopische Technik, 35, 1919.
- Naumann E. See und Teich. Plankton und Neuston. In: Abderhalden's. Handbuch biolog. Arbeitsmethoden, Abt. IX, Teil 2/II, 1923.
- Pascher's. Süßwasserflora Deutschlands etc. H. 2, 3, 4, 5, 8, 10, 12, 1913—1936.
- Patalas K. Porownawcze badania nad nowym typem samoczynnego czernopaczaplanktonowego i hydrochemicznego. Polska Akad. Nauk Komitet Ekologiczny. Ecologia Polska, 2, 1954.
- Rabenhorst's Kryptogamenflora von Deutschland etc. B. VII; B. X., Abt. 3; B. XIII, Abt. 1—3; B. XIV, 1927—1937.
- Ruttner F. Limnologische Studien an einigen Seen der Ostalpen. Arch. f. Hydrobiol., 32, 1937.
- Ruttner F. Grundriss der Limnologie. 2. Auflage, 1952.
- Scheffer V. a. R. Robinson. A limnological Study of lake Washington. Ecological Monographs, 9, 1, 1939.
- Utermöhl H. Limnologische Phytoplanktonstudien. Arch. f. Hydrobiol., Suppl., 5, 1925.
- Utermöhl H. Unzulänglichkeiten bei den bisherigen Einteilungen des mikroskopischen Gesichtsfeldes und ihre Beseitigung durch das Zählstreifen-Okular. Zeitschr. f. wissensch. Mikroskopie u. für mikroskopische Technik, 44, 1927a.
- Utermöhl H. Untersuchungen über der Gesamtplanktongehalt des Kanarenstromes. Arch. f. Hydrobiol., 18, 1927b.
- Utermöhl H. Neue Wege in der quantitativen Erfassung des Planktons. Verhandl. internat. Verein. Limnologie, V, 2, 1931.
- Utermöhl H. Über den Einfluss von Superphosphat-Düngung auf die Schwabenpflanzen schlesischer Fischteiche. Zeitschr. f. Fischerei und deren Hilfswissenschaften, XXXIII, 1935.
- Welch P. Limnological Methods. New York, 1948.
- Whipple G., G. Fair a. M. Whipple. The Microscopy of drinking Water. 4-th ed., New York, 1927.
- Wunder W. Die Planktonröhre aus Zellhorn, ein neues hydrobiologisches Gerät. Arch. F. Hydrobiol., 28, 1935.

A. СРЕДНИИ

Eudiaptomus g

Limnocalanus

Mesocyclops +

Cyclops scut

Daphnia crista

Bosmina obtu
stris (O. F.

2. Вод

Название о

Asplanchna

A. priodonta

Filinia longi

Polyarthra t

P. trigla (

minor . .

Testudinella

Euchlanis

Lecane luna

Monostyla b

Brachionus

Gosse . .

Brachionus

Pallas .

B. capsulifl

B. plicatilis

B. »

diflorus

noff . .

B. quadrida

man . . .

B. rubens

Keratella q

(Müll.)

K. cochlea

Notholca a

N. bipalium

N. longisp

Pedalia .

Artella vul

ПРИЛОЖЕНИЕ

А. СРЕДНИЕ СЫРЫЕ ВЕСА ОРГАНИЗМОВ ЗООПЛАНКТОНА (табл. 7—11)

Таблица 7

1. Валдайское озеро (Грезе, 1948)

Название вида	Пол и возраст	Сырой вес одной особи (в мг)
<i>Eudiaptomus graciloides</i> Lillj.	♀ ad. + ♂ ad.	0.021
<i>Limnocalanus grimaldi</i> Guerne (Финский залив)	♂ ad.	0.1153
<i>Mesocyclops</i> + последняя копепоидная стадии		0.023
<i>Cyclops scutifer</i>	♀	0.026—0.040
<i>Daphnia cristata</i> Sars	♀ ad.	0.024
	♀ juv.	0.016
<i>Bosmina obtusirostris</i> G. O. Sars + <i>B. longirostris</i> (O. F. M.)	♀	0.016

Таблица 8

2. Водоемы бассейнов Дона, Волги, Кубани и Енисея (Харин, 1948; Мордухай-Болтовской, 1954; Грезе, 1955)

Название организма	По Харину (1948)	По Зиновьеву (1947)	По Окулу (1941)	По Мордухай-Болтовскому (1954)	По Грезе (1955)
<i>Asplanchna</i>	0.017—0.005	0.020	—	0.020	—
<i>A. priodonta</i> Gosse	—	—	—	—	0.02650
<i>Filinia longiseta</i> (Ehr.)	0.00043	0.0003	0.0002	—	0.00058
<i>Polyarthra trigla</i> (Ehr.)	0.00025	0.0003	—	—	0.00095
<i>P. trigla</i> (Ehr.) var. minor	—	—	—	—	0.00037
<i>Testudinella</i>	—	—	—	0.0004	—
<i>Euchlanis</i>	0.003	0.002	—	0.002	—
<i>Lecane luna</i> (Müll.)	0.0009	0.00025	—	0.0009	—
<i>Monostyla bulla</i> (Gosse)	—	—	—	0.0005	—
<i>Brachionus angularis</i> Gosse	0.00043	0.00044	0.00031	—	—
<i>Brachionus calyciflorus</i> Pallas	0.004	0.0065	—	—	—
<i>B. capsuliflorus</i> Pallas	0.002	0.0007	0.0018	—	—
<i>B. plicatilis</i> Müll.	—	—	—	0.0015	—
<i>B. »</i> var. <i>rotundiflorus</i> Tschugunoff	0.0015—0.003	0.00114	0.005—0.0008	—	—
<i>B. quadridentatus</i> Herman	—	—	—	0.0020	—
<i>B. rubens</i> Ehr.	—	—	—	0.0040	—
<i>Keratella quadrata</i> (Müll.)	0.00034—0.0005	0.0004	0.0004	—	0.00081
<i>K. cochlearis</i> (Gosse)	0.00025	0.00025	—	0.0002	0.00033
<i>Notholca acuminata</i> Ehr.	—	—	—	0.003	0.00149
<i>N. bipalium</i> (Müll.)	—	—	—	—	0.0025
<i>N. longispina</i> Kell.	0.002—0.0005	0.00047	0.003	0.0004	—
<i>Pedalia</i>	0.0006	0.00076	—	—	—
<i>Artella vulgaris</i> Ehr.	—	—	—	—	—

Продолжение таблицы 8

Название организма	По Харину (1948)	По Зиновьеву (1947)	По Окулу (1947)	По Мор- духай- Болтов- скому (1954)	По Грезе (1955)
<i>Tintinnopsis relicta</i>					
Mink.	0.000043	—	—	—	—
<i>Volvox</i>	0.006	0.00145	—	—	—
Nauplii	0.001—0.002	—	0.001	—	—
<i>Cyclops</i>	0.015—0.036	0.010—0.020	0.015	—	—
<i>Cyclops strenuus</i> Fischer, C. colensis Lill.	—	—	—	—	0.052
<i>Diaptomus</i> 1000 μ	0.062	0.1—0.05	0.0085—0.16	—	0.052
<i>D. gracilis</i> Sars	—	—	—	—	0.071
<i>Eurytemora</i>	0.032	—	0.003—0.03	—	—
<i>Limnocalanus macrurus</i> Sars	—	—	—	—	0.237
<i>Diaphanosoma</i>	0.021—0.06	0.040	—	—	—
<i>Leptodora kindti</i> (Focke)	—	—	—	—	0.089
<i>Daphnia magna</i> Strauss 1.6—20 mm	0.7	0.034—0.046	—	—	—
То же, 1.2 mm	0.3	—	—	—	—
<i>D. longispina</i> Müll.	—	—	—	—	0.045
<i>Moina rectirostris</i> Leyd.	0.11—0.18	0.034	—	—	—
<i>Ceriodaphnia</i>	0.015—0.03	0.010—0.017	—	—	—
<i>C. pulchella</i> Sars	—	—	—	—	0.031
<i>Alona</i>	0.004	0.004	—	—	—
<i>Bosmina</i>	0.0063	0.003—0.014	—	—	—
<i>B. longirostris</i> (Müll.)	—	—	—	—	0.010
<i>B. coregoni</i> Baird, B. obtusirostris Sars	—	—	—	—	0.058
<i>Chydorus sphaericus</i> (Müll.)	0.008	0.010	—	0.002—0.018	—

Таблица 9

3. Водоемы горного Урала (Уломский, 1951)

Название вида	Пол и возраст	Сырой вес одной особи (в мг)
<i>Eudiaptomus graciloides</i> Lillj.	♀ ad.	0.047—0.091
	♂ ad.	0.033—0.076
	♀ ov.	0.060—0.112
	juv.	0.018—0.036
	Яйцевые мешки (от 7 до 11 яиц)	0.020
<i>E. coeruleus</i> (Fisch.)	♀ ad.	0.101
	♂ ad.	0.064
<i>Acanthodiaptomus denticornis</i> (Wierz.)	♀ ad.	0.358
	♂ ad.	0.232

Продолжение таблицы 9

Название вида	Пол и возраст	Сырой вес одной особи (в мг)
Macrocylops fuscus (Jur.)	♀ ad.	0.482
	♂ ad.	0.118
M. albidus (Jur.)	♀ ad.	0.210
	♂ ad.	0.270
	♀ ad.	0.100—0.200
	♂ ad.	0.070
Cyclops strenuus Fisch.	♀ ov.	0.350—0.360
	♀ juv.	0.016—0.050
	5-я копепоидит-ная стадия	0.050
Eucyclops macruroides (Lillj.)	♀ ad.	0.043
	♀ ov.	0.047
Acanthocyclops gigas (Claus)	♀ ad.	0.770
Mesocyclops leuckarti (Claus)	♀ ad.	0.037
	♂ juv.	0.015—0.016
M. oithonoides Sars	♀ ad.	0.010—0.013
	♀ or.	0.012—0.016
Juvenes Cyclopidae	—	0.018
Nauplii Copepoda	—	0.002—0.004
Sida crystallina (O.F.M.)	♀ ad.	0.700—1.710
Diaphanosoma brachyurum (Lievin)	♀ ad.	0.053
Holopedium gibberum (Zadd.)	♀ ad.	0.280—0.320
Daphnia hyalina galeata Sars	♀ ad.	0.220—0.380
	♀ juv.	0.020—0.037
D. cucullata kahlbergensis Schödl.	♀ ad.	0.045—0.082
	♀ juv.	0.019
Ceriodaphnia pulchella Sars	♀ ad.	1.800
	♀ эфп.	0.040
C. reticulata (Jur.)	♀ ad.	0.035
	♀ juv.	0.010
Simocephalus vetulus (O.F.M.)	♀ ad.	0.400—0.900
Bosmina longirostris (O.F.M.)	♀ ad.	0.010—0.017
	♀ juv.	0.005
B. obtusirostris G. O. Sars	♀ ad.	0.140
B. mixta G. O. Sars	♀ ad.	0.062
	♀ juv.	0.011
Eurycercus lamellatus (O.F.M.)	♀ ad.	1.450—5.000
Alona affinis (Leydig)	♀ ad.	0.050
Chydorus sphaericus (O.F.M.)	♀ ad.	0.011—0.016

Продолжение таблицы 9

Название вида	Пол и возраст	Сырой вес одной особи (в мг)
<i>Polyphemus pediculus</i> (L.)	♀ ad.	0.053—0.170
	♀ juv.	0.035
<i>Bythotrephes longimanus</i> Leyd.	♀ с развитыми выводковыми камерами	1.0—1.07
<i>Leptodora kindti</i> (Focke)	♀ ad.	0.273—1.070
	♀ juv.	0.095
<i>Asplanchna priodonta</i> Gosse	♀ ad.	0.019—0.062
<i>Synchaeta pectinata</i> Ehr.	♀ ad.	0.013

Таблица 10

4. Оз. Севан (Мешкова, 1953)

Название	Пол	Длина (в мм)	Ширина (в мм)	Вес (в мг) ¹	Длина (в мм)	Вес (в мг) ²
<i>Synchaeta pectinata</i> Ehr. .	Самка	0.393	0.113	0.0053	—	—
<i>Keratella quadrata</i> (Müll.) .	»	0.134	—	0.00061	—	—
<i>Filinia longiseta</i> (Ehr.) . .	»	0.157	0.78	0.00022	—	—
<i>Pedalia mira</i> Hudson . . .	»	0.200	0.150	0.0046	—	—
<i>Daphnia longispina sevanica eulimnetica</i> Behning . .	»	—	—	—	1.72	0.162
<i>Acanthodiaptomus denticornis</i> (Wierzejski)	Самка	1.28	0.49	0.232	1.61	0.180
	Самец	1.09	0.40	0.137	1.47	0.140
	Яйцо	Диаметр	0.135	0.00146	—	—
<i>Arctodiaptomus bacillifer</i> (Koelbel)	Самка	1.10	0.42	0.152	1.52	0.140
	Самец	0.96	0.37	0.097	1.40	0.096
	Яйцо	Диаметр	0.162	0.00223	—	—
<i>Arctodiaptomus spinosus</i> var. <i>fadeevi</i> Rylov	Самка	1.02	0.37	0.094	1.29	0.082
	Самец	0.78	0.27	0.041	1.07	0.050
	Яйцо	Диаметр	0.187	0.00337	—	—
<i>Cyclops strenuus</i> var. <i>sevani</i> Meschkova	Самка	0.94	0.51	0.181	1.99	0.158
	Самец	0.73	0.34	0.065	—	—
	Яйцо	Диаметр	0.133	0.00140	—	—

¹ Вес, вычисленный по объему, определенному геометрически² Вес, определенный взвешиванием.

5. В

На

*Diaphanosoma b**Sida crystallina**Daphnia hyalina*
18—27% длин*Daphnia pulex* (*Daphnia magna**Simocephalus v**Simocephalus ex**Ceriodaphnia q**Moina microph*То же, ♀ с оч
яйц

То же, ♂ . . .

*Moina rectirost**Macrothrix sp.**Bosmina longi**Chydorus spha**Polyphemus pe**Eudiaptomus g**Diaptomus sali*

То же, ♂ . . .

Heteroscope cas

То же, ♂ . . .

Calanipeda aqu

То же, ♂ . . .

Таблица 11

5. Водоемы бассейна Дона (Мордухай-Болтовской, 1954)

а) Данные взвешивания

Название вида	Длина (в мм)	Стадия	Вес (в мг)
<i>Diaphanosoma brachyurum</i> (Liévin) . . .	0.75—1.02 0.94—1.06	Незрелая Яйценосная	0.018 0.014
<i>Sida crystallina</i> (O.F.M.)	1.89—2.26	»	0.500
<i>Daphnia hyalina</i> (со шлемом высотой 18—27% длины тела)	0.75—1.13 0.94—1.13 1.13—1.50 1.50—1.89 2.26—2.45	Незрелая Яйценосная » » »	0.022 0.055 0.083 0.277 0.685
<i>Daphnia pulex</i> (de Geer)	0.94—1.13 1.89—2.26 2.41—2.60	Незрелая Яйценосная »	0.037 0.654 1.540
<i>Daphnia magna</i> Strauss	1.3 —1.7 3.0 4.0 0.64—0.75 0.75—0.94 0.94—1.13	Незрелая Яйценосная » Незрелая » »	0.238 3.000 5.725 0.013 0.030 0.043
<i>Simocephalus vetulus</i> (O.F.M.)	1.3 —1.5 1.51—1.89 1.89—2.26 Около 2.6	» » » Яйценосная	0.120 0.290 0.425 1.750
<i>Simocephalus expinosus</i> (Koch)	3.5	»	4.540
<i>Ceriodaphnia quadrangula</i> O.F.M.	0.57—0.75 0.75—0.83	Зрелая »	0.019 0.026
<i>Moina microphthalma</i> Sars	0.5 —0.75 1.0 —1.3 1.3 —1.5	Незрелая Зрелая »	0.010 0.086 0.191
То же, ♀ с очень большим количеством яиц	1.1 —1.5	»	0.432
То же, ♂	0.94—1.13	»	0.044
<i>Moina rectirostris</i> Leyd.	1.08—1.26	»	0.113
<i>Macrothrix</i> sp.	0.75—0.94	»	0.035
<i>Bosmina longirostris</i> (O.F.M.)	0.30—0.45	»	0.0078
<i>Chydorus sphaericus</i> O.F.M.	0.34—0.45	»	0.0125
<i>Polyphemus pediculus</i> (L.)	0.57—0.94	»	0.061
Копеподы			
<i>Eudiaptomus graciloides</i> Lillj., ♀	0.94—1.32 1.32—1.69	Взрослая	0.053 0.110
<i>Diaptomus salinus</i> Daday, ♀	1.04—1.33 1.33—1.66 (6. ч. 1.4)	Незрелая Зрелая	0.037 0.072
То же, ♂	1.15—1.44	»	0.055
<i>Heterocope caspia</i> Sars, ♀	1.37—1.64	»	0.092
То же, ♂	1.13—1.5	»	0.056
<i>Calanipeda aquae dulcis</i> Kritsch. ♀	1.19—1.33	»	0.028
То же, ♂	1.0 —1.1	»	0.014

Продолжение таблицы 11

Название вида	Длина (в мм)	Стадия	Вес (в мг)
<i>Eurytemora velox</i> Lillj., ♀	1.32—1.50 1.50—1.69	Незрелая Зрелая	0.068 0.089
То же, ♂	1.17—1.32	»	0.044
<i>Acanthocyclops vernalis</i> Fisch., ♀	1.0 —1.13 1.13—1.32 1.32—1.51	Незрелая Зрелая »	0.035 0.043 0.071
То же, ♂	0.75—0.94	»	0.010
<i>Macrocyclus albidus</i> (Jur.), ♀	1.26—1.47	»	0.129
<i>Acanthocyclops viridis</i> (Jur.), ♀	2.07—2.45	»	0.350
<i>Microcyclus gracilis</i> Lillj., ♀	0.38—0.57	»	0.008
<i>Harpacticoida</i> sp.	0.6 —0.75	»	0.013
Копеподиты Cyclopoida	0.72—0.90	»	0.017

б) Принятые для вычисления веса (в мг) копепоид (самок)
(Мордухай-Болтовской, 1954)

Длина (в мм)	Науплиальные стадии	Длина (в мм)	Копеподиты Cyclopoida и Calanida, Mesocyclops	Тип Cyclops, Acanthocyclops vernalis	Тип Macrocyclus albidus	Eurytemora velox	Diaptomus (Eud. graciloides), Heterocope	Harpacticoida
0.1—0.2	0.0005	0.3—0.5	0.005	—	—	—	—	—
0.2—0.3	0.004	0.5—0.7	0.010	—	—	—	—	0.010
0.3—0.4	—	0.7—0.9	0.017	—	—	—	—	0.020
		0.9—1.1	—	0.030	0.045	0.030	0.040	—
		1.1—1.3	—	0.045	0.080	0.045	0.065	—
		1.3—1.5	—	0.070	0.130	0.065	0.095	—
		1.5—1.7	—	0.100	0.185	0.090	0.130	—
		1.7—1.9	—	0.150	—	—	0.185	—
		1.9—2.1	—	0.200	—	—	0.250	—

в) Принятые для вычисления веса (в мг) кладоцер (самок)
(Мордухай-Болтовской, 1954)

Длина (в мм)	<i>Daphnia pulex</i> , <i>Daphnia magna</i>	<i>Simoccephalus</i> , <i>Sida</i>	<i>Daphnia longispina</i> O.F.M. и другие со шлемом	<i>Moina</i> , <i>Ceriodaphnia</i>
0.2—0.3	—	—	—	—
0.3—0.4	—	—	—	—
0.4—0.5	0.003	0.003	0.002	0.0035
0.5—0.7	0.008	0.008	0.006	0.010 (без яиц) 0.014 (яйценосные)
0.7—0.9	0.020	0.020	0.015	0.025 »
0.9—1.1	0.040	0.040	0.050 (яйценосные)	0.050 »

Продолжение таблицы 11

Длина (в мм)	<i>Daphnia pulex</i> , <i>Daphnia magna</i>	<i>Simocephalus</i> , <i>Sida</i>	<i>Daphnia longi-</i> <i>spina</i> O.F.M. и другие со шле- мом	<i>Moina</i> , <i>Ceriodaphnia</i>
1.1—1.3	0.100	0.070	0.065 (яйценозные)	0.085 (яйценозные)
1.3—1.5	0.180	0.120	0.140 »	0.190 »
1.5—1.7	0.290	0.240	0.230 »	—
1.7—1.9	0.420	0.340	0.330 »	—
1.9—2.1	0.590 (яйценозные)	0.425 (без яиц) 0.530 (яйценозные)	0.430 »	—
2.1—2.3	0.900 »	0.800 »	0.585 »	—
2.3—2.5	1.350 »	1.100 »	0.730 »	—
2.5—2.7	1.750 »	1.460 »	—	—
2.7—2.9	2.300 »	1.750 »	—	—
2.9—3.1	3.000 »	2.200 »	—	—
4	5.725 »	—	—	—
5	7.750 »	—	—	—

Длина (в мм)	Macro- thrix	<i>Diaphanosoma</i>	Chydo- ridae (кроме Chydo- rus)	<i>Polyphemus</i>	<i>Chydorus</i> <i>sphaeri-</i> <i>cus</i>	<i>Bosmina</i> <i>longi-</i> <i>rostris</i> и <i>B. core-</i> <i>goni</i>
0.2—0.3	—	—	—	—	0.002	0.0015
0.3—0.4	—	—	—	—	0.009	0.006
0.4—0.5	0.004	0.002	0.005	0.010	0.018	0.013
0.5—0.7	0.013	0.006	0.020	0.130	—	0.060
0.7—0.9	0.030	0.015	0.050	0.075 (яйценозные)	—	0.100
0.9—1.1	0.060	0.045 (яйценозные)	0.100	0.100	—	0.140
1.1—1.3	—	—	—	—	—	—
1.3—1.5	—	—	—	—	—	—
1.5—1.7	—	—	—	—	—	—
1.7—1.9	—	—	—	—	—	—
1.9—2.1	—	—	—	—	—	—
2.1—2.3	—	—	—	—	—	—
2.3—2.5	—	—	—	—	—	—
2.5—2.7	—	—	—	—	—	—
2.7—2.9	—	—	—	—	—	—
2.9—3.1	—	—	—	—	—	—
4	—	—	—	—	—	—
5	—	—	—	—	—	—

Б. СРЕДНИЕ СЫРЫЕ ОБЪЕМЫ И ВЕСА ОРГАНИЗМОВ ФИТОПЛАНКТОНА
(ТАБЛИЦЫ 12—15)

Таблица 12

1. Река Вятка, средние объемы клеток (в μ^3) (Штин, 1945)

Название	μ^3
Melosira granulata (Ehr.) Ralfs	3070
M. italica (Ehr.) Kütz.	673
M. varians Ag.	5876
Cyclotella Kützingiana Thw.	538
Synedra ulna (Nitzsch) Ehr.	7200
S. acus var. angustissima Grun.	2400
Attheya Zachariasii Brun	6400
Stephanodiscus Hantzschii Grun.	471
Nitzschia sp. sp.	240
Fragilaria sp. sp.	1200
Asterionella formosa Hass.	589
Gloeococcus Schroeteri Lemm.	270
Pediastrum Boryanum (Turp.) Menegh.	1000
Golenkinia radiata Chodat	510
Oocystis lasustris Chodat	300
Tetracoccus botryoides W. West.	110
Dictyosphaerium pulchellum Wood	120
Crucigenia tetrapedia (Kirchner) W. et G. S. West	100
Scenedesmus quadricauda (Turp.) Bréb.	580
S. quadricauda var. dispar Bréb.	150
Eudorina elegans Ehr.	3500
Closterium moniliferum Ehr.	95000
Microcystis incerta Lemm.	4
Microcystis pulverea (Wood) Forti	3
Woronichinia Naegeliaha (Ung.) Elenk.	40
Anabaena spiroides f. crassa (Lemm.) Elenk.	900
A. Scheremetievi Elenk.	577
Aphanizomenon flos aquae (L.) Ralfs (объем нити)	4000

Aphanizomenon fl
Anabaena spiroide
A. Lemmermannii
A. Scheremetievi
Microcystis aerugi

Woronichinia Naeg
Melosira granulata
Asterionella form
Synedra ulna (Nit
Ceratium hirundin

Volvox aureus Ehr
Gloeotrichia echi

Ceratium hirund
Botryococcus Br
Tribonema depa
Pandorina morum
Gloeococcus Sch
Oocystis elliptic
O. gigas var. Br
O. novae-semli
O. solitaria Wi
Nephrocystium l
Dictyosphaerium
Gloeocapsa limn
Cyclotella Kütz
C. Kützingiana
Stephanodiscus
Asterionella for

Таблица 13

2. Водопроводная вода (Аренштейн и Разумов, 1950)

Название вида	Средний объем клетки (в μ^3)	Средний объем колонии (в μ^3)
Aphanizomenon flos-aquae (L.) Ralfs	60	1980000 (со слизью) 125000
Anabaena spiroides Kleb.	130	
A. Lemmermannii P. Richt.	90	
A. Scheremetievi Elenk.	170	
Microcystis aeruginosa (Ktz.) Elenk.	—	
Woronichinia Naegelianae (Ung.) Elenk.	1300	125000
Melosira granulata (Ehr.) Ralfs	500	
Asterionella formosa Hass.	1600	
Synedra ulna (Nitzsch) Ehr.	48500	
Ceratium hirundinella (O.F.M.) Bergh		

Таблица 14

3. Водоемы Урала (Уломский, 1951)

Название вида	Средний объем клетки (в μ^3)	Средний объем колонии (в μ^3)
Volvox aureus Ehr.	—	0.075
Gloeotrichia echinulata (P. Richt.)	—	0.18—0.96

Таблица 15

4. Оз. Севан (Стройкина, 1953)

Название		Вес (в мг)
Ceratium hirundinella (O.F.M.) Bergh.	Клетки	$9 \cdot 10^{-6}$
Botryococcus Braunii Kütz.	Колонии	$24 \cdot 10^{-6}$
Tribonema depauperatum sevani Wlad.	Нити	$3 \cdot 10^{-6}$
Pandorina morum Bory	Колонии	$46 \cdot 10^{-6}$
Gloeococcus Schroeteri Lemm.	»	$79 \cdot 10^{-6}$
Oocystis elliptica W. West	»	$11 \cdot 10^{-6}$
O. gigas var. Borgei Lemm.	»	$17 \cdot 10^{-6}$
O. novae-semlicae Wille	»	$2 \cdot 10^{-6}$
O. solitaria Witttr.	»	$27 \cdot 10^{-6}$
Nephrocystium lunatum W. West	Клетки	$1.7 \cdot 10^{-6}$
Dictyosphaerium Ehrenbergianum Naeg.	Колонии	$142.5 \cdot 10^{-6}$
Gloeocapsa limnetica (Lemm.) Hollerb.	»	$1.4 \cdot 10^{-6}$
Cyclotella Kützingiana Thw.	Клетки	$10 \cdot 10^{-6}$
C. Kützingiana var. planetophora Fricke	»	$2.8 \cdot 10^{-6}$
Stephanodiscus astraea (Ehr.) Grun.	»	$25 \cdot 10^{-6}$
Asterionella formosa Hass.	»	$1 \cdot 10^{-6}$

В. ХИМИЧЕСКИЙ СОСТАВ ПЛАНКТОННЫХ ОРГАНИЗМОВ

1. Birge and

НИЗМОВ В % ОТ СУХОГО ВЕЩЕСТВА

Juday (1922)

Озера	Дата	Название организмов	Включая золу						зола	кремнезем	азот	белок
			азот	белок (N × 6.25)	жир	пентозаны	углеводы (crude fiber)	безазотистые экстрагированные вещества				
Mendota	30 IX 1911	Microcystis	8.60	53.75	4.55	—	2.11	32.05	7.54	0.98	9.30	5.60
Monona	11 VII 1914	»	9.27	57.94	2.67	4.97	0.26	34.82	4.31	0.13	9.68	6.10
»	17 X 1917	»	6.32	39.50	2.75	—	0.65	52.09	5.01	—	6.65	4.40
Waubesa	7 VII 1917	Гл. обр. Microcystis	8.35	52.19	5.02	7.80	—	—	7.81	1.62	9.05	5.60
Mendota	19 IX 1914	Anabaena	8.27	51.69	1.11	4.81	0.63	39.40	7.17	0.95	8.91	5.60
Devils	8 X 1913	То же + Coelosphaerium	8.35	52.19	2.05	6.15	1.17	39.93	4.66	0.27	8.75	5.60
Mendota	11 VII 1915	Aphanizomenon	9.30	58.12	3.72	2.04	0.53	30.12	7.51	1.16	10.05	6.10
Monona	3 XII 1913	То же + Anabaena	9.94	62.12	4.34	3.42	1.30	25.72	6.52	0.17	10.63	6.10
»	20 VII 1915	Lynghya	9.17	57.31	2.36	5.25	3.42	31.24	5.67	0.15	9.73	6.10
»	24 VII 1915	»	8.21	51.31	1.38	3.76	7.39	34.74	5.18	0.20	8.66	6.10
Culture	18 V 1915	Ankistrodesmus	—	—	—	—	—	—	—	—	8.32	—
Mendota	28 VIII 1915	Diatomeae	3.66	22.87	13.60	2.87	1.43	22.60	39.50	30.78	6.05	—
Monona	6 VII 1916	Volvox	7.61	47.56	5.54	1.00	6.32	34.30	6.28	0.24	8.12	—
Fowier	28 IX 1918	Diaptomus	10.38	64.87	8.01	—	8.58	12.60	5.94	—	11.03	—
Mendota	10 XII 1918	Cyclops	9.57	59.81	19.80	—	10.07	4.58	5.74	—	10.15	—
»	1 V 1912	То же + Diaptomus	9.27	57.93	16.74	—	5.92	13.59	5.82	0.36	9.84	—
»	8 V 1918	»	9.87	61.69	17.68	—	5.58	9.47	5.58	0.01	10.45	—
Green	22 VIII 1913	Limnocalanus	7.18	44.88	39.90	0.58	3.96	7.16	4.10	0.10	7.49	—
Devils	2 VII 1913	Daphnia pulex	7.45	46.56	3.90	1.32	9.02	14.67	25.85	0.73	10.04	—
»	1 X 1915	»	8.27	51.69	2.82	1.92	8.51	12.25	24.73	1.16	10.98	—
»	15 V 1916	»	6.55	40.94	4.60	—	7.25	24.04	23.17	2.84	8.52	—
»	25 V 1917	»	5.82	36.38	12.07	—	6.96	25.19	19.40	1.46	7.22	—
»	30 VIII 1917	»	7.58	47.37	3.10	—	10.89	21.77	16.87	0.14	9.12	—
Monona	4 IV 1914	»	8.63	53.94	21.25	0.80	3.34	13.85	7.62	0.07	9.34	—
»	17 VI 1916	»	7.91	49.44	3.45	—	5.58	23.32	18.21	1.95	9.67	—
»	5 VIII 1913	То же + D. hyalina	8.51	53.19	8.42	1.58	8.31	15.44	14.64	0.08	9.97	—
Waubesa	10 V 1917	Daphnia pulex	7.55	47.19	27.90	—	4.53	8.25	12.13	1.02	8.59	—
Mendota	28 VIII 1917	D. hyalina	8.35	52.19	4.55	—	8.35	19.02	15.89	0.67	9.92	—
Kowague-saya	14 VIII 1913	Holopedium	8.35	52.19	10.65	6.71	5.80	23.72	7.64	0.28	9.04	—
Monona	8 VIII 1912	Leptodora	7.69	48.06	25.93	1.03	9.55	8.46	8.00	0.20	8.35	—
»	5 VIII 1913	»	9.28	58.00	8.70	0.72	4.60	13.20	15.50	0.22	10.98	—
Mendota	3 IX 1917	»	9.84	61.50	5.88	—	8.80	12.51	11.31	0.23	11.09	—

2. Ивлев (Г. Винберг, В. Ивлев,

Т. Платова и Л. Р.

Название	Процент от сухого			го веса ¹	
	зола	хитин	белки	жиры	углевод
Daphnia pulex (de Geer)	18.25	15.73	58.04	6.58	13.80
D. magna Strauss	33.17	14.89	44.61	5.15	16.00
Leptodora kindti (Focke)	28.93	—	46.63	10.91	14.00
Планктон (Rotatoria)	28.46	—	49.70	7.37	14.00
Планктон (Copepoda)	9.30	4.70	59.00	7.00	20.00
Планктон (Peridinae)	5.00	—	13.00	1.40	80.00
Планктон (Diatomeae)	65.30	—	10.70	2.50	21.00

¹ Заимствовано у Geng, Brandt, Knaute u. Wundsch.

3. Казаков и

Проппина (1941)

Название	Зола	Состав органической массы (в %)					Общее содержа- ние P_2O_5 (в %)
		C	H	S	N	O	
Фитопланктон (<i>Microcystis</i> , <i>Coelosphae- rium</i>)	10.60	51.22	7.49	1.20	7.43	32.66	1.00
Зоопланктон (<i>Bosmina longirostris</i> , <i>Daphnia longispina</i>)	11.40	57.72	7.22	2.65	8.00	35.06	—
<i>Polyphemus</i>	8.13	59.94	10.18	1.83	10.12	17.93	27.64
Нитчатые водоросли	15.40	49.89	7.51	2.26	2.07	38.27	4.07
<i>Mougeotia</i>	17.67	45.90	7.32	2.38	1.79	42.61	4.33

вещества, из- влекаемые спиртобензо- лом	воднорас-	
	общее ко- личество	воднорас-
11.00	52.40	
—	—	
22.00	26.30	
16.60	25.20	
3.64	17.20	

Таблица 19

4. Химический состав дафний (Маликова, 1953)

а) Химический состав дафний (*Daphnia pulex*)
в % на сырое и сухое вещество

Влага	Сухой остаток	Жир		Зола		Углеводы	
		сырое	сухое	сырое	сухое	сырое	сухое
89.43	10.57	2.30	21.76	1.77	16.75	0.12	1.13
Кальций		Фосфор		Железо			
сырое	сухое	сырое	сухое	сырое	сухое		
1.015	9.60	0.157	1.484	10.09	95.45		

б) Содержание азота и белка у дафний
в % на сырое и сухое вещество

Азот		Белок	
сырое	сухое	сырое	сухое
1.02	9.65	6.38	60.36

в) Содер
в % на св

Тирозин		
ткань	белок	азо к а
0.272	4.27	
Гистидин		
ткань	белок	а ди
0.172	2.69	

Таблица 18

Пронина (1941)

Состав органической массы (в %)										
вещества, извлекаемые спиртобензолом	воднорастворимые вещества					общее содержание белков	углеводы			
	общее количество	воднорастворимые белки	дисахариды	воднорастворимые неорганические вещества			пентозаны	гемипеллозы	целлюлозы	хитин
1.00	11.00	52.40	34.74	7.30	6.61	34.20	—	3.60	7.2	—
—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
27.64	22.00	26.30	42.00	3.80	24.10	57.20	—	—	—	3.3
4.07	16.60	25.20	7.68	31.80	27.60	12.40	3.0	13.03	12.3	—
4.33	3.64	17.20	8.93	26.20	31.00	11.10	1.6	15.40	20.9	—

в) Содержание незаменимых аминокислот у дафний в % на свежую ткань, на белок и на содержание азота аминокислот в азоте белка

Тирозин			Триптофан			Аргинин		
ткань	белок	азот тирозина к азоту белка	ткань	белок	азот триптофана к азоту белка	ткань	белок	азот аргинина к азоту белка
0.272	4.27	2.06	0.231	3.62	3.14	0.697	10.92	21.96
Гистидин			Цистин			Метионин		
ткань	белок	азот гистидина к азоту белка	ткань	белок	азот цистина к азоту белка	ткань	белок	азот метионина к азоту белка
0.172	2.69	4.60	0.075	1.17	0.88	0.220	3.45	2.06

Глава 38

МЕТОДЫ ИССЛЕДОВАНИЯ НЕЙСТОНА

И. А. КИСЕЛЕВ

В небольших водоемах (прудах, лужах, канавах и т. п.), иногда также в заливах и бухточках озер со спокойной поверхностью воды, хорошо защищенных от ветра и волнений, в тихую безветренную погоду, при благоприятных условиях освещения и химизма воды нередко поверхностная пленка воды (так называемая «пленка поверхностного натяжения») обильно заселяется организмами, составляющими группировку, близкую к планктону и известную под названием «нейстон». Непосредственный контакт с атмосферой, особые световые, термические и химические условия (главным образом содержание газов) создают здесь специфический комплекс факторов.

В образовании нейстона обычно участвуют некоторые жгутиконосцы и бактерии, чаще всего *Chromulina*, *Chlamydomonas*, *Euglena sanguinea*, *Euglena haematodes*, *Trachelomonas*, протококковые — *Emergosphaera*, *Nautococcus*, некоторые из разножгутиковых, железобактерии и пурпурные бактерии.

Среди микроорганизмов нейстонной пленки следует отличать живущих на верхней поверхности пленки (эпинейстонных) и обитающих на нижней поверхности (гипонейстонных). Наиболее частыми являются типичные эпинейстонные микроорганизмы.

Мелкие организмы, которые не принадлежат по своей природе к нейстону, обычно избегают поверхностной пленки, так как иначе они оказываются у нее в плену и, не имея возможности прорвать ее и выбраться из нее, погибают вследствие несвойственных им условий существования в пленке.

В природных условиях нейстонную пленку в соответствующих водоемах можно находить в течение всего вегетационного периода, чаще же в разгаре лета, в теплые безветренные дни. Продолжительность ее существования или кратковременная (2—3 дня), или с более затяжным и растянутым периодом. Так как нейстонная пленка чаще развивается не по всей поверхности водоема, а в отдельных его местах, то для обнаружения ее необходимы исследования различных участков водоема, лучше всего в утренние часы и не однократные, а повторные, дабы захватить моменты начала и конца «цветения» нейстона.

При исследовании нейстона, как и при исследовании планктона, необходимо производить полную характеристику водоема, обращая особое внимание на метеорологические, гидрометеорологические факторы, при которых формируется и существует нейстонная пленка.

Несомненно, что для изучения факторов среды специально поверхностной пленки воды требуется применение специальной тонкой методики, прежде всего методов микрохимического анализа.

Описываемому лову (1929). О материала и м на месте сбора целью исследов тивов: 1) лег оптической, вклю ский питатив, (к дощечке пр скопировании с увеличением винта фотогр ные камеры, п камеры Колье взятия пленк собой колечк квадратик 1 кой в 0.2 мм той на друго вянной ручк 7) предметны пинцет, набор J+K J и др.)

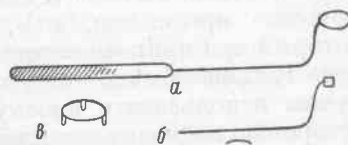
Придя н чала убежд наличии ней внимание на вах пленки, ски перемещ участков мож стве организ кладывают н стекло камер осторожно п верхняя по прилипает к помощи мале на дно камер ронной (плен

Если име проволочки, осторожно п колечко вме объектив м крепляется

Если лаб можно пере если же рас ном кольце стеклом кам осуществим

МЕТОДЫ СБОРА НЕЙСТОНА

Описываемые ниже методы исследования нейстона излагаются по Рылову (1929). Они складываются из двух категорий методов: методы сбора материала и методы его обработки. Обработка может производиться как на месте сбора, так и в лаборатории. При отправлении на экскурсию с целью исследования нейстона необходимо иметь набор инструментов и реактивов: 1) легкий и портативный экскурсионный микроскоп с хорошей оптикой, включая и имерсионный объектив; 2) деревянный фотографический штатив, к которому привинчивается складная дощечка 13×18 см (к дощечке прикрепляется микроскоп, она же служит столом при микроскопировании); 3) легкий складной стул из бамбуковых палок; 4) лупа с увеличением 8—10, со складным штативом, снабженным нарезкой для винта фотографического штатива; 5) счетные камеры, включая и камеру в 1 мл (тип камеры Кольквитца); 6) прибор Рылова для взятия пленки (фиг. 1), представляющий собой колечко диаметром 0.5—1.0 см или квадратик 1 мм², сделанный на конце тонкой в 0.2 мм толщины проволоки, изогнутой на другом конце и снабженной деревянной ручкой (общая длина 15 см); 7) предметные, покровные стекла, пипетки, пинцет, набор реактивов (формалин, OsO_4 , J+KJ и др.).



Фиг. 1. Прибор Рылова для взятия проб нейстона.

а — прибор; б — его модификация, где вместо кольца квадратная рамка; в — другая его модификация, представляющая кольцо с 3 ножками.

Придя на место исследования, сначала убеждаются с помощью лупы в наличии нейстона, а при количественных исследованиях обращают внимание на целостность и неповрежденность пленки, так как при разрывах пленки, вызванных ветром, отдельные куски пленки могут механически перемещаться друг под друга и смешиваться. Исследование таких участков может дать ошибочное представление о действительном количестве организмов. После этого, в случае отсутствия прибора Рылова, накладывают на пленку покровное стекло счетной камеры. Лучше обычное стекло камеры заменить тонким покровным стеклом 30×40 мм. Стекло осторожно приводят в соприкосновение с пленкой, следя за тем, чтобы верхняя поверхность стекла оставалась сухой. Тогда пленка хорошо прилипает к стеклу. Дно счетной камеры предварительно смачивается при помощи маленькой кисточки 1%-м раствором осмиевой кислоты (OsO_4) или на дно камеры вносится капля формалина, после чего стекло смоченной стороной (пленкой нейстона вниз) кладется на углубление счетной камеры.

Если имеется прибор Рылова, то колечко (или квадратик) на конце проволоки, ориентированное строго параллельно поверхности воды, осторожно приводится в соприкосновение с нейстонной пленкой. Затем колечко вместе с натянутой в нем пленкой поднимается и помещается под объектив микроскопа, при этом задний отогнутый конец проволоки закрепляется посредством клеммы.

Если лаборатория близко, то при соблюдении некоторой осторожности, можно перенести пленку в лабораторию и там ее подвергнуть изучению; если же расстояние до лаборатории большое, лучше пленку в проволоочном кольце прибора Рылова привести в соприкосновение с покровным стеклом камеры и в таком виде перенести в лабораторию. Однако легче осуществим перенос нейстона в лабораторию в плоской стеклянной чашке

(чашка Петри), с помощью которой вместе с пленкой зачерпывается и некоторое количество воды. В лаборатории нейстон в чашке всплывает на поверхность воды.

Недостаток описанного метода взятия нейстона заключается в том, что при зачерпывании чашкой неизбежны нарушения в распределении организмов, отчего количественный подсчет их может дать не соответствующие действительности результаты. Вот почему рекомендуется производить исследование нейстона не в лаборатории, а на месте его взятия, накладывая на пленку нейстона покровное стекло или прибор Рылова, или, во всяком случае, исследование на месте должно предшествовать исследованию нейстона в лаборатории.

Понятно, что при исследованиях нейстона очень важно безукоризненное взятие пленки, для чего необходимо следить за тем, чтобы не было нарушений естественных связей компонентов пленки. Если в пленке присутствуют крупные организмы, как, например, рачек *Scapholeberis mucronata*, который при прикосновении к пленке покровного стекла или колечка прибора Рылова обычно покидает пленку и уходит вглубь, то для поймки их лучше использовать плоскую и широкую стеклянную чашку, которую осторожно подводят под пленку и затем поднимают, захватив и часть воды. Пойманные рачки обнаруживаются с помощью лупы или даже простым глазом. Для выяснения горизонтального распределения компонентов нейстона необходимо брать нейстон в разных местах — в загрязненных и освещенных — по несколько проб в каждом. То же требование в отношении количества проб следует соблюдать и при производстве количественных сборов нейстона.

МЕТОДЫ ОБРАБОТКИ НЕЙСТОНА

Методы качественной обработки нейстона. При качественной обработке нейстона на месте ли его сбора, или в лаборатории, кроме имеющихся у исследователя навыков в определении, необходимо иметь серию карманных определителей и набор специальных реактивов (J+KJ, 5%-й раствор NaCl и др.). Если исследуется живой материал, то сначала определяются руководящие формы и в первую очередь наиболее чувствительные организмы. При этом обращается внимание на наиболее характерные отличительные признаки: число и характер жгутов, наличие и природа запасных питательных веществ, форма и расположение хроматофоров и т. п. Желательно уже при регистрации форм делать предварительную глазомерную оценку их частоты встречаемости. Так как большинство компонентов нейстонной пленки относится к категории наннопланктона, то приходится пользоваться сильным увеличением и даже иммерсионным объективом.

Пленка или непосредственно переносится на предметное стекло и накрывается покровным стеклом, или же, в случае взятия ее тонким покровным стеклом, последнее накрывается другим покровным стеклом несколько меньшего размера. Положенный на столик микроскопа препарат исследуется сперва при слабом, потом при более сильном увеличении.

Если для более точного определения выявляется необходимость изучения цикла развития, то применяется метод культур.

При качественной обработке нейстона следует обращать также внимание на неживые элементы нейстонной пленки — на минеральный и органический триптон (детрит), на цисты, споры, фрагменты различных организмов, пыльцу растений и т. д., применяя для выявления их иногда некоторые простые реакции с HCl, с K_4FeCy_6 и др.

Метод
Количество
пленке, п
определен
производи
щадь в

Конечн
изводить
ствимо и
левых усл
низмов. Е
нее и мел
то в боль
ориентир

Сущес
а) подсче
веденных
фический

а) Под
снабжает
нии объе
Разумеет
стями р
в 1 мм² и
и другая
как подс
ности, т
ных вы
ков.

Счет
столик
(фиг. 2).
(на рис
медленн
совпаде
парат п
organiz
не косн
рисунке
дится п

Для
сколько
для одн

б) П
рисовал
объект-
организ
употреб
или ок
изобра
сторона
низмов
0.25 мм

Методы количественной обработки нейстона. Количественное исследование нейстона производится прямо на взятой пленке, причем вся работа сводится к простому подсчету организмов на определенной площади. У более крупных организмов (*Euglena*) подсчет производится прямо на 1 мм^2 , у мелких (*Chromulina*) в поле зрения площадь в 0.01 мм^2 с последующим пересчетом на 1 мм^2 .

Конечно, проще и удобнее количественное исследование нейстона производить в лаборатории, хотя в некоторых подходящих случаях оно осуществимо и на месте взятия материала. При этом следует заметить, что в полевых условиях легче производить подсчет не очень многочисленных организмов. Если же число какого-нибудь организма высоко, то подсчет сложнее и мешкотнее. Так как подсчет ведется на фиксированном материале, то в большинстве случаев он производится в лаборатории, на экскурсии же ориентируются только в качественном составе.

Существуют три способа количественного исследования нейстона: а) подсчет непосредственно в поле зрения микроскопа, б) подсчет произведенных перед этим зарисовок или условных знаков и в) микрофотографический метод.

а) *Подсчет непосредственно в поле зрения микроскопа.* Для этого окуляр снабжается блендой, квадратное отверстие которой при данном увеличении объектива точно занимает 1 мм^2 (или 0.01 мм^2) предметного стекла. Разумеется, при разных увеличениях потребуются иметь бленды с отверстиями различной величины, но всегда понадобятся бленды с отверстиями в 1 мм^2 или 0.01 мм^2 — одна для подсчета крупных (при слабом объективе) и другая для подсчета мелких организмов (при сильном объективе). Так как подсчет при сильном увеличении имеет значительные технические трудности, то Рылов рекомендует в этом случае заменить его вторым из указанных выше методов — методом подсчета зарисовок или условных знаков.

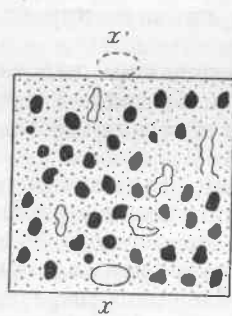
Счет при применении квадратной бленды в окуляре облегчается, если столик микроскопа подвижен. При этом поступают следующим образом (фиг. 2). Находят в поле зрения какой-нибудь заметный компонент пленки (на рисунке он обозначен x). Найдя его, с помощью подвижного столика медленно передвигают препарат до тех пор, пока с этим компонентом не совпадет какая-либо сторона квадрата окулярной бленды. После этого препарат передвигают в направлении, указанном стрелкой, и подсчитывают организмы последовательно до того момента, пока отмеченный компонент не коснется противоположной стороны квадрата окулярной бленды (на рисунке это положение обозначено x^1). Передвижение препарата производится перпендикулярно к одной из сторон квадратного отверстия бленды.

Для надежности результатов необходимо подсчет произвести в нескольких полях зрения, а потом вывести среднее количество организмов для одного поля зрения.

б) *Подсчет зарисовок или условных знаков.* На листе бумаги при помощи рисовального аппарата изображают сторону квадрата, определяемую по объект-микрометру при том увеличении, которое применяется при подсчете организмов в препарате. Для подсчета *Chromulina* и *Chlamydomonas* употребляют окуляр 10 и объектив 40 советского микроскопа МБИ-1, или окуляр 3, объектив 7 микроскопа Рейхардта. При этом увеличении изображают отрезок объект-микрометра в 0.1 мм , который будет служить стороной квадрата площадью в 0.01 мм^2 . Для подсчета более крупных организмов (например *Euglena*) изображают на бумаге более крупный квадрат: 0.25 мм^2 (сторона 0.5 мм) или 1 мм^2 (сторона 1 мм).

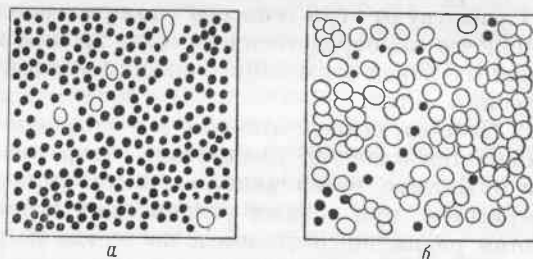
Отразив при помощи рисовального аппарата на заранее изображенном квадрате поле зрения, отмечают в границах квадрата карандашом каждый организм (один значок = одной особи), причем для каждого вида должен быть свой особый условный значок (точка, кружок, крестик и т. п.) (фиг. 3). По количеству значков судят о количестве организмов в поле зрения. При слишком густом препарате удобно квадрат разделить на участки, отдельно произвести подсчет в каждом участке и полученные результаты суммировать.

При описанном методе подсчета изображение квадрата и отметку организмов необходимо делать всегда при одной и той же высоте листа бумаги и при одном и том же увеличении. Чтобы всю работу по подсчету ускорить,



Фиг. 2. Схематическое представление подсчета препарата с нейстоном при помощи окулярной бленды.

Объяснение в тексте.



Фиг. 3. Две нейстограммы нейстона в одном из прудов Старого Петергофа, в 0.01 мм^2 . (По Рылову, 1929).

а — 15 VI, массовое развитие *Chromulina* (подвижные стадии обозначены черными пятнами), только один *Chlamydomonas* (вверху) и 4 цисты *Chromulina* (нарисованные кружками); б — то же самое 18 VII, цисты *Chromulina* здесь уже доминируют.

полезно заранее приготовить некоторый запас листов бумаги с изображенными на них квадратами.

Преимущества этого метода следующие: 1) подсчет быстрый и точный; 2) представление о данной ассоциации наглядное; 3) полученная нейстограмма дает представление не только о количестве организмов, но и о распределении их на единице площади; 4) метод механически прост и доступен. Для надежности количественных данных желательно подсчитать не одну, а несколько нейстограмм из данной нейстонной группировки и после этого вывести среднее. При этом зарисовки делаются из различных мест препарата. Так, для *Chromulina* желательно подсчитать 5—10 нейстограмм в 0.01 мм^2 каждая и вывести среднее из подсчета их. Этим путем будет получено представление о количестве организмов на площади в 0.01 мм^2 , а при умножении на 100 — на площади в 1 мм^2 .

в) *Микрофотографический метод*. При этом необходимо иметь микрофотоаппарат в виде конуса, насаживаемый на тубус микроскопа.

Принцип метода заключается в следующем: с данного препарата делается снимок, на котором подсчитываются компоненты нейстона на единице площади, соответствующей при данном увеличении 1 мм^2 или 0.01 мм^2 . Размеры этой площади определяются по объект-микрометру, который перед этим кладется на место удаленного препарата. Деления объект-микрометра устанавливаются точно на фокус, и полученное на матовом стекле изображение всей линейки в 1 мм длины или ее десятой части измеряется

циркулем. производят увеличения

Самый чаться в ф негативное лучшие ко позволяю зиции) про ные ахроме ния приме

(Рыло tons. In: Ab N a u m der Wasserc N a u m Neuston des

циркулем. Разумеется, снимок с препарата нейстонной пленки должен производиться с тем же окуляром и объективом, как и при вычислении увеличения.

Самый простой и удобный микрофотографический прием будет заключаться в фотографировании прямо на фотобумагу; полученное при этом негативное изображение не препятствует подсчету. Для съемки берутся лучшие контрастные и сильно светочувствительные сорта бумаги, которые позволяют даже при слабом источнике света быстро (при короткой экспозиции) производить съемку. При фотографировании употребляются обычные ахроматические объективы, а для получения более резкого изображения применяют сильное диафрагмирование.

ЛИТЕРАТУРА

- (Рылов В. М.) Rylov W. M. Anleitung zur Untersuchung des Limnoneustons. In: Abderhalden's Handb. biol. Arbeitsmeth., Abt. IX, Teil 2/II, 1929.
Naumann E. Quantitative Untersuchungen über die Organismeninformation der Wasseroberfläche. Int. Rev. ges. Hydrob., 7, 1915.
Naumann E. Beiträge zur Kenntnis des Teichnannoplanktons. II. Über das Neuston des Süßwassers. Biol. Zbl., 37, 1917.

ображенном
том каждый
ида должен
и.) (фиг. 3).
ле зрения.
а участки,
результаты
метку орга-
ста бумаги
ускорить,



дном из
По Ры-

движные
один
а (вари-
т, цисты

ображен-

точный;
нейсто-
и о рас-
доступен.
не одну,
сле этого
препа-
тограмм
ем будет
0.01 мм²,

микро-
а.

рата де-
на еди-
0.01 мм².
который
т-микро-
и стекле
перяется

**ТЕХНИКА ПРИМЕНЕНИЯ МЕТОДА ЛЮМИНЕСЦЕНТНОЙ
МИКРОСКОПИИ ДЛЯ ГИДРОБИОЛОГИЧЕСКИХ ИССЛЕДОВАНИЙ***С. В. ГОРЮНОВА*

Метод люминесцентной микроскопии основан на явлении фотолюминесценции. Принцип метода заключается в том, что молекулы способные к флуоресценции веществ, при облучении их, приходят в возбужденное состояние и начинают светиться, при этом длина волн излучаемого света больше длины волн возбуждающих веществ. Это—общий закон фотолюминесценции. Из него следует, что люминесцентное вещество, облучаемое излучением с короткими волнами, будет светиться излучением с более длинными волнами. В силу этой закономерности, применяя в качестве облучения, например, невидимое ультрафиолетовое излучение, можно получить у некоторых веществ свечение видимое.

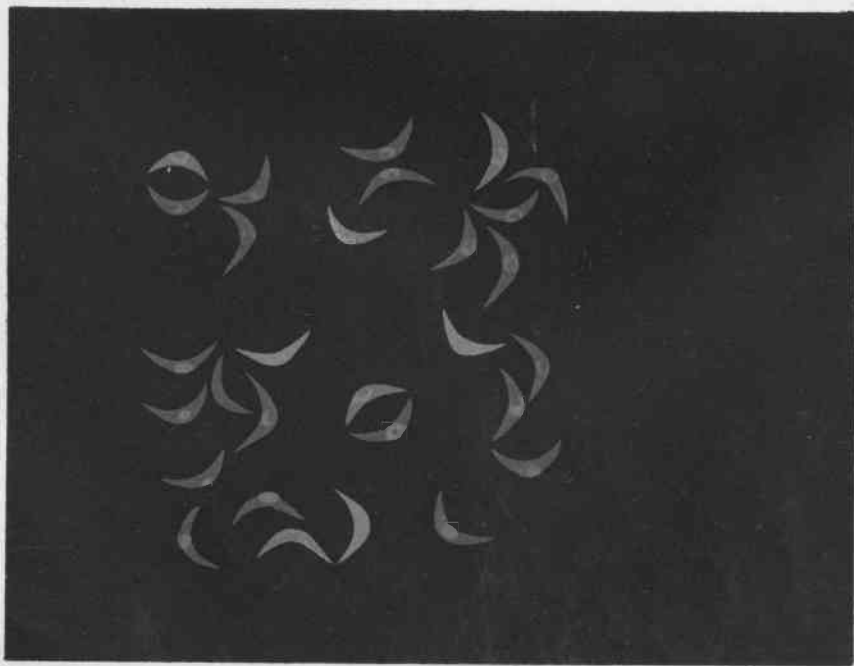
Основываясь на указанных выше закономерностях, мы за последние пять лет провели серию исследований, посвященных применению метода люминесцентной микроскопии в гидробиологии.

Первый раздел наших исследований был посвящен применению метода люминесцентной микроскопии для распознавания живых и мертвых клеток водорослей как в водоемах, так и лабораторных культурах.

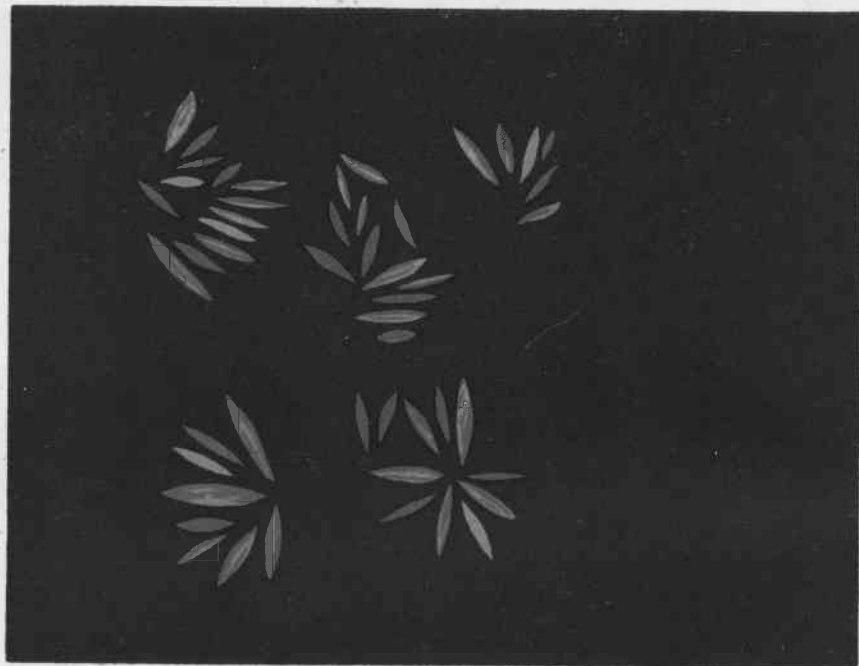
Свечение хлорофилла, извлеченного из клеток растительных организмов при помощи специальных растворителей, обычно тех, которые применяются для извлечения липоидных веществ, в настоящее время изучено довольно полно.

Такое направление исследований по изучению люминесценции хлорофилла оправдывается тем, что при облучении ультрафиолетом клеток высших растений наблюдается неясное, слабо розовое свечение хлорофилла вместо яркочерного в вытяжках. В связи с этим приобретают большой интерес исследования члена корреспондента АН БССР Т. Н. Годнева и его сотрудников, проведенные за последние годы (Горюнова, 1952). Применяя новые методы исследования по выяснению состояния хлорофилла в пластидах, указанные авторы допускают, что не весь хлорофилл связан в белково-липидный комплекс, а что часть его находится в липоидах хлоропластов в свободной форме, в растворенном состоянии. Особенно богаты этой липоиднорастворимой фракцией хлорофилла, по их данным, высшие водные растения. А. А. Красновский и другие по материалам спектрального анализа также приводят ряд соображений в пользу наличия в растениях всех трех состояний хлорофилла (Горюнова, 1952).

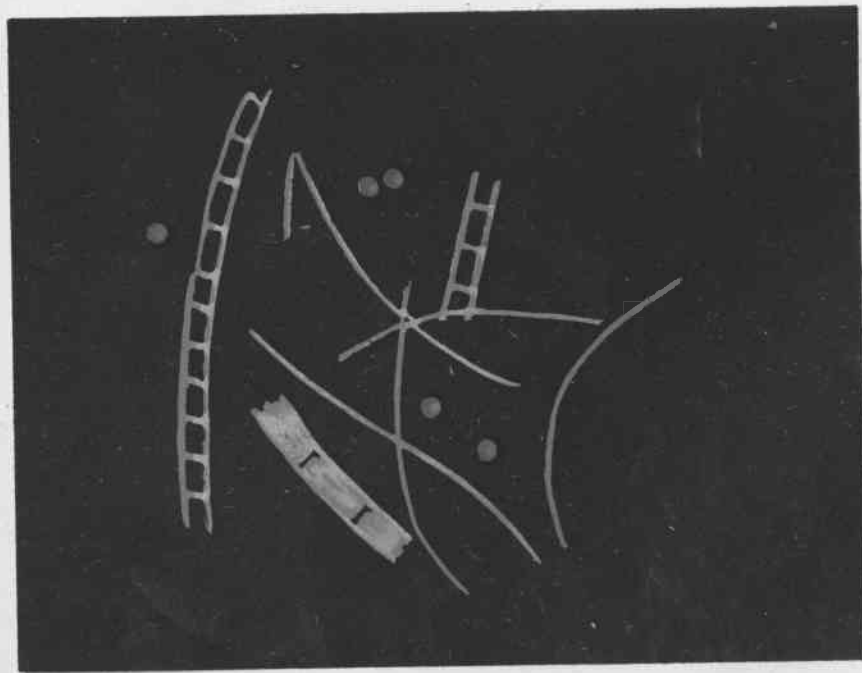
На основании данных ряда авторов по изучению химического состава водорослей, согласно которым липоидные вещества водорослей, в отли-



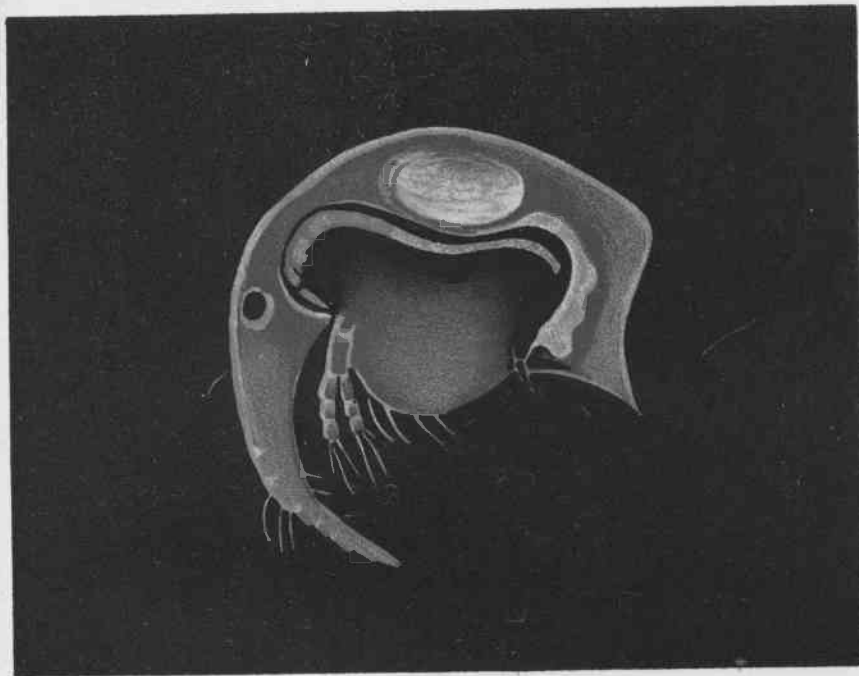
Фиг. 1. *Ankistrodesmus* sp.
Красные — живые клетки; оранжевые — начальные стадии ауто-
лиза; зеленовато-голубые — позднейшие стадии (глубокий
аутолиз).



Фиг. 2. *Ankistrodesmus falcatus*.
Красные — живые клетки; тусклобордовые — начало
отмирания; зеленовато-голубые — глубокий аутолиз.



Фиг. 3. Водоросли в иловых отложениях.
Зеленовато-голубые нити — остатки мертвых водорослей; красные
пятна — жировые капли с неизмененным хлорофиллом.



Фиг. 4. *Vostina sp.*
Начало кишечного тракта заполнено живыми клетками
Scenedesmus.

чие от высших растений, представлены исключительно свободными жирными кислотами, мы вправе были предположить, что липоидная фракция хлорофилла у водорослей должна иметь значительно больший удельный вес, чем у высших растений.

Возможность наличия именно липоиднорастворимой фракции хлорофилла и диффузное распределение пигмента, специфичное для водорослей, в отличие от пластид высших растений, должны по нашим предположениям вызвать свечение самих клеток водорослей при облучении последних ультрафиолетом.

Высказанные предположения полностью подтвердились. При просмотре в ультрафиолетовом и синем свете препаратов водорослей оказалось, что живые клетки флуоресцируют яркими красными лучами. В отличие от живых, клетки водорослей в различных стадиях отмирания, как нами уже частично освещалось в печати, имеют целую гамму переходных оттенков и цветов (Горюнова, 1952).

Наблюдения за изменением спектра свечения проводились нами как в условиях искусственного автолиза в лаборатории, так и путем просмотра проб воды из естественных водоемов. Исследовались планктонные сборы и пробы воды, взятые из ряда озер Московской, Ленинградской, Калининской и Ярославской областей, а также Севастопольской и Голубой бухт Черного моря.

В результате мы смогли установить гамму световых переходов у отмирающих клеток. В основном изменение спектра свечения водорослей проходит по следующим фазам: 1) яркокрасное; 2) тусклобордовое или розово-красное; 3) оранжево-розовое, 4) голубовато-зеленое, 5) оливково-зеленое. Последнее встречается у нитчатых форм тогда, когда остаются только контуры оболочек. Обычно этот тип свечения характерен для нитчатых форм водорослей, встречающихся в иловых отложениях (цветная таблица, фиг. 1, 2).

Применение метода флуоресцентной микроскопии для подсчета живых и мертвых клеток в культурах водорослей и их автолизатах позволило установить специфичность процессов развития и распада для определенных групп водорослей, что особенно важно при расчетах первичной продукции в водоемах. По степени быстроты развития и распада можно наметить следующие группы водорослей: 1) быстро растущие и быстро автолизирующиеся; 2) быстро растущие и медленно автолизирующиеся; 3) медленно растущие и быстро автолизирующиеся; 4) медленно растущие и медленно автолизирующиеся.

Соотношение между количеством живых и мертвых клеток можно изобразить графически (фиг. 5).

Применение метода люминесцентной микроскопии для анализа образцов озерной воды дает конкретное отображение состояния отдельных компонентов фитопланктона в тот или иной сезон года (см. таблицу).

Метод люминесцентной микроскопии весьма перспективен при решении ряда гидробиологических вопросов. При стационарных наблюдениях применение этого метода поможет исследователю отобразить более конкретную картину истинного состояния фитопланктона в водоемах в каждый данный момент, поможет обосновать причины смены форм и быстроты отмирания отдельных организмов, прогнозировать наступление цветения и др.

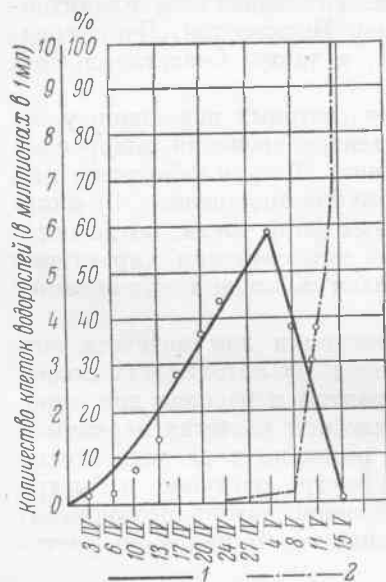
Метод люминесцентной микроскопии применим для водоемов различного типа. Наличие в водной толще водоемов таких химических элемен-

Количество живых и мертвых клеток водорослей в 1 л воды в момент массового развития *Microcystis* (оз. Белое в Коспие)

Глубина	Общее количество клеток	Число живых	Процент живых
Поверхность . .	2220803	1998772	90%
2 м	1508333	1251916	83
4 »	1266666	949999	75
6 »	1002083	641333	64
8 »	897666	351666	40
10 »	730000	233600	32

тов, как хлор, бром, иод, марганец, железо и другие, являющихся иногда сильными тушителями, не вызывало гашения люминесценции.

Метод люминесцентной микроскопии применяется и при изучении состояния водорослей в современных иловых отложениях, где, как хо-



Фиг. 5. Кривая роста и отмирания *Synedra* sp.

1 — рост; 2 — отмирание.

копление жира (иногда до 60%), процессы распада внешне протекают быстро (т. е. организмы теряют свои характерные контуры), с образованием жировых капель, светящихся определенный период яркокрасной люминесценцией, даже в условиях искусственного автолиза (цветная таблица, фиг. 3).

Отсутствие красного свечения у мертвых организмов первой группы не говорит еще о полном разрушении хлорофилла, особенно в начальных стадиях распада, а только свидетельствует о специфичности процессов автолиза, обусловленных различием химического строения этих групп,

хорошо известно многим исследователям, изучавшим остатки микроскопических форм водорослей в донных отложениях, последние сохраняют внешнее сходство с живыми водорослями (Исаченко, 1951; Любименко, 1921; Раузер-Черноусова, 1930, и др.).

С помощью метода флуоресцентной микроскопии мы установили ряд новых фактов. Так, у водорослей, основным составным веществом клетки которых являются специфические углеводы, доходящие до 70% от общего количества органических веществ этих организмов, например у *Oscillatoria*, *Microcystis* и многих других, процессы распада характеризуются, по видимому, изменением реакции среды внутри клетки уже с самых начальных стадий автолиза, которые часто неуловимы при визуальных наблюдениях, но отчетливо проявляются по изменению спектров свечения клеток водорослей при люминесценции.

В противоположность первой группе, у ряда водорослей (таких, как диатомовые, некоторые зеленые и другие формы), которым свойственно на-

а отсюда, возмо
аппарата и про

Согласно но
лоидный и твер
флуоресценции

Метод люми
(см. главу 41 э
ваний иловых с
ние не только
и о степени их
суммарного ко
природы.

Метод люми
вопросов, связ
веществ у бесп
ния у альгофа

На рисунке
ривание погло
красное свече
оранжевое и,
клеток, обусл
лисахаридов.
метод люмине
другими мето
дельных форм

Для облуче
применяются
скаемые Лени
минесцентный

Для полев
буют определ
исследований
в полевых ус
чение синими

Свечение л
лучами, може
лучей, но и с
представляет
не требует сп
не оказывает

Для облуч
тором, опуск
с точечной л
СЦ-61 8 вольт
РАТ-0.35 или
которых мож
тока или ак

Синий св
Замкова (194
рос), после ф
с избытком к
гидрата оки
склянке в т

а отсюда, возможно, различной степенью активности их окислительного аппарата и прочности связи хлорофилла с липоидами.

Согласно новейшим исследованиям акад. А. И. Теренина (1951), коллоидный и твердый хлорофилл не флуоресцируют, для проявления же флуоресценции необходимо наличие липоидной примеси.

Метод люминесцентной микроскопии, наряду с другими методами (см. главу 41 этой книги), весьма перспективен при проведении исследований пловых отложений, так как дает наглядное и реальное представление не только о распределении органических остатков по горизонтам и о степени их разложения, но и создает возможность визуальной оценки суммарного количества органических веществ с учетом их химической природы.

Метод люминесцентной микроскопии необходим и при решении ряда вопросов, связанных с трофологией, диагностикой и изучением обмена веществ у беспозвоночных животных. Им можно изучать ход пищеварения у альгофагов (цветная таблица, фиг. 4).

На рисунке изображена *Bosmina*, у которой идет нормальное переваривание поглощенного корма. В кишечной полости вначале наблюдается красное свечение водорослей, характерное для живых клеток, затем оранжевое и, наконец, зеленовато-голубое, характерное для мертвых клеток, обусловленное наличием трудно усвояемых специфических полисахаридов. Во многих случаях при решении вопросов трофологии метод люминесцентной микроскопии будет иметь преимущество перед другими методами, так как он дает представление об усвояемости отдельных форм фитопланктона.

Для облучения организмов ультрафиолетом в лабораторных условиях применяются наши отечественные установки МУФ-2 и МУФ-3, выпускаемые Ленинградским заводом «Прогресс», а также Цейсовский люминесцентный микроскоп и микроскоп Рейхерта.

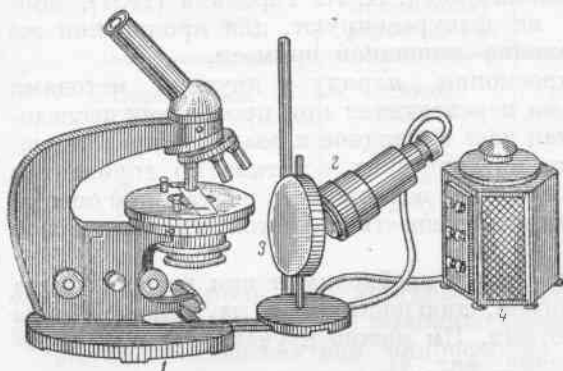
Для полевых исследований эти приборы слишком громоздки и требуют определенных навыков у работника; поэтому при проведении наших исследований по применению метода люминесцентной микроскопии в полевых условиях мы пользовались установками, дающими облучение синими лучами.

Свечение веществ, флуоресцирующих красными, желтыми, зелеными лучами, может возбуждаться не только под влиянием ультрафиолетовых лучей, но и синего и фиолетового света, а это последнее, в ряде случаев, представляет даже значительные преимущества не только потому, что не требует специальной дорогостоящей установки, но также и потому, что не оказывает губительного действия на живые организмы.

Для облучения синими лучами лучше иметь микроскоп с конденсатором, опускающимся при помощи кремальеры типа МБС-1, осветитель с точечной лампой и диафрагмой (типа: осветители ОИ-7, ОИ-9, лампа СЦ-61 8 вольт, 20 ватт), автоматический лабораторный трансформатор типа РАТ-0.35 или ЛАТР-1, или ЛАТР-2 (с выводным вольтметром), при помощи которых можно работать при любом напряжении в сети переменного тока или аккумуляторов, и светофильтры синий и желтый (фиг. 6 и 7).

Синий светофильтр готовится согласно рецепта, указанного в статье Замкова (1948). В насыщенный раствор сернокислой меди (медный купорос), после фильтрации его через простой бумажный фильтр, добавляется с избытком крепкий аммиак до тех пор, пока не растворятся белые хлопья гидрата окиси меди. Этот исходный раствор хранится в закупоренной склянке в темноте.

Для работы употребляются более разбавленные растворы. Разбавление подбирается по желтому светофильтру (так, для желтого свето-



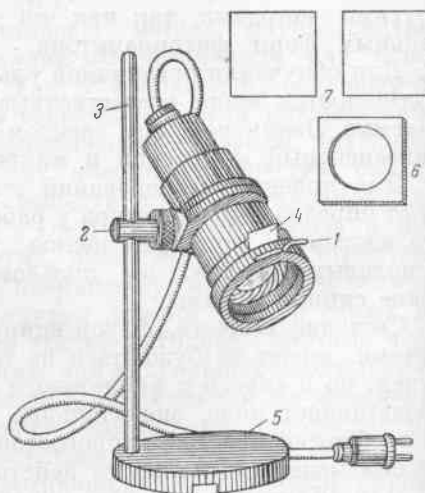
Фиг. 6. Микроскоп МБС-1 с осветителем ОИ-7.¹

1 — микроскоп МБС-1; 2 — осветитель ОИ-7; 3 — кювета для жидкого синего светофильтра из органического стекла; 4 — ЛАТР-2.

фильтра, применяемого нами во флаконе из-под одеколona «Маска», синий свето-фильтр готовится разбавлением 1 части исходного раствора 3 частями дистиллированной воды). Вместо кюветы, предложенной Замковым (кстати сказать, очень неудобной для работы, потому что при слабом зажиме стеклянных пластинок подтекает раствор, а при сильном отскакивают уголки пластинок, а открытый верх кюветы дает возможность испаряться аммиаку и мутиться раствором от выпадения хлопьев), мы применяли плоские флаконы из-под одеколona с притертой пробкой или круглую кювету толщиной в 2—3 см, диаметром в 10 см, изготовленную из плексигласа (органического стекла). Раствор наливается сверху через отверстие, обычно закрытое резиновой пробкой. Кювета может откидываться, если смонтировать специальное приспособление к штативу осветителя. При хранении в темном месте фильтр может использоваться годами.

Л. А. Миронов (1954) описывает применение горизонтальных кювет для синих светофильтров, которые можно прикреплять винтом к столу микроскопа или к конденсатору посредством специального ушка.

Автор предлагает два способа изготовления этих кювет. При первом способе, из плоской резины вырезаются 4—5 квадратов, каждый с отверстием в середине, равным отверстию конденсатора микроскопа. Квадраты затем вставляются в жестяную или латунную кювету, заполнение которой осуществляется при помощи шприца и двух толстых медицинских игл, вводимых между слоями резины, — одна для наполнения раствором, другая для выхода воздуха.



Фиг. 7. Осветитель ОИ-9.

1 — присовая диафрагма; 2 — зажимное устройство; 3 — вертикальная колонка штатива; 4 — стеклянный светофильтр; 5 — штатив; 6, 7 — камера для жидкого желтого светофильтра (размеры: 27,5×27,5 мм, глубина 3 мм).

¹ В настоящее время выпущен осветитель ОИ-18, позволяющий работать в ультрафиолетовых и синих лучах. Он имеет набор синих и желтых светофильтров.

При втором способе кювета склеивается из органического стекла, наклеиваясь на нее клейкую ленту. Осуществляется это по способу. Общий принцип светофильтров.

В принципе типичные, распри проведении

Желтые светофильтры рекомендуются для части желтого спектра. Поэтому в работах применяются светофильтры, состоящие из двух слоев (K₂Cr₂O₇), перемешанного и высушенного в комнатной температуре. K₂Cr₂O₇ в колбе доводится до кипения, дистиллированная вода охлаждается из расчета 85 мл и доводится до кипения в ванной до кипения.

Кюветы для шлифованного стекла), применяемые по диаметру в

В случае приона непосредственно при чем обе кры

У кювет из заранее клемяются в хлорэтане), а верхняя матом. Неудобно, который промывоздуха, и кюв

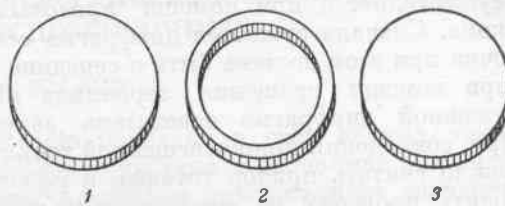
Миронов в кусочки отбеленной незасветленной сценции желатина перед этим кюветный пикриновое автор не пследований пер

Наиболее трновка правильны при помощи кюветы и осветителем.

При втором способе, вместо резины используется органическое стекло, кювета склеивается из кольца толщиной в 4 мм. При склеивании кольцо из органического стекла погружается в дихлорэтан и на его растворившуюся клейкую поверхность наклеиваются круглые стенки. Заполнение осуществляется при помощи медицинских игл, так же как и при первом способе. Общий вид кюветы аналогичен применяемым нами для желтых светофильтров.

В принципе эти кюветы должны быть более удобны, чем те вертикальные, расположенные между осветителем и микроскопом, которые при проведении исследования иногда приходится отодвигать.

Желтые светофильтры определенных номеров от фотоаппарата ФЭД, рекомендованные Замковым, для наших целей не пригодны. Они поглощают часть желтовато-зеленых тонов. Поэтому мы в своих работах применяли жидкие светофильтры, которые готовятся из двуххромовокислого калия ($K_2Cr_2O_7$), перекристаллизованного и высушенного при комнатной температуре. 10 г $K_2Cr_2O_7$ в колбочке на 100 мл доводятся до метки кипящей дистиллированной водой. По охлаждении из раствора берется 85 мл и доводится дистиллированной водой до 200 мл. Готовый раствор бихромата хранится в темноте.



Фиг. 8. Кювета для желтого светофильтра.
1 — нижняя крышка; 2 — средняя пластинка;
3 — верхняя крышка.

Кюветы для желтого светофильтра могут быть изготовлены из шлифованного оптического стекла или из органического стекла (плексигласа), применяемого для часовых стекол. Размер их рассчитывается по диаметру внутренней полости окуляра (фиг. 8).

В случае применения кюветы из шлифованных оптических стекол, она непосредственно перед работой заполняется раствором бихромата, причем обе крышки притираются под раствором.

У кювет из органического стекла нижняя крышка приклеивается заранее клеем из плексигласа (стружки органического стекла растворяются в хлороформе или уксусной кислоте, а лучше всего в дихлорэтане), а верхняя крышка наклеивается после заполнения кюветы бихроматом. Неудобство работы с последним заключается в том, что через некоторый промежуток времени внутри кюветы появляются пузырьки воздуха, и кювета выходит из строя.

Миронов в качестве желтых светофильтров предлагает использовать кусочки отбеленной закрепителем и окрашенной 10%-м аураминон незасветленной фотопластины. Для того, чтобы предотвратить люминесценцию желатины, окрашенной аураминон, на пути светового пучка перед этим кусочком ставится такой же второй светофильтр, окрашенный пикриновой кислотой. Точного спектра поглощения этих светофильтров автор не приводит, поэтому трудно судить об их пригодности для исследований первичной флуоресценции.

Наиболее трудным моментом при монтаже прибора является установка правильного освещения. Для этой цели прежде всего напостоянно, при помощи крестовины, закрепляется расстояние между микроскопом и осветителем. Расстояние это должно быть рассчитано на ширину кю-

веты или флакона с раствором сернистой меди, т. е. так, чтобы во время работы можно было этот флакон выдвигать и вставлять обратно, не задевая и не сдвигая, даже на несколько миллиметров, общей установки, иначе каждый раз нужно будет вновь устанавливать освещение, что очень тормозит работу, особенно при облучении живых организмов в полевых условиях.

После правильного расположения микроскопа и осветителя необходимо установить лампу, т. е. проверить правильность освещения. Для этого на кусочек белой бумаги, положенной на плоскую сторону зеркала микроскопа, при слабом напряжении (2—3 вольта) откидывается пучок света. На бумажке должно быть получено самое отчетливое изображение спирали лампочки, что достигается осторожным вдвиганием и выдвиганием патрона точечной лампы. Проверка правильности освещения осуществляется при помощи ирисовых диафрагм осветителя и микроскопа. Сначала сужается диафрагма осветителя. Самая ярко освещенная точка при этом должна быть в середине поля зрения. Если это достигнуто (при помощи вращения зеркала микроскопа), то при максимально суженной диафрагме осветителя закрывается диафрагма микроскопа. При совпадении ярко освещенной точки при обеих суженных диафрагмах можно считать прибор готовым к работе. Обычно рекомендуется производить проверку на готовом препарате.

При облучении постепенно увеличивается напряжение, иногда дается даже перекал до 12—15 вольт в зависимости от яркости свечения облучаемых объектов.

Сравнение результатов наблюдений, полученных при облучении синими лучами, с результатами при обычном освещении можно производить почти одновременно, так как при данной установке исследователь может видеть одно и то же поле зрения и при обычном освещении и при облучении. Достигается это уменьшением напряжения света, опусканием конденсора до отказа, отодвиганием флакона с синим фильтром и снятием с окуляра желтого фильтра, если он вложен в середину окуляра, или просто заменой данного окуляра другим, равным по увеличению.

Недостатками этой установки являются: 1) довольно слабая лампа; 2) применение жидких светофильтров (в случае отсутствия в продаже желтых и синих стекол, пропускающих лучи нужной длины волны), и 3) отсутствие при осветителе набора других светофильтров, облегчающих работу исследователя как при установке прибора, так и при работе без синего фильтра.

ЛИТЕРАТУРА

- ✓ Горюнова С. В. Применение метода люминесцентной микроскопии для распознавания живых и мертвых клеток водорослей. Тр. Инст. микробиол. АН СССР, т. 2, 1952.
- ✓ Замков В. А. Простые приспособления для флуоресцентной микроскопии. Микробиол., т. XVII, в. 5, 1948.
- Исаченко Б. Л. К вопросу о свойственной сапропелю окраске. Избранные труды, т. II, 1951.
- Любименко В. Н. О хлорофилле в отложении озерного ила. Журн. Русск. Бот. общ., т. 6, 1921.
- Миронов Л. А. Применение горизонтальных кювет для светофильтров люминесцентного микроскопа. Микробиол., т. XXII, в. 1, 1954.
- Раузер-Черноусова Д. М. О современных и ископаемых морских осадках. Бюлл. Моск. общ. испыт. прир., сер. геол., т. VIII, в. 3—4, 1930.
- Теренин А. И. Фотохимия хлорофилла и фотосинтез. Изд. АН СССР, 1951.

МЕТОДИКА И

Донная фауна «Жизни пресных вод». Представители донной фауны. Большинство из них являются активными хищниками. Наряду с хищниками встречаются и растения, наносящие ущерб хозяйственным водоемам. Среди пресноводных рыб встречаются губки, мшанки и другие животные, работающие водопроницаемыми.

В связи с этим в целом и отдельные группы животных.

1) изучение водоемов (видовое разнообразие в биоценозах, продуктивность фауны в связи с динамикой).

2) исследование мысленных рыб в разных условиях.

3) изучение их биологии, внимания их к или выработке.

Исходя из этого среды его современного животного и переключаться видов как в естественной так и в аквариальной среде является физиологическим.

Глава 40

МЕТОДИКА ИЗУЧЕНИЯ ДОННОЙ ФАУНЫ ВОДОЕМОВ И ЭКОЛОГИИ ДОННЫХ БЕСПОЗВОНОЧНЫХ

В. И. ЖАДИН

Донная фауна водоемов, как было показано в трех первых томах «Жизни пресных вод СССР», играет крупную роль в экономике водоемов. Представители донной фауны имеют различное хозяйственное значение. Большинство их потребляется в качестве пищи промысловыми рыбами; часть является непосредственным предметом промысла; многие принимают активное участие в процессе самоочищения водоемов от загрязнений. Наряду с этим, некоторые донные обитатели пресных вод приносят ущерб хозяйству человека, являясь передатчиками разного рода заболеваний как самого человека, так и домашних животных, а также рыб. Среди пресноводных животных имеется ряд представителей (моллюски, губки, мшанки), своим массовым развитием мешающих нормальной работе водопроводных и гидротехнических сооружений.

В связи и соответствии со сказанным, задачи изучения донной фауны в целом и отдельных ее представителей, в частности, распадаются на следующие группы:

1) изучение роли донной фауны в общем гидробиологическом режиме водоемов [видовой состав фауны различного типа водоемов, группировка ее в биоценозы, количественное развитие донной фауны, плодовитость (продуктивность) донной фауны, годовая и сезонная динамика донной фауны в связи с особенностями биологии отдельных видов и в зависимости от динамики гидрологических процессов];

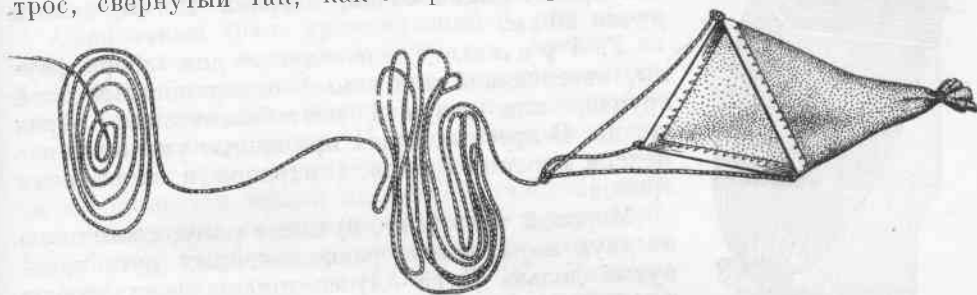
2) исследование донной фауны как пищевой (кормовой) базы для промысловых рыб, использование отдельных групп фауны разными видами рыб в разных условиях;

3) изучение экологии представителей донной фауны в целях выявления их биолого-продукционной роли, а также непосредственно для понимания их практического значения (и, соответственно, использования или выработки мер борьбы).

Исходя из принципа мичуринской биологии об единстве организма и среды его обитания, изучение донной фауны должно вестись при одновременном анализе условий ее жизни. Полевые исследования донных животных и условий их существования (среды их обитания) должны перекликаться с экспериментально-экологическим изучением отдельных видов как в естественной обстановке (в садках, погруженных в водоем), так и в аквариумах. В ряде случаев экологическое исследование подкрепляется физиологическим экспериментом.

на каменистом дне пользуются овальной драгой со сплошным острым краем.

Закидная драга (фиг. 2) представляет собою треугольник из круглого или полосового железа с несколько закругленными углами. Длина сторон треугольника может быть от 20 до 30 см. На треугольник-раму нашивается мешок из канвы-конгресс или мешковины. К углам треугольника прикрепляется веревочный трос или шнур, соединяющийся в уздечку и переходящий в общий длинный трос. Закидной драгой пользуются следующим образом. Стоя на берегу водоема, драгу вместе с небольшим количеством троса берут в правую руку; остальной трос, свернутый так, как матросы свертывают «легкость» или чалку,



Фиг. 2. Закидная драга.

берется левой рукой. После размаха правой рукой драга с частью троса бросается в глубь водоема, причем другая часть троса стравливается с левой руки.

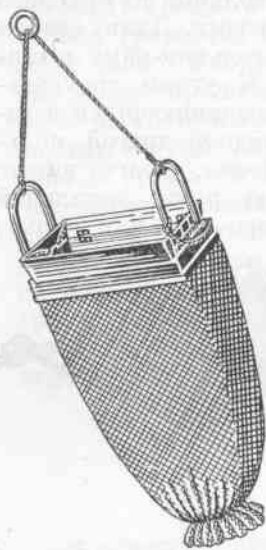
Треугольная (призматическая) драга состоит из двух треугольников произвольных размеров (рекомендуется длина стороны треугольника 20—35 см), по углам соединенных между собою металлическими прутьями, длина которых несколько превышает длину стороны треугольника (25—35 см). Получающаяся треугольная призма обшивается с боков канвой-конгресс или мешковиной; к заднему треугольнику пришивается полный мешок из того же материала (завязывается на конце веревкой), а к переднему треугольнику привязывается трос в виде уздечки. Применяют треугольную драгу с лодки для облова фауны, находящейся в самом верхнем слое грунта или над грунтом.

Иногда переднюю и заднюю рамы делают в виде прямоугольников, соединенных между собою более короткими прутьями. Обшивка, мешок и применение четырехугольной драги те же, что и у треугольной.

Драга с ножами состоит из четырехугольной рамы (фиг. 3) произвольных размеров [можно рекомендовать $40 \times 15(20)$ см]; верхняя и нижняя стороны рамы затачиваются и подвижно прикрепляются к каркасу для того, чтобы их можно было ставить под углом $30-45^\circ$. К боковым сторонам рамы приклепываются небольшие дуги для прикрепления уздечки, изготовляемой из стальной цепочки. К тыловой стороне рамы пришивается полный мешок из частой дели или канвы-конгресс, завязываемый на нижнем конце веревкой.

Драга с зубьями, применяемая обычно для сбора крупных двусторчатых моллюсков, состоит из четырехугольной рамы (фиг. 4), нижний и верхний края которой снабжены длинными отогнутыми кнаружи зубьями. Мешок такой драги делается из проволочной сетки, небольшой глубины. Весьма удобна для сбора моллюсков болгарская драга, устройство которой видно на фиг. 5.

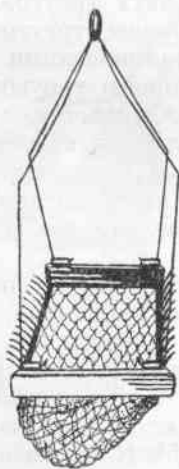
Овальная драга делается из полосового железа, затачиваемого по всему наружному краю. Раме придается форма вытянутого овала. Прикрепление рамы к тросу достигается с помощью ручки, подвижно соединяющейся с серединой рамы в узкой ее части. Такая форма и способ прикрепления рамы позволяют ей, не застревая на камнях, срезать с них прикрепленных и сидячих животных. Мешок овальной драги делается из канвы-конгресс или мешковины и снаружи зашивается фартуком из брезента. Размеры овальной драги: длина 40 см, ширина 15 см, высота ручки 20 см.



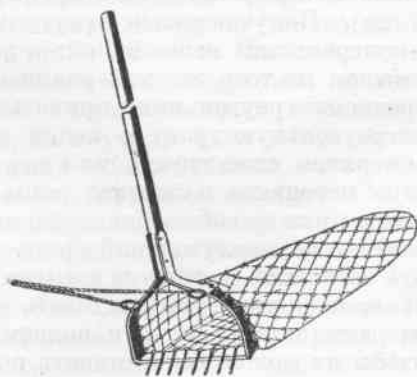
Фиг. 3. Драга с ножами.

Г. Тралы. Тралы служат для сбора фауны, населяющей или самый поверхностный слой грунта, или ведущей нектобентический образ жизни. В пресных водах применяют уменьшенные модели морских тралов, бимтралов и салазочных тралов.

Морской трал (фиг. 6) имеет раму, состоящую из двух параллельно расположенных дуг, затянутых делью. Дуги (А) соединены между собою двумя продольными железными стержнями (В), сплюснутыми на концах. В этих концах проделаны отверстия для крепления уздечки трала (В). К железным полосам, замыкающим дуги, по углам приделаны 4 кольца, через которые пропускается мягкий стальной тросик, служащий подборой для пришивки сетного мешка (Г). Мешок делается из частой дели или мешковины и защищается брезентовым фартуком.



Фиг. 4. Зубчатая драга.



Фиг. 5. Болгарская драга.

Размеры морского трала: длина дуг 40 см, высота дуг 25 см, длина стержней 70 см, длина сетного мешка 100—150 см.

Бимтрал (фиг. 7) основой своей имеет два дуговых башмака (А), затянутых делью. Снизу и сзади между башмаками с большой слабиной протянута цепь (В). Вверху башмаки соединены прочным деревянным бруском, называемым бимом (В). К цепи и биму, а также к верхней части башмаков, прикрепляется мотня, снабженная иногда внутренним конусом

(Г). Верхняя подвижную фар (рекомендуется зентовым фар башмака 40 с цепи 80 см, дл

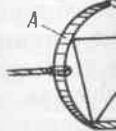
Для работ бокоплавов и вать малый отличающийся металлически

Салазочны нектонобенто дугообразно листа однок загнутому ко мощью трех ди пришивае или мешкови По общему в тралом, опис салазочного листа 50 см,

Д. Кам орудиям сбо ватели разли на шесте ил

Камнедо рованный И противостоя лой, другой деревянном лапы удержи (сводятся) вдоль шест

В. В. Ку вался камне



(фиг. 9). С соединен

(Г). Верхняя часть мотни несколько заходит вперед и накрывает собою подвижную фауну, встречаемую тралом. Мотня делается из частой дели (рекомендуется хамсаросовая дель) или мешковины и защищается брезентовым фартуком. Размеры бимтрала: длина башмака 40 см, высота башмака 25 см, длина цепи 80 см, длина бима 70 см, длина мотни 150 см.

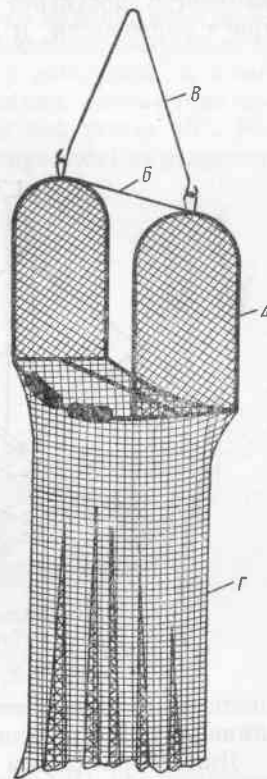
Для работы в водоемах с богатой фауной мизид, бокоплавов и кумовых раков можно рекомендовать малый мальковый бимтрал (Расс, 1939), отличающийся тем, что вместо цепи у него металлический цилиндр, вращающийся на оси.

Салазочный трал, применяющийся для сбора нектонобентоса на мягких грунтах, состоит из дугообразно загнутого кверху, продолговатого листа оцинкованного железа и прикрепленной к загнутому концу рамы. К раме впереди с помощью трех колец прикрепляется уздечка, а сзади пришивается мешок из тонкой (частой) дели или мешковины, сзади завязывающийся веревкой. По общему виду этот трал сходен с планктонным тралом, описанным в главе 37 (фиг. 18). Размеры салазочного трала: длина листа до 1 м, ширина листа 50 см, высота рамы 25 см, длина мешка 80 см.

Д. Камнедоставатели. К качественным орудиям сбора можно отнести также камнедоставатели различных систем, опускающиеся на дно на шесте или тросе.

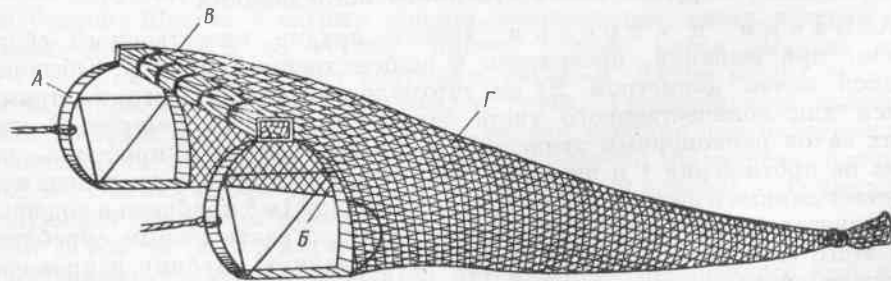
Камнедоставатель, или камнешуц, сконструированный И. А. Рубцовым (фиг. 8), состоит из 2 противостоящих железных лап: [одной — двухпалой, другой — трехпалой (А)], укрепленных на деревянном шесте (В). В открытом состоянии лапы удерживаются пружиной (В), а закрываются (сводятся) они натяжением троса (Г), идущего вдоль шеста.

В. В. Кузнецов (1941) на Мурманской биологической станции пользовался камнешуцом «донные клещи», который опускается в воду на тросе



Фиг. 6. Морской трал Сигсби.

Объяснение в тексте.

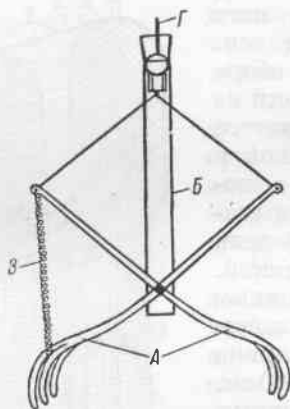


Фиг. 7. Бимтрал.

Объяснение в тексте.

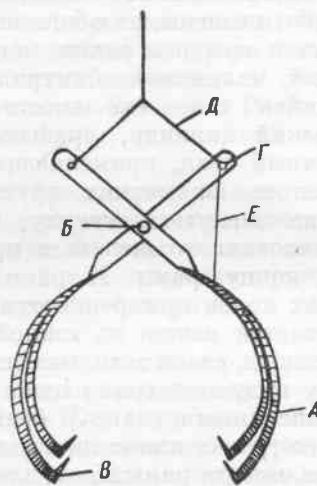
(фиг. 9). Он состоит из 2 двухпалых противостоящих лап (А), подвижно соединенных болтом (В). Дистальные части лап загнуты под прямым

углом, образуя пальцы (В). Рукоятки лап имеют отверстия (Г) для крепления уздечки троса (Д). При опускании на дно лапы раздвигаются и нетолстой ниткой (Е) удерживаются в открытом состоянии. Когда камнешуп достигает дна и ложится на камень, нитка подергиванием троса обрывается, и лапы с пальцами охватывают камень, который осто-



Фиг. 8. Камнедоставатель
И. А. Рубцова.

Объяснение в тексте.



Фиг. 9. «Донные клещи»
В. В. Кузнецова.

Объяснение в тексте.

рожно вынимается из воды. Размеры камнешупа: длина рукояток 20 см, длина лап 25 см, длина пальца 1—2 см.

Для сбора фауны следует пользоваться и всякого рода предметами, вынутыми из воды — карчами, затопленными бревнами, лодками и пр. В этих целях полезно установить контакт с организациями, ведущими работу по очистке русла рек от карчей и топляков. На такого рода топляках можно собрать большое количество губок, мшанок, моллюсков, ракообразных, личинок насекомых и прочих животных.

Орудия количественного исследования

А. Сачки и скребки. Всякое орудие качественного сбора можно, при желании, превратить в количественный прибор. Обычный водяной сачок диаметром 20 см энтомологами-маляриологами применяется для количественного учета личинок и куколок комаров. В этих целях сачок равномерным движением руки проводится в прибрежье водоема на протяжении 1 м пять раз. Таким способом облова исследователь получает данные о количестве личинок на площади 1 м^2 прибрежья водоема.

Количественные пробы донной фауны можно взять любым скребком. Для этого скребок погружают в грунт на заданную глубину и проводят по дну на определенное расстояние (например на 10 или 20 см). Умножая длину стальной полосы скребка на длину полосы облова, получают обловленную скребком площадь.

Если скребок применяется для изучения фауны обрастаний (на свае, днище парохода и т. п.), то обловленная площадь легко замеряется по оставленному скребком следу.

Г. Д. Ду...
дие количеств...
ный скребок...
из шелкового...
меняется шел...
мешком из гр...
рому он прик...
стоит из гори...
жущая повер...



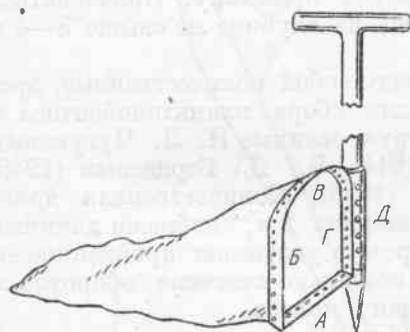
Фиг. 10. ...
ственный...
Г. Д...
Объ...

за пределы...
собой верти...
под прямым...
которая, в с...
соединенную...
сторона при...
шестик с ру...
для болтов...
сачкой, вста...
на 15—20 см...
такой, чтоб...
такие размер...
площади. Та...
в 0.1 м^2 . Вы...
следующим...

Б. Д р а...
личественны...
по дну. Для...
стемы Сысо...
прибора, та...

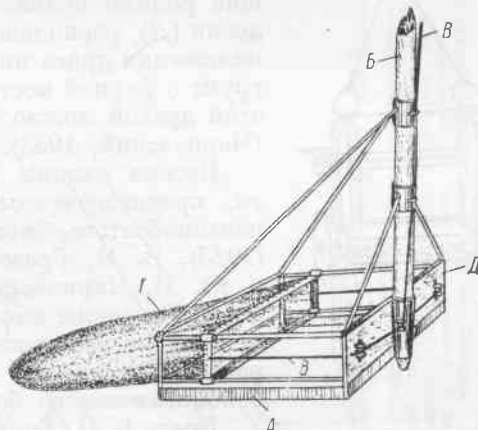
Имеются...
учитывающи...
мерам площ...

Г. Д. Дулькейт (1939) переконструировал скребок в настоящее орудие количественного исследования (фиг. 10). Вращающийся количественный скребок представляет собой прибор, состоящий из обода с мешком из шелкового газа, канвы-конгресс или мешковины (в случае, если применяется шелковый газ, он, в целях защиты от повреждения, закрывается мешком из грубой материи), вращающегося вместе с шестиком, к которому он прикрепляется одной из своих сторон. Нижняя часть обода состоит из горизонтального ножа (А), прикрепленного под углом 45° . Режущая поверхность этого ножа (в отличие от обычных скребков) не выдается



Фиг. 10. Вращающийся количественный скребок системы Г. Д. Дулькейта.

Объяснение в тексте.



Фиг. 11. Количественная драга П. Ф. Домрачева.

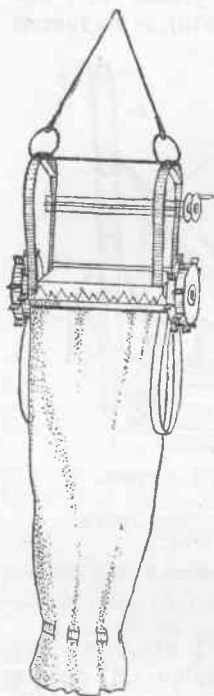
Объяснение в тексте.

за пределы обода. Наружная боковая сторона обода (Б) представляет собою вертикальный нож, идущий от горизонтального ножа (А) вверх под прямым углом. Наверху он плавно переходит в верхнюю сторону (В), которая, в свою очередь, переходит во внутреннюю боковую сторону (Г), соединенную под прямым углом с нижней стороной. Внутренняя боковая сторона приварена к цилиндрической втулке (Д), в которую вставляется шестик с рукояткой для его вращения. Втулка (Д) имеет ряд отверстий для болтов. Шестик с острым концом, защищенным металлической насадкой, вставляется во втулку, причем острый конец выходит вниз на 15—20 см и укрепляется болтами с гайками. Длина мешка делается такой, чтобы из мешка не вымывался грунт. Рекомендуется выбирать такие размеры скребка, чтобы он облавливал удобные для перечисления площади. Так, при длине ножа (А) 17,84 см скребок облавливает площадь в $0,1 \text{ м}^2$. Выемка пробы производится погружением скребка в грунт с последующим поворотом рукоятки на полный круг.

Б. Драги и тралы. Превращение обычных драг и тралов в количественные орудия производится путем замера пройденного ими пути по дну. Для этого к драге или тралу подвешивается дрейфграф (системы Сысоева—Кудинова), который показывает как скорость движения прибора, так и пройденный им путь (Ушаков, 1951).

Имеются модели и настоящих количественных драг, довольно точно учитывающих донную фауну на более или менее значительных по размерам площадях.

Такова драга, сконструированная П. Ф. Домрачевым (1924). Она состоит (фиг. 11) из железного каркаса (А), укрепленного на шесте (В); по этому каркасу на 4 параллельных брусках с помощью роликов и шнура (В) движется сама драга (Г), вырезающая грунт с площади до 1 м², заключенный между брусками. Драгой Домрачева пользуются с лодки. Драга погружается в воду в таком положении, когда ее подвижная часть отодвинута в противоположный шесту конец. При помощи шеста драга погружается в грунт до возможной глубины, а затем веревочным тросом через соответствующие ролики подвижная часть драги подтягивается до доски (Д), расположенной у основания шеста. В таком положении драга поднимается на лодку и собранный грунт с фауной поступает в промывку. Пользоваться этой драгой можно лишь на глубине не свыше 3—4 м (Черновский, 1933).



Фиг. 12. Количественная драга В. Н. Грезе. Общий вид.

Весьма сходны между собой количественные драги, предназначенные для сбора планктонобентоса и нектонобентоса, сконструированные Н. Л. Чугуновым (1923), В. Н. Грезе (1944), В. Д. Гордеевым (1946) и Ю. М. Марковским (1953). Количественная драга Н. Л. Чугунова имеет ширину 1 м, снабжена длинным мешком из канвы-конгресс и учитывает пройденное ею расстояние по дну с помощью счетчика оборотов и вспомогательного бокового колеса.

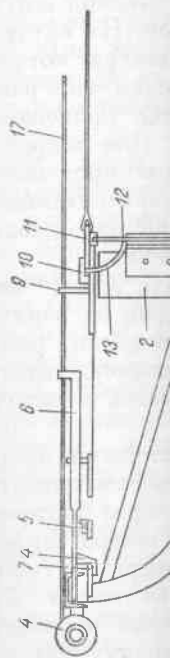
Драга В. Н. Грезе¹ (фиг. 12) состоит из поставленной на 2 колеса рамы с зубчатым ножом и крышкой, а также спускового механизма, укрепленного сверху на передних полозьях. Рама делается раздвижной и состоит из П-образной части и ножа с салазками, передвигающимися внутри ее и закрепляющимися гайкой на оси колеса. Передние полозья драги с боков обшиваются канвой-конгресс; они вместе с поднятой крышкой повышают уловистость драги, препятствуя подвижным животным уходить вверх и в стороны. Мешок драги делается из канвы-конгресс или редкого мельничного шелка и защищается снизу брезентом или парусиной.

Драгу спускают в горизонтальном положении. Съемные задние полозья придают драге устойчивость, не позволяя опрокинуться назад.

При ходе драги колесо, сматывая со шкива шнур, заставляет вращаться винт спускового механизма: задвижка подвигается вправо, освобождая петлю, и крышка падает, закрывая отверстие драги. На шкале наносятся деления, показывающие, насколько надо закрутить влево задвижку, чтобы драга прошла открытой заданное расстояние (1, 2, 3 м и т. д.). Максимальная длина хода рассчитана на 25 м. При длине ножа 25 см драга может облавливать площадь до 6.25 м². Основные размеры: длина ножа 25 см, высота рамы 16—20 см (в зависимости от положения ножа), диаметр колес 6 см, длина передних полозьев 25 см. Общий вес драги 12.5 кг, нагрузка на 1 см лезвия ножа 500 г.

¹ Автор драги располагает комплектом технических чертежей прибора, которые он может выслать желающим его изготовить.

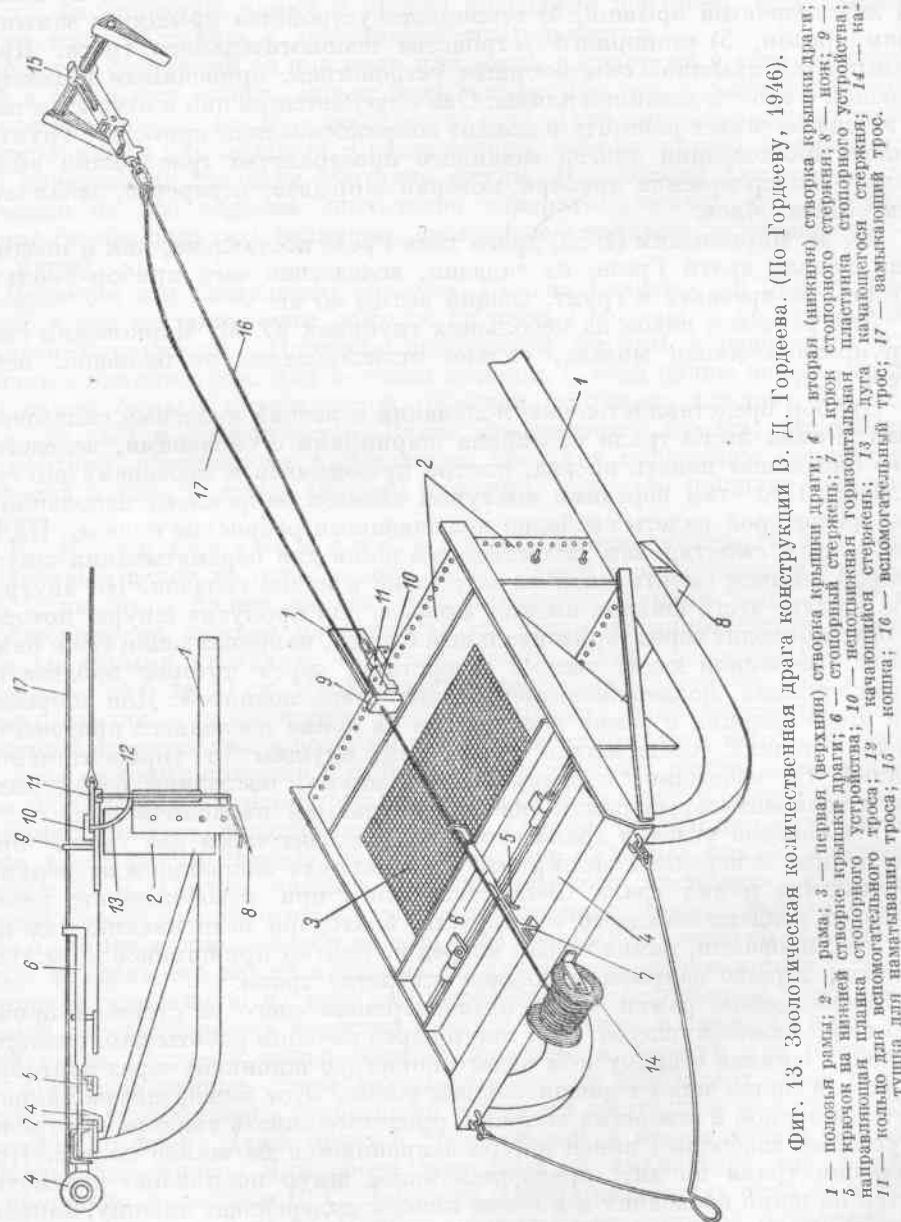
Впоследствии
рые существенны



донного планкт
книги).

Драгой пол
за корму на до
гивается на ка

Впоследствии В. Н. Грезе (1951в) ввел в конструкцию драги некоторые существенные изменения, позволившие применить ее для сбора при-



Фиг. 13. Зоологическая количественная драга конструкции В. Д. Гордеева. (По Гордееву, 1946).

1 — основная рама; 2 — рама; 3 — первая (верхняя) створка крышки драги; 4 — вторая (нижняя) створка крышки драги; 5 — крючок на нижней створке крышки драги; 6 — створочный стержень; 7 — креп створочного стержня; 8 — нож; 9 — направляющая планка створочного устройства; 10 — неподвижная горизонтальная пластина створочного устройства; 11 — кольцо для наматывания троса; 12 — кольцо для наматывания троса; 13 — дуга качающегося стержня; 14 — на-
тушка для наматывания троса; 15 — кольцо; 16 — вспомогательный трос; 17 — замыкающий трос.

донного планктона. (Описание измененной модели см. в главе 37 этой книги).

Драгой пользуются со стоящего на якоре катера: драга вывозится за корму на лодке на несколько десятков метров и затем лебедкой вытягивается на катер.

Зоологическая количественная драга В. Д. Гордеева (фиг. 13) представляет собой некоторое упрощение предшествующей модели. Она состоит из следующих частей: 1) рамы с ножом и полозьями, 2) мешка, 3) двустворчатой крышки, 4) стопорного устройства крышки с замыкающим тросом, 5) стопорного устройства вспомогательного троса. Драга замыкается крышкой со стопорным устройством, приводимым в действие кошкой с тросом заданной длины. Она опускается на дно в открытом виде, и кошка начинает работать в момент соприкосновения прибора с грунтом. После прохождения драгой заданного пространства трос кошки выдергивает стопор крышки прибора, которая закрывает отверстие, заканчивая тем самым облов.

Ю. М. Марковским (1953) драга типа Грезе поставлена, как и позднейшая модель драги Грезе, на салазки, вследствие чего прибор скользит по дну, не врезаясь в грунт. Общий вес ее 40 кг.

Для работы с лодок на небольших глубинах Ю. М. Марковским сконструирована малая модель, сильно отличающаяся от большой, весом всего 4 кг.

Прибор представляет собою маленький и легкий колесный салазочный трал. Рамка этого трала соединена шарнирами с салазками, вследствие чего она может падать вперед, плотно прижимаясь к переднему выступу салазок. Под этим передним выступом салазок закреплена неподвижная ось, на которой надеты свободно вращающиеся ребристые колеса. На одном из них смонтирован алюминиевый шкив для перематывания шнура. Вторым шкивом смонтирован на подставке в конце салазок. На внутреннем бортике этого шкива имеется прорезь для пропуска шнура, который дальше проходит через горизонтальный блочек, направляющий его к рамке трала. Последняя имеет ушко с отверстием, через которое продевается конец стержня, поддерживающего рамку трала поднятой. Для закрепления этого стержня в рамке в отверстие на конце последнего продевается легкая шпонка, соединенная со шнуром, идущим от горизонтального ролика. Во избежание перекручивания шнура, последний перед выходом в горизонтальный ролик снабжен маленьким карабинчиком.

Оба поводка уздечки трала свободно проходят через два ушка, прикрепленных к передней части салазок, и наглухо закреплены на верхней перекладине рамки трала. Вследствие этого при освобождении рамки трала от поддерживающего ее стержня, благодаря натягиванию уздечки при тралировании, рамка падает вперед и, плотно прижимаясь к выступу салазок, хорошо закрывает входное отверстие трала.

Освобождение рамки трала от поддерживающего ее стержня происходит при помощи шнура. Этот шнур перед началом работы наматывается на конец шкива с пропуском одного конца (со шпонкой) через бортовую прорезь и далее через горизонтальный ролик. Этот конец шнура закрепляется шпонкой в отверстии стержня, продетого сквозь ушко рамки трала. Другой же свободный конец шнура закрепляется на шкиве колеса. При движении трала по дну, вращением колес шнур постепенно перематывается на шкив последних и в конце концов выдергивает шпонку, закрепляющую стержень, поддерживающий рамку трала. Рамка, освобожденная от стержня, падает вперед и плотно закрывает входное отверстие трала. В зависимости от длины шнура, намотанного перед взятием пробы на шкивок, трал облавливают то или иное расстояние дна.

Мешок — из шелкового газа конусом, со стаканчиком типа планктонного. Размеры: длина салазок 46 см, ширина передней части салазок 30 см, ширина задней части салазок 36 см, высота салазок 6 см, входное

отверстие тра-
сота ребер ко

В. Ка м
фауну, насел
их из воды с

Камень, п
ный в сачок
во время кот
и сохраняютс
для определе
жавшего на
на дно (чтобы
см. ниже).

Делается
мерно в том
водится кар
обычным пла
той самой б
т. е. 25 см²
по контуру,
ношений и з
камня.

Г. К о л
чественных
дна. Для э
снабженной
или впаин
высоты — о
шины вход
с рамкой ст

Этот при
для сбора ф
принцип пр
ного учета
шаяся С. П
мером 25 ×
10 см. Рам
слой за сло
площади, с
рамка пере
ней песок.

Наибол
лаз или п
лазном ко
много инт
с помощью
тов колич
рамы, пре
роны и им
нектоноу
нутые на
замками.
всего упо

отверстие трала 20×25 см, диаметр колеса 16 см, диаметр шкивка 5 см, высота ребер колеса для песчаного грунта 3 см, то же для жидких илов 15 см.

В. Камни. Количественной обработке можно подвергнуть также фауну, населяющую камни и другие подводные предметы, если выемку их из воды обставить с достаточной тщательностью.

Камень, поднятый со дна реки или озера и сразу же в воде положенный в сачок или мешок, может быть подвергнут тщательному осмотру, во время которого все населяющие его организмы тщательно собираются и сохраняются для подсчета и взвешивания. Сам же камень промеряется для определения площади обитания фауны. В сущности для камня, лежавшего на дне водоема, достаточно измерить площадь его проекции на дно (чтобы получить величины, сравнимые с данными дночерпателя, — см. ниже).

Делается это следующим образом. Камень кладется на бумагу примерно в том же положении, которое он имел в водоеме, и контур его обводится карандашом. Площадь полученной фигуры определяется или обычным планиметром, или весовым методом. С этой целью берется кусок той самой бумаги определенной площади (например квадрат 5×5 см, т. е. 25 см^2) и взвешивается. Затем взвешивается бумага, вырезанная по контуру, обведенному карандашом. Составив пропорцию весовых отношений и зная площадь (25 см^2) бумажки, получаем площадь проекции камня.

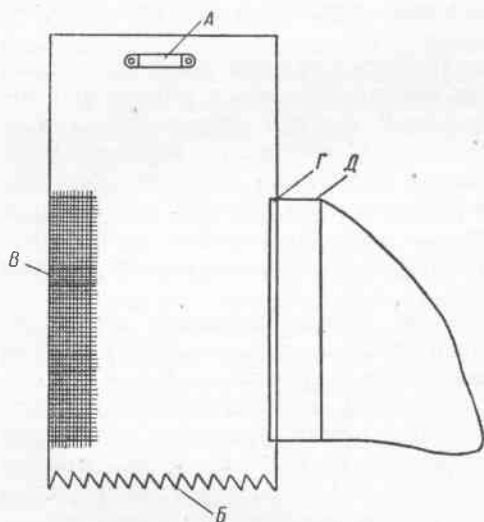
Г. Количественные рамки. Можно вынимать для количественных целей не один камень, а все камни с определенной площади дна. Для этого площадки дна ограничиваются рамкой в $0.1-0.25 \text{ м}^2$, снабженной на нижней поверхности по углам металлическими шипами или впаянными гвоздями. Боковые стенки рамки делаются различной высоты — от 5 до 10 см. Рамка накладывается на каменистое дно, причем шипы входят в промежутки между камнями; непосредственно рядом с рамкой ставится таз, в который и кладутся вынимаемые из рамки камни.

Этот принцип положен в основу количественных рамок, применяемых для сбора фауны с каменистого дна рек (на небольших глубинах); таков же принцип прибора, предложенного С. В. Гердом (19516) для количественного учета фауны каменистой литорали озер. Учетная рамка, применявшаяся С. В. Гердом, сделана из оцинкованного листового железа размером 25×25 см, высотой 15 см, на заостренных ножках высотой около 10 см. Рамка накладывается на дно, и из нее последовательно выбираются слой за слоем все камни в лежащую рядом квадратную коробку той же площади, сделанную из того же материала. После выборки всего камня рамка переворачивается ножками вверх и врезается в лежащий ниже каменистый песок, который вычерпывается кюветой и берется для промывки.

Наиболее ценные сборы фауны каменистого дна может сделать водолаз или гидробиолог, овладевший техникой подводной работы в водолазном костюме. Даже простой сбор камней в мешок может принести много интересного. Для сбора животных со скалистого дна Байкала с помощью водолазов Р. С. Деньгина (1949) предложила один из вариантов количественной рамы. Прибор состоит из трехстенной металлической рамы, представляющей однометровый квадрат, открытый с нижней стороны и имеющий окно в одной из боковых сторон. К нему присоединяются нектоуловитель и сетяной мешок — конической формы мешки, натянутые на металлические прямоугольные рамки, снабженные шторовыми замками. Конус нектоуловителя делается из прозрачной сетки (лучше всего употреблять мельничный газ малых номеров). Конус сетяного мешка

изготавливается из плотной металлической сетки. Как тот, так и другой конус насаживаются на каркас из толстой проволоки. При работе нектоноуловитель и сетяной мешок поочередно насаживаются на окно боковой стороны.

На тыловой стороне рама имеет наполовину откидывающуюся крышку с большими окнами, затянутыми светонепроницаемой, но свободно фильтрующей тканью. Откидывающаяся половина крышки снабжена застежками для закрывания при спуске и подъеме прибора. В центре крышки вмонтировано кольцо для прикрепления троса. Вдоль одной из стенок рамы сделана прорезь, по которой скользит роликовый щеткодержатель, несущий два больших ежа для спугивания активных нектонных и бентонектонных животных в нектоноуловитель.



Фиг. 14. Бентометр А. А. Садовского.
Объяснение в тексте.

на скалистом грунте обрабатываются вертикальным двусторонним скребком. По окончании работы сетяной мешок с собранной фауной закрывается шторовым затвором и поднимается из воды для разборки материала.

Рама опускается водолазу и поднимается от него с помощью лебедки.

Д. Б е н т о м е т р. Вместо количественных рамок для сбора фауны с каменистого дна быстротекущих рек А. А. Садовский (1948) сконструировал прибор, названный им бентометром (фиг. 14). Бентометр представляет собой круглый, открытый сверху и снизу цилиндр из листового железа, высотой в 75 см. Площадь основания цилиндра 0.1 м^2 (диаметр отверстия — около 35.8 см). Для вдавливания бентометра в грунт близ его верхнего края приклепаны 2 ручки (А), а по нижнему краю вырезаны зубья (Б) высотой 1.5—2 см. Стенки цилиндра имеют 2 больших окна размером $38 \times 38 \text{ см}$, стоящих одно против другого. Переднее окно (В) для меньшего ослабления корпуса вырезано не целиком, а в виде трех отдельных отверстий, разделенных горизонтальными полосами шириною в 2 см. Оно закрыто плотно припаянной к нему снаружи сеткой из нержавеющей металла, с отверстиями около 0.5 мм. К краям заднего окна снаружи приварена сплошная рама (Г) из того же железа, состоящая из 2 полос шириною в 2 см. В боковых полосках этой рамы прочно укреплены штифты со шляпками, причем между шляпкой штифта и рамой

Для более тесного прилегания прибора к скалистому грунту к нижнему краю рамы прикрепляется фартук, прошитый по углам упругой проволокой.

При работе водолаз устанавливает раму с надетым нектоноуловителем на грунт и щеткой спугивает в него подвижных животных. После этого нектоноуловитель с задержанной им фауной закрывается шторой и снимается. Затем на раму надевается сетяной мешок, и водолаз через окно верхней крышки с помощью маленьких скребков, насаженных на короткие рукоятки, соскабливает животных с камня и помещает соскреб в сетяной мешок. Расщелины, углубления и различного рода выемки

оставлен за-
ная, рама та-
матерчатым с-
на корпус бе-
кверху про-
При рабо-
тив течения,
Вода свобод-
дит через сач-
переворачив-
Освобожден-
Затем камни
оставшихся

будут осмот-
где фауна с-
ляется и ул-

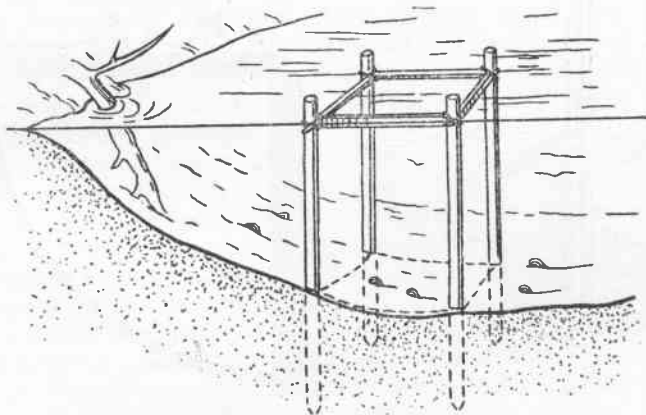
В неболь-
размеров, п-
в 50 см. Ок-
из мельнич-

Е. К о
л ю с к о в.
моллюсков
бинах около
ственно на
ших глубин
площади, у
с металличе-
моллюсков
ской сеткой

Ж. К
н ы х з а р
(сачки, дра-
мов, превр-

оставлен зазор в 1.25—1.35 мм. На эти штифты надевается другая, съемная, рама такого же размера из того же материала (*D*), с пришитым к ней матерчатым сачком из канвы-конгресс. Для надевания этой съемной рамы на корпус бентометра на ней пробиты круглые отверстия с отходящими кверху прорезами.

При работе прибор устанавливается на дно реки передним окном против течения, а задним окном с рамой и матерчатым сачком — по течению. Вода свободно входит через металлическую сетку переднего окна и выходит через сачок. Удерживая давлением сверху бентометр, свободной рукой переворачивают камни внутри прибора и легко обтирают их пальцами. Освобожденные таким образом животные сносятся течением в сачок. Затем камни поштучно вынимаются со дна, осматриваются (для сбора оставшихся прикрепленных животных) и выбрасываются. После того как



Фиг. 15. Учет количества моллюсков методом площадок. (По Жадину, 1938).

будут осмотрены все камни внутри бентометра вплоть до горизонта, где фауна отсутствует, прибор извлекается из реки, рама с сачком отделяется и улов поступает в разборку.

В небольших и мелководных речках мы применяли бентометр меньших размеров, площадью покрытия дна 0.05 м^2 (с диаметром 25.2 см), высотой в 50 см. Окна — соответственно меньших размеров, причем рама с сачком из мельничного шелка вставлялась путем вдвигания в металлический паз.

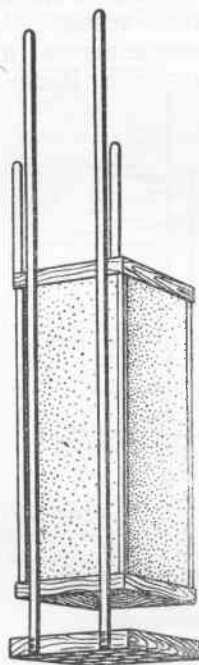
Е. Количественный учет промысловых моллюсков. Для количественного учета мало подвижных промысловых моллюсков пользуются методом площадок (Жадин, 1938). На малых глубинах около берега квадратная рама площадью в 1 м^2 кладется непосредственно на дно и внутри ее вручную собираются все моллюски. На больших глубинах (до 2 м) применяются пловучие деревянные рамки той же площади, укрепляющиеся с помощью 4 вертикально поставленных кольев с металлическими наконечниками, вбиваемых в дно (фиг. 15). Сам облов моллюсков производится с лодки зубчатым сачком с редкой металлической сеткой.

Ж. Количественный учет фауны растительных зарослей. Подобно тому как качественные орудия сбора (сачки, драги, тралы и пр.), применяемые для сбора фауны со дна водоемов, превращаются в количественные приборы, можно в количественные

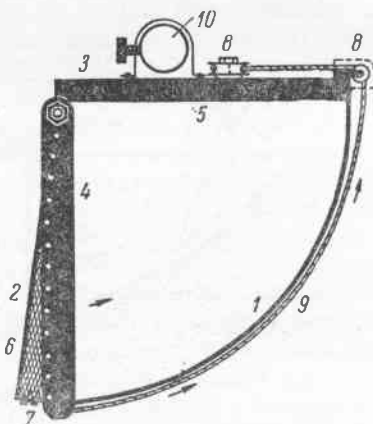
сборы превратить и осмотр водных растений, вырываемых с корнем. В этих целях среди растительности следует класть четырехугольную рамку (см. главу 36 этой книги) и выдергивать растения внутри ее, ведя точный учет собираемых с растений животных.

Большей точности учета можно добиться, опуская среди растительности призму определенного сечения с открытыми верхним и нижним краями.

Наконец, такую призму четырехугольного сечения можно превратить в настоящее количественное орудие для учета фауны зарослей, снабдив



Фиг. 16. Приспособление для количественного сбора фауны в зарослях.



Фиг. 17. Зарослевыврезающий В. И. Бута (схема, вид сверху в раскрытом состоянии; уменьшено в 4 раза; по Буту, 1938).

1 — изогнутая стенка; 2 — вторая плоская стенка; 3 — первая плоская стенка; 4 — верхний подвижный нож с отверстиями для прищипки мешка; 5 — верхний неподвижный нож; 6 — мешок в сложенном виде; 7 — плоские кольца, поддерживающие мешок; 8 — блоки с шайками; 9 — шнур; 10 — трубка для шеста с зажимным винтом.

нижнее отверстие закрывающимся приспособлением, одновременно срезаая растения под корень косою (фиг. 16).

Для сбора фауны не со всего растения, а только из какого-либо определенного горизонта его (по вертикали), можно применять зарослевыврезающий (фиг. 17) конструкции В. И. Бута (1938). Этот прибор состоит из двух плоских и одной изогнутой стенки. Срезающий механизм включает в себя верхний и нижний ножи и две соединительные полосы, скрепляющие эти ножи на одном конце; другой конец ножей свободно надет на ось прибора. Соединительные полосы в действующем приборе располагаются по обе стороны изогнутой стенки, отстоя от нее на 1—2 мм. К внутренней полосе прикреплен одной своей стороной мешок прибора, а наружная полоса снабжена 2 ушками для концов шнура, закрывающего прибор, а также ручкой для открывания ножей. Одна из плоских стенок снаружи несет трубку с зажимным винтом для шеста и 2 пары блоков для

шнуров, закрывающимися соскалками у верхнего и нижней плоской стенки крепления мешка. Мешок шьется из крепкой веревкой; водными плоскими приборами мешка с плоской стенкой.

Объем пр плоской стенки верхнего под 20 мм, диаметр

Прибор в воду средин шнура на 1. Добытые час мешка и под

Упрощенные ножницы пар ножниц параллельно ножниц обтягивания выжит рычаг, у основания длине штанги из поверхности

Размеры длина задних ножницами 40 мм.

При работе вставляется водят длин

3. Дн количество делить на д рические) и чения микро грунтовыми

а) Шматтель А. А. угольного м щадью вход отточены дл щеками, и в стенки к один в друг щек остро з ляются из двумя крыш

шнуров, закрывающих прибор; блоки снабжены щитками, препятствующими соскальзыванию шнуров; с внутренней поверхности этой стенки, у верхнего и нижнего обреза, закреплены неподвижные ножи. Вторая плоская стенка с внутренней стороны по трем граням служит для крепления мешка из двух осей для подвижных ножей. Мешок прибора шьется из канвы-конгресс, нижний конец его полый, завязывающийся веревкой; вдоль изогнутой стенки мешок поддерживается двумя подвижными плоскими кольцами, охватывающими эту стенку; при раскрытом приборе мешок складывается в виде складок внутри, возле второй плоской стенки. Шест прибора деревянный, размеченный через каждые 25 см.

Объем прибора $1/80 \text{ м}^3$, длина изогнутой стенки 480.7 мм, длина первой плоской стенки 265 мм, длина второй плоской стенки 294.7 мм, ширина верхнего подвижного ножа 30 мм, ширина верхнего неподвижного ножа 20 мм, диаметр блоков 15 и 35 мм.

Прибор применяется с лодки. Для выемки пробы он погружается в воду среди растительности. На заданной глубине прибор с помощью шнура на шесте закрывается, вырезая определенный объем заросли. Добытые части растений вместе с фауной вынимаются через полый конец мешка и подвергаются разборке.

Упрощенную модель зарослевыврезывателя, под названием «тростниковые ножницы», предложил Ф. И. Вовк (1948). Этот прибор состоит из двух пар ножниц (типа садовых), расположенных на заданном расстоянии параллельно друг другу на общей оси деревянной штанги. Наружные края ножниц обтянуты мельничным газом, который образует мешок для улавливания вырезаемых частей растений. Для закрывания ножниц служит рычаг, к которому прикрепляется тросик, пропускаемый через блок у основания штанги; выше тросик наращивается шнуром соответственно длине штанги. Во избежание излишнего раскрытия ножниц, на одной из поверхностей их ставится ограничивающая заклепка.

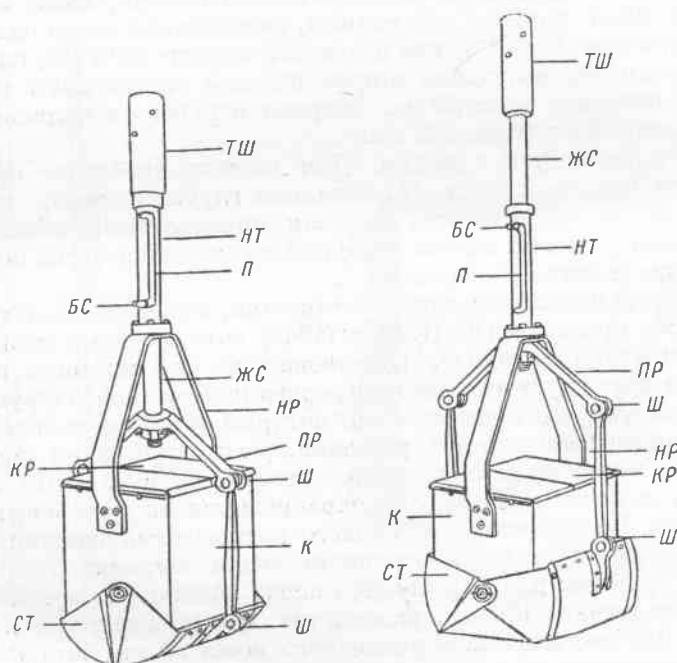
Размеры прибора: длина режущего плеча ножниц (по прямой) 100 мм, длина заднего рычага 130 мм, расстояние между верхними и нижними ножницами 100 мм, ширина серповидного ножа 30 мм, выпуклого ножа 40 мм.

При работе прибором, во избежание пореза руки, в верхних ножницах вставляется предохранительная чека; выемку пробы из прибора производят длинным пинцетом.

3. **Дночерпатели.** В настоящее время существует большое количество дночерпателей различных систем. Схематично их можно разделить на две группы: 1) штанговые дночерпатели (коробочные, цилиндрические) и 2) тросовые дночерпатели (ковшевые и коробочные). Для изучения микрофауны (и, частично, макрофауны) можно также пользоваться грунтовыми трубками разных систем.

а) **Штанговые дночерпатели.** Штанговый беспружинный дночерпатель А. А. Заболоцкого (фиг. 18) состоит из корпуса-коробки (прямоугольного металлического ящика), открытого сверху и снизу (*К*), с площадью входного отверстия $15.8 \times 15.8 \text{ см}$; нижние края корпуса остро отточены для лучшего врезания в грунт. Снизу корпус закрывается двумя щеками, или створками (*СТ*), вращающимися на осях, вделанных в стенки корпуса. При замыкании щек их нижние края не упираются один в другой, а заходят друг за друга на 0.5 см. Нижние и боковые края щек остро заточены; в целях лучшего вхождения в грунт, щеки приготовлены из более тонкого, чем корпус, металла. Верх корпуса закрыт двумя крышками (*КР*), способными свободно открываться и закрываться.

К неподвижной раме (НР), прикрепленной к стенкам корпуса, винтами прикреплена латунная направляющая трубка (НТ). В ней имеется прорезь (П), в виде прямой щели с верхним и нижним изгибами; верхний изгиб прямоуглен, нижний закруглен. По направляющей трубке вниз и вверх двигается прочный железный стержень (ЖС). В этот стержень ввинчен небольшой болтик (БС), который при движении стержня скользит по прорези направляющей трубки, заходя при поворотах стержня в верхний и нижний изгибы прорези. Верхний конец стержня особой



Фиг. 18. Штанговый беспружинный дночерпатель.

Объяснение в тексте.

трубкой (ТШ) соединен с деревянной штангой (шестом), а нижний конец — с подвижной рамой. Эта подвижная рама (ПР) представляет собою прочное коромысло, концы которого крепкими шарнирами (Ш) соединены с 2 рычагами, соединенными, в свою очередь, шарнирами же с верхними краями щек дночерпателя. Соединение стержня с подвижной рамой осуществляется тем, что нижний конец стержня, имеющий меньший диаметр, входит в отверстие в середине подвижной рамы и закрепляется снизу гайкой со штифтом.

Штанговым беспружинным дночерпателем берут пробы с лодки на относительно твердом песчанном или глинистом грунте. Перед употреблением дночерпатель открывается и в таком положении закрепляется. Нажимом на штангу дночерпатель врезается в дно; затем штанга поворачивается и новым нажимом на штангу дночерпатель закрывается. После повторного поворота штанги закрытый дночерпатель вынимается на поверхность.

Штанговые цилиндрические дночерпатели имеются в нескольких модификациях. Иногда их называют пневматическими дночерпателями,

так как удерживается как бы присосом.

Цилиндрический дночерпатель Института гидротехники стоит из 4 главных частей (площадь облова в 15 мм, при ширине цилиндра, 3) ша



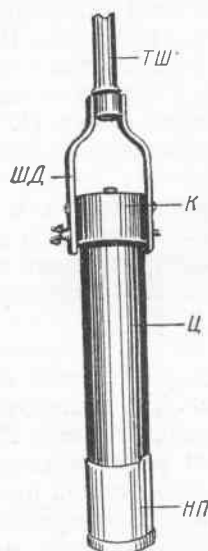
Фиг. 19. Цилиндрический дночерпатель. Объяснение в тексте.

штанги (ТШ), 4) и 5) — это клапаны, которые выгибаются.

Цилиндрический дночерпатель патрона (на боковой поверхности) роном (на крутом склоне) взятых дночерпателей при пользовании, что позволяет использовать таз. Если же роном, то для от нижнего патрона паттель наклонит несколько в нижнее отверстие лист, и к же листу поставит грунтовый мо

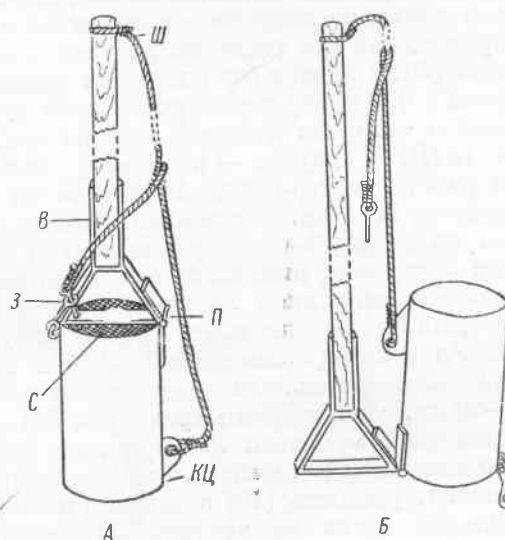
так как удержание колонки грунта в некоторых из них производится как бы присосом.

Цилиндрический (пневматический) дночерпатель, сконструированный Институтом гидробиологии Академии наук Украинской ССР (фиг. 19) состоит из 4 главных частей: 1) латунного цилиндра (Ц) диаметром 112,8 мм (площадь облова 100 см²), 2) клапана (К) — латунного диска толщиной в 15 мм, пришлифованного на конус и закрывающего верхнюю часть цилиндра, 3) шарнирного держателя для штанги (ШД) с трубкой для



Фиг. 19. Цилиндрический пневматический дночерпатель.

Объяснение в тексте.



Фиг. 20. Перевертывающийся цилиндрический дночерпатель. (По Dendy, 1944).

А — положение при опускании; Б — положение при подъеме; С — латунная сетка; В — втулка для шеста; З — застёжка с штифтом; П — петля; КЦ — конец цилиндра; Ш — шнур.

штанги (ТШ), 4) нижнего патрона (НП) с секторными клапанами. Секторные клапаны делаются из латунного листа толщиной в 1 мм и слегка выгибаются.

Цилиндрическим дночерпателем можно пользоваться как без нижнего патрона (на более или менее плотных донных отложениях), так и с патроном (на крупнозернистом песке, галечнике, жидком илу). Выемка взятых дночерпателем проб после его подъема в лодку производится при пользовании без нижнего патрона, простым открыванием клапана, что позволяет взятому грунтовому монолиту вывалиться в подставленный таз. Если же проба была взята дночерпателем с надетым нижним патроном, то для выемки ее прежде всего следует освободить дночерпатель от нижнего патрона. В случае, если снять его затруднительно, дночерпатель наклоняется: при этом через клапан сливается часть воды, и монолит несколько опускается и освобождает секторные клапаны. Тогда в нижнее отверстие нижнего патрона вводят свернутый в трубку жестяной лист, и клапаны придавливаются им к стенкам патрона. По этому же листу поставленный в нормальное состояние дночерпатель выпускает грунтовый монолит в таз.

Пневматичность цилиндрического дночерпателя может быть достигнута (при эмпирическом подборе диаметра прибора) различными способами: вмонтированием в глухую верхнюю крышку одного или нескольких канализационных винтелей (клапанов) или отводом от нее резиновой трубки, замыкающей на поверхности воды зажимом.

Опасность вываливания грунта при подъеме цилиндрического дночерпателя можно предупредить перевертыванием цилиндра с помощью троса [что предложено Денди, (Dendy, 1944)]. В этом случае латунный цилиндр дночерпателя делается 13 см длиной и 7.8 см в диаметре. Верхний край цилиндра закрывается латунной сеткой (С) (фиг. 20). Подвижным образом, как это видно на рисунке, цилиндр соединяется с втулкой для шеста (В): с одного бока делается петля (II), а с другой — застежка с штифтом (З). От верхушки шеста вниз идет веревка [шнур (Ш)], разделяющийся внизу на 2 ветви: одна из них прикрепляется к концу цилиндра (КЦ), а другая — к штифту застежки.

При работе дночерпатель давлением на шест погружается в грунт; затем тянется веревка, которая вытягивает штифт из застежки и переворачивает цилиндр. Таким образом подъем монолита происходит в перевернутом состоянии, выпадение его через верхний конец цилиндра предупреждается напаянной латунной сеткой.

Для работы на плотных речных грунтах Д. А. Ласточкиным и С. Н. Уломским (Уломский, 1952) был сконструирован свой пневматический дночерпатель. Он представляет собой (фиг. 21) цилиндр высотой 22—30 см, с внутренним диаметром 5.6 см (площадь захвата 25 см²).

Замыкающий механизм дночерпателя состоит из диска-крышки (4), штока со шпенем (5), направляющей втулки (6) с продольной прорезью для шпеня, рычажка (10) с зацепом на одном конце и отверстием для прикрепления троса на другом. Направляющая втулка при помощи траверсы (3) прочно прикрепляется винтом (9) к кольцу-ободку (2), охватывающему верхний конец цилиндра (1).

По направляющей втулке вверх и вниз ходит шток, к нижнему концу которого с помощью шайбы (8) и гайки (7) прикреплена крышка, закрывающая цилиндр. Крышка приподнимается за крючок (13) и вместе с собой увлекает шток, шпенок которого идет вверх по прорези направляющей втулки. После того как шпенок упрется в конец прорези, на него набрасывается зацеп (12) рычажка (10), вращающийся на винте (11). В таком положении зацеп удерживается благодаря тяжести рычажка; в свою очередь он удерживает шток и крышку в открытом состоянии.

Перед работой на цилиндр дночерпателя надевают обруч (В), к верхнему краю которого приварены 3 шина, препятствующие полному погружению прибора в грунт.

В открытом состоянии дночерпатель опускается на штанге в воду и вбуравливается в грунт. Штанга должна быть полой, чтобы при ввинчивании ее в направляющую втулку шток мог при открытом положении дночерпателя войти в полость штанги.

После погружения дночерпателя в грунт дергают за трос, прикрепленный к рычажку, при этом зацеп рычажка освобождает шпенок штока, и крышка, направляемая штоком, падает на цилиндр, замыкая дночерпатель сверху. Затем дночерпатель на штанге в вертикальном положении поднимается к поверхности воды, где под него подводится таз или кювета, в которые образцы грунта и выпадает, если крышку слегка приподнять.

Для работы на местах с задернованным грунтом — в рыбоводных прудах, на мелководье водохранилищ, где фауна группируется преимуще-

ственно в сотовской при дночерпателя, о которую описан (фиг. 22).

Основу дном черпателя 6 или Труба снизу тупоугольной

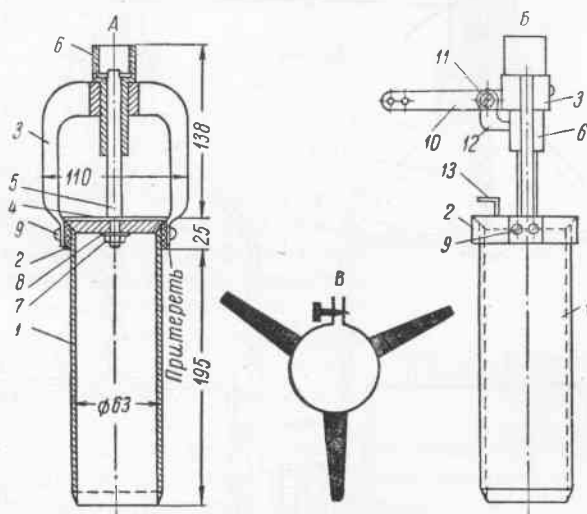
Нижние ко Крпким з кальном по ное положе бодно ходи вается на и верхнем ко ской крыш спиральная вертикальн

При опу Его крыш гой вверх верхний к крышку.

Проба с ней шток вой ход пр и шпонка

пещественно в самом верхнем слое толщиной 1—2 см, Ф. Д. Мордухай-Болтовской применял свою модификацию пневматического трубчатого дночерпателя, осуществленную с помощью мастера Г. О. Щетинского. Привожу описание этого прибора, любезно предоставленного мне автором (фиг. 22).

Основу дночерпателя составляет отрезок железной трубы диаметром 6 или 11,3 см, длиной 25—30 см, со стенками толщиной 2—3 мм. Труба снизу остро заточена. К трубе с помощью болтов (и) прикреплены тупоугольные дуги (з), верхними концами охватывающие муфту (ж).



Фиг. 21. Дночерпатель Д. А. Ласточкина и С.Н. Уломского. (По Уломскому, 1952).

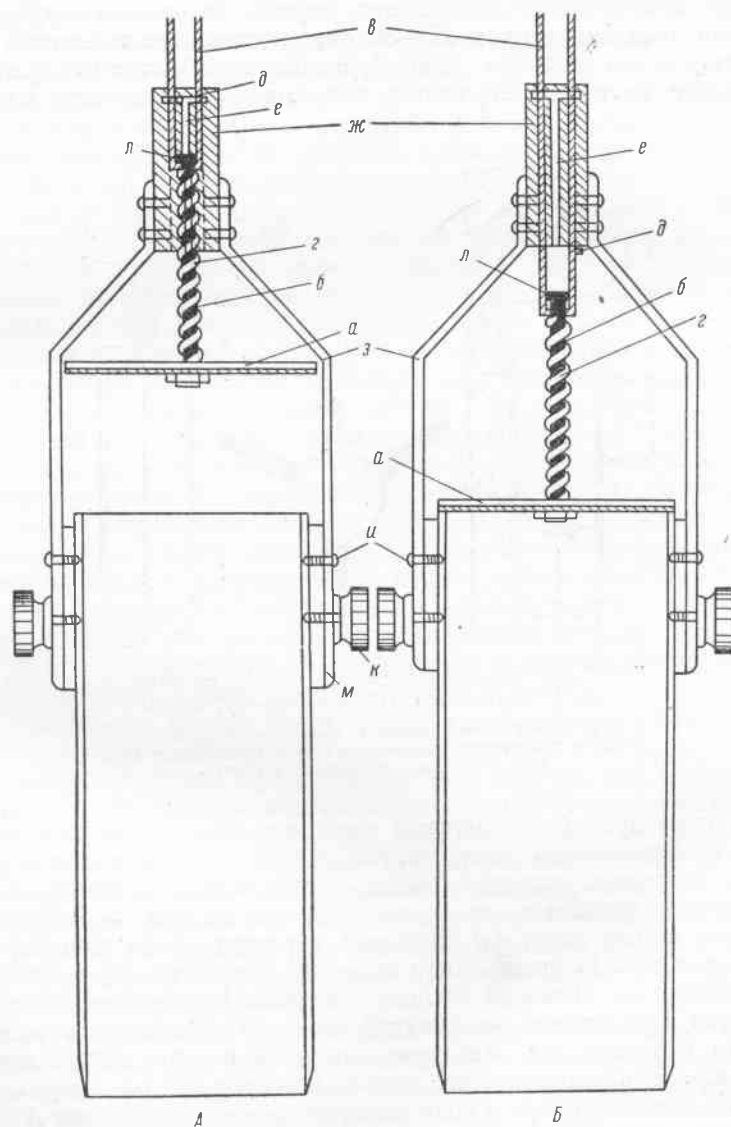
А и Б — вид дночерпателя с различных сторон; В — обруч с предохранительными шилами и зажимным винтом. Остальное объяснено в тексте.

Нижние концы дуги (м) снабжены прорезью для стопорного винта (к). Крепким завинчиванием этих винтов труба устанавливается в вертикальном положении, отпуская винты, трубу можно привести в наклонное положение, вращая ее на болтах (и), как на оси. В муфте (ж) свободно ходит полый штوك (е), который верхним своим концом насаживается на штангу. В шток снизу вставлен стержень (б) с насадкой на верхнем конце (а). Нижним концом стержень прикреплен к металлической крышке с резиновой прокладкой снизу (а). Вокруг стержня намотана спиральная пружина (з). На шток наварена шпонка (д), которая при вертикальном движении штока ходит по прорези (е) муфты.

При опускании прибора в воду он приводится в положение А (фиг. 22). Его крышка поднята и труба открыта. Шток поднимается за штангой вверх настолько, насколько позволяет шпонка (упирающаяся в верхний край прорези); при этом шток тянет за собой стержень и крышку.

Проба берется давлением на штангу. В этот момент штангу и вместе с ней штوك слегка поворачивают для того, чтобы шпонка вошла в боковой ход прорези. Затем штангу поворачивают в обратном направлении, и шпонка попадает в основную часть прорези муфты. После этого на

штангу снова нажимают до тех пор, пока крышка опустится и закроет верхнее отверстие трубы и прибор примет положение *Б* (фиг. 22). Для того, чтобы пружина сохранилась в сжатом положении, штанга немного поворачивается и шпонка заводится за край муфты.



Фиг. 22. Трубчатый дночерпатель Ф. Д. Мордухай-Болтовского.

Объяснение в тексте.

В таком состоянии прибор вместе со взятой пробой вынимается из воды. Здесь на борту судна или лодки открывают крышку, оттягивая ее вместе с штангой, и вывинчивают винты, удерживающие трубу в вертикальном положении. Отклонив дугу с крышкой в сторону, в верхнее

отверстие трубы
взятую пробу гру

Монолит грунт
взять и обычным
см. главу 34 этой
пом Аполлова.

Монолит, вын
для изучения ве
микро- и макрофа
иловых монолитов
Черновским (193

Разделитель (с
собой прямоугол
ванный на толсто
трех сторон борти
одна (узкая) сто
крытой. Вдоль д
самого дна лотка
У замкнутого ко
дне лотка оставл
с диаметром, ра
аметру стратомет
делается массиве
внутренний диам
ся внешнему диам
По двум диамет
нижнего края, л
жащие для пл
Нож разделител
соответствующ
край заточен к
прибор, в том ч
ной 2—2.5 мм.

Разделителем
взявшая монол
и соответствующ
ний конец тру
трубку с прибо
крыто. Под тру
ленным на давл
монолит на зад
щими метками
и количествен
чашек Петри (с
ковые промыва

б) Тросовые
стемы Экмана—
стоящее время
считать модель
лической сетке
из корпуса (ко
крышек и спус
гольный метал

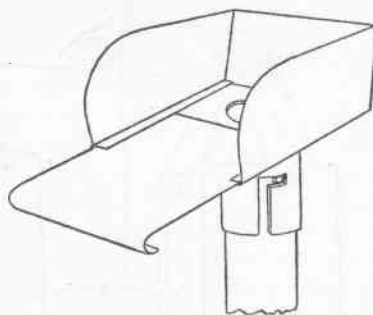
и закрое
22). Для
немного

отверстие трубы вводят деревянный шомпол, которым выталкивают взятую пробу грунта в таз или кювету.

Монолит грунта с небольшой площади илистого дна водоема можно взять и обычным профильным лотом (типа стратометра Перфильева, — см. главу 34 этой книги), а с плотного песчаного или глинистого — щупом Аполлова.

Монолит, вынутый трубкой диаметром 54 мм, можно использовать для изучения вертикального распределения в грунте представителей микро- и макрофауны. В этих целях удобно пользоваться разделителем иловых монолитов, предложенным А. А. Черновским (1938).

Разделитель (фиг. 23) представляет собой прямоугольный лоток, смонтированный на толстой муфте. Лоток закрыт с трех сторон бортиками в 4 см высотой, одна (узкая) сторона лотка остается открытой. Вдоль длинных бортов изнутри у самого дна лотка идут пазы для ножа. У замкнутого конца лотка над муфтой в дне лотка оставляется сквозное отверстие с диаметром, равным внутреннему диаметру стратометрической трубки. Муфта делается массивной, длиной около 8 см, внутренний диаметр муфты должен равняться внешнему диаметру трубки стратометра.



Фиг. 23. Разделитель илового монолита. (По Черновскому, 1938).

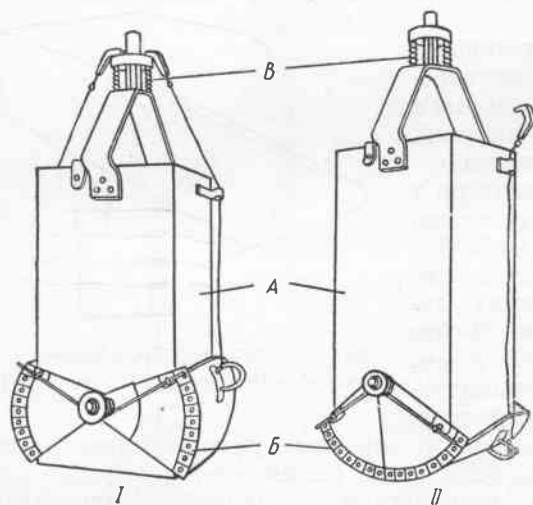
По двум диаметрально противоположным сторонам муфты, начиная от ее нижнего края, идут щелевидные коленчатые (штыковые) прорезы, служащие для плотного смыкания разделителя с трубкой стратометра. Нож разделителя представляет собой прямоугольную пластинку, точно соответствующую ширине лотка и немного более длинную. Режущий край заточен клином, а противоположный кругло загнут вниз. Весь прибор, в том числе и нож, изготавливается из листовой латуни толщиной 2—2.5 мм.

Разделителем пользуются следующим образом. Трубка стратометра, взявшая монолит, снизу затыкается еще в воде поршневой пробкой и соответствующим поворотом руки отделяется от стратометра. На верхний конец трубки надевают разделитель и поворотом плотно смыкают трубку с прибором. Нож в это время выдвинут и отверстие в лотке открыто. Под трубку подставляют поршневую палку и осторожным медленным надавливанием перемещают монолит вверх по трубке. Продвигая монолит на заданную величину (1—2 см), что определяется соответствующими метками на поршне, его срезают ножом и переносят для разборки и количественного подсчета животных в занумерованные половинки чашек Петри (для изучения микрофауны) или в занумерованные шелковые промывалки (для подсчета макрофауны).

б) *Гросовые дночерпатели*. Коробочный пружинный дночерпатель системы Экмана—Берджа претерпевал различного рода реконструкции. В настоящее время для работы на мягких илах наиболее совершенной можно считать модель с высоким корпусом, сверху защищенным тонкой металлической сеткой (Боруцкий, 1932). Этот дночерпатель (фиг. 24) состоит из корпуса (коробки) (А), щек (Б), закрывающих корпус снизу, верхних крышек и спускового аппарата (В). Корпус представляет собою прямоугольный металлический ящик с площадью отверстия в 225—250 см² (15 × 15

ется из
тягивая
у в вер-
верхнее

или 15.8×15.8 см). Высота корпуса 35—40 см. Щеки вращаются на осях, вделанных в стенки корпуса. На оси надеты сильные, спирально изогнутые пружины, укрепленные своими концами на боковых поверхностях щек. В верхний край каждой щеки вделано кольцо. К этим кольцам прикрепляются короткие тросики или цепочки, на свободных концах которых припаиваются толстые изогнутые металлические пластинки с отверстиями для надевания на штифты спускового аппарата. Верх корпуса закрывается 2 крышками, укрепленными на петлях и свободно открывающимися и закрывающимися. Кроме крышек, верхнее отверстие



Фиг. 24. Дночерпатель Е. В. Боруцкого.
Объяснение в тексте.

Перед употреблением дночерпатель приводится в состояние I (фиг. 24). Для этого щеки дночерпателя поднимаются вверх, а тросики надеваются на свободные концы (штифты) рычажков спускового аппарата. В таком виде дночерпатель на тонком металлическом тросе опускается на дно водоема. Когда дночерпатель своей тяжестью погрузится в ил, по тросу пускается посыльный груз, ударяющий по втулке спускового аппарата, тем самым освобождая штифты от колец тросиков. Тросики соскальзывают, освобождают замыкающие щеки пружины, в результате чего происходит замыкание дночерпателя. В таком закрытом виде (фиг. 24, II) дночерпатель со взятым монолитом грунта поднимается в лодку.

Коробочные пружинные дночерпатели легко превращаются во фракционные приборы. В этих целях боковые стенки корпуса прорезаются через каждые 5 см щелями, защищаемыми узкими металлическими пластинками, свободно сдвигающимися вверх при помощи пружин. Е. В. Боруцкий (1940) рекомендует производить разделку добываемого дночерпателем монолита на фракции в воде. При его методике, самый процесс взятия проб и разрезания монолита заключается в следующем. Заряженный дночерпатель медленно опускается на дно; после захлопывания щек прибор с захваченным грунтом поднимается до поверхности воды и во все его щели, начиная сверху, вставляются разделительные пластинки. При этом следят, чтобы дночерпатель все время находился в воде, особенно это важно при отсечении верхних слоев полужидкого

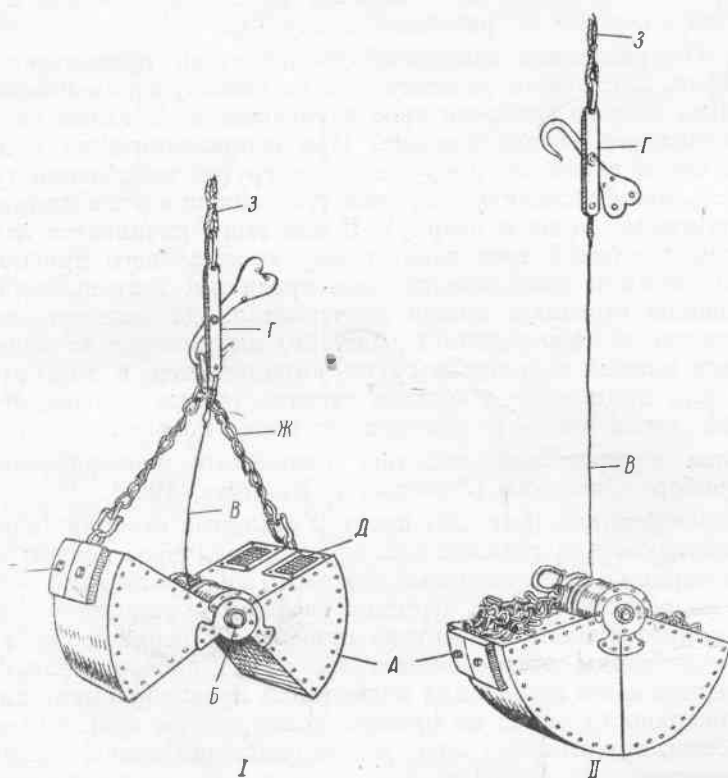
ила, мощностью из воды, подвешивается выемка от Применение ука раяет опаснос вение животны

закрыто металлической мелкоячеистой сеткой (во избежание потери фауны из поверхностного слоя грунта). Над корпусом на раме, укрепленной на стенках корпуса, помещается спусковой аппарат, состоящий из 2 рычажков, пластинки и 2 спиральных пружин, надетых на рычажки. В центре пластинки и в раме имеется круглое отверстие для закрепления троса. Общий вес дночерпателя должен быть не менее 7 кг, так как меньший вес не обеспечивает достаточно глубокого погружения прибора в грунт и тем самым достаточно полного облова фауны, живущей в глубоких слоях грунта.

ностной фауны вследствие деф пателей.

К о в ш е в рых является моделей, с пло состоит из 2 л оси (Б). К в кающий троси ходит через б. Отсюда троси через щель в соблению (Г). нами (Д), за

ила, мощностью до 15 см. После разрезания дночерпатель вынимается из воды, подвешивается на стойку и, начиная снизу, из него производится выемка отсеченных слоев, которые промываются обычным порядком. Применение указанной методики сохраняет целостность монолита и устраняет опасность самоуплотнения верхних слоев, а также проникновение животных из слоя в слой. Тем не менее, некоторый занос поверх-



Фиг. 25. Ковшевый дночерпатель.

Объяснение в тексте.

ностной фауны в более глубокие слои дночерпателя может иметь место вследствие дефектов конструкции всех пружинных коробочных дночерпателей.

Ковшевые дночерпатели (фиг. 25), исходным типом которых является дночерпатель Петерсена, применяется в виде нескольких моделей, с площадью захвата в $\frac{1}{10}$, $\frac{1}{40}$ и $\frac{1}{100}$ м². Ковшевый дночерпатель состоит из 2 изогнутых ковшей (А), вращающихся на скрепляющей их оси (В). К внутренней стороне одного из ковшей прикрепляется замыкающий тросик (В). От этого ковша тросик идет к другому ковшу и проходит через блок, находящийся на внутренней поверхности этого ковша. Отсюда тросик, огибая ось с закрепленным на ней блоком, направляется через щель в верхних полукруглых крышках к замыкающему приспособлению (Г). Ковши сверху закрыты металлическими стенками с 1—2 окнами (Д), защищенными латунными сетками, в каждой. На верхней

части ковшей прикрепляются чугунные или свинцовые пластинки (*Е*) для утяжеления дночерпателя. Здесь же прикрепляется цепь (*Ж*) с кольцом сверху. Замыкающее приспособление (*Г*) состоит из рамки, в центре которой подвижно прикреплен (на оси) неравноплечный рычаг, короткое плечо которого представляет собою крючок (для захвата кольца цепи), а длинное плечо в виде расширяющейся к концу, раздвоенной пластинки играет роль противовеса. Своей верхней частью замыкающее приспособление прикрепляется к рабочему тросу (*З*).

Перед употреблением ковшевый дночерпатель приводится в положение *I* (фиг. 25): ковши раздвигаются до отказа, в кольцо цепи вставляется конец крючка, рабочий трос натягивается. В таком виде дночерпатель опускается на дно водоема. При соприкосновении с дном дночерпатель своей тяжестью погружается в грунт; ослабление троса дает возможность цепи соскочить с крючка (так как при этом длинная часть рычага оттягивает крючок вверх). После этого начинается закрывание дночерпателя: рабочий трос тянет рамку замыкающего приспособления с прикрепленным к нему замыкающим тросиком; этот последний через систему блоков стягивает ковши дночерпателя до полного замыкания, и дночерпатель в положении *II* (фиг. 25) вынимается из воды. Путем раздвигания ковшей собранный грунт вываливается в таз, причем застрявшие или прилипшие к ковшам частицы грунта вымываются водой, наливаемой через окна в верхних стенках ковшей.

Наиболее совершенной моделью ковшевого дночерпателя можно считать прибор «Океан-50» (Лисицын и Удинцев, 1955).

Этот дночерпатель (фиг. 26) имеет 2 стальные створки (ковша) (*А*), которые вращаются на главной оси, проходящей через центры секторов, и имеют в верхней части стальные крышки (*Б*), а в нижний — стальные ножи для разрезания грунта. Крышки свободно откидываются вверх, не оказывая сопротивления при спуске прибора. К верхней части крышек присоединены концы открывающего троса (*В*) дночерпателя, который имеет в средней части кольцо для подвески на крюк сбрасывателя. К внутренней поверхности одной из крышек приварен на кронштейне металлический блок, другая имеет коуш для закрепления конца закрывающего троса. Металлические блоки имеются также на ковшах и главной оси прибора. Закрывающий трос пропускается последовательно через блок на оси прибора, вращающийся между двумя центральными грузами, затем через блоки на крышке и ковшах и закрепляется за коуш на другой крышке. При натяжении закрывающего троса происходит закрывание крышек и смыкание ковшей дночерпателя. Одной из особенностей прибора является применение центрального груза (*Г*) и сведение к минимуму веса грузов на ковшах.

Для раскрывания дночерпателя при спуске и закрывания его после соприкосновения с грунтом служит специальный блокируемый сбрасыватель (*Д*). Он состоит из неравноплечного коромысла, обоймы и двух грузов на концах коромысла. Нижнее ребро коромысла несет крюк для подвески кольца троса, раскрывающего дночерпатель. На длинном плече коромысла, на тросе, подвешен груз (*Е*), причем длина троса рассчитана так, чтобы груз касался дна несколько раньше самого дночерпателя. Второй груз крепится непосредственно к короткому плечу коромысла. Коромысло свободно вращается в обойме, к верхней части которой через вертлюг присоединен трос от лебедки, а к нижней — конец запирающего троса.

«При подъеме вают на крюк откидываются фиг. 26).

«В момент сживаются натя ного веса закр сбрасывателя и

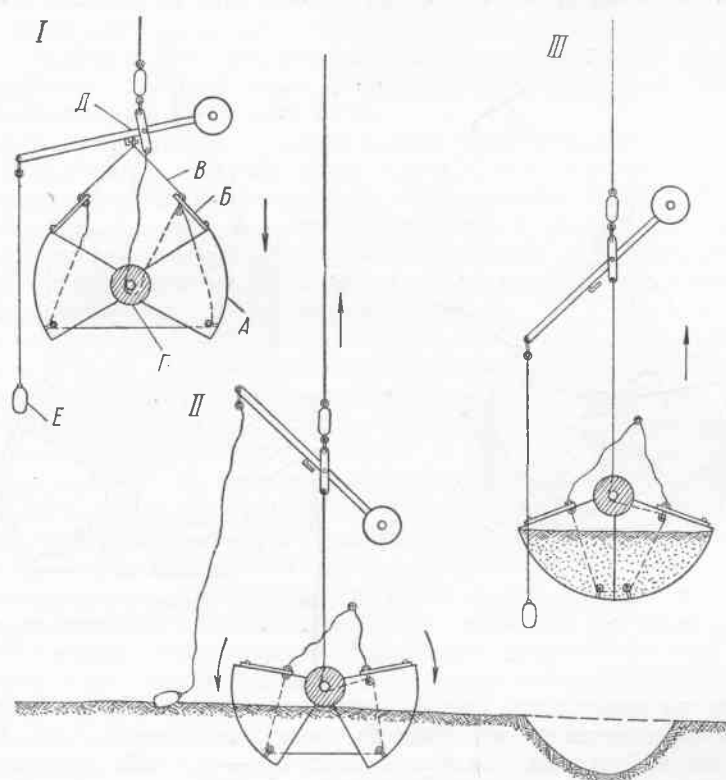


Фиг.

троса лебедки плотно закры центрального так, что он о о грунт. Бл главной оси в и ножи сове визны. Благо тренную пов к минимуму д фиг. 26). Смы стопорами.

«При подъеме прибора с палубы кольцо раскрывающего троса надевают на крюк сбрасывателя, трос выбирают втугую, при этом крышки откидываются вверх и дночерпатель раскрывается (положение I, фиг. 26).

«В момент соприкосновения прибора с дном, крышки уже не удерживаются натяжением раскрывающего троса и под действием собственного веса закрываются (положение II, фиг. 26). После срабатывания сбрасывателя и освобождения кольца раскрывающего троса натяжение



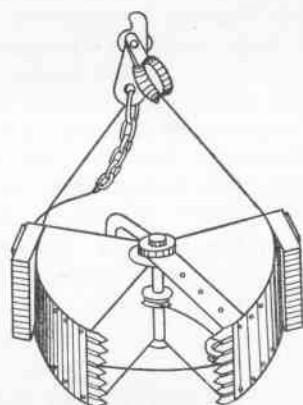
Фиг. 26. Дночерпатель «Океан-50». (По Лисицыну и Удинцеву, 1955).

Объяснение в тексте.

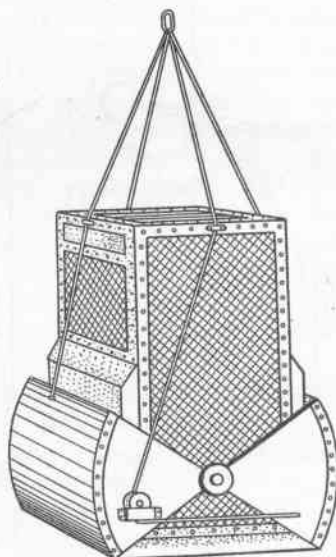
троса лебедки через обойму передается на закрывающий трос. Трос плотно закрывает крышки, а затем стягивает створки. При этом вес центрального груза, укрепленного на главной оси прибора, рассчитан так, что он оказывается больше, чем режущее усилие и трение створок о грунт. Благодаря этому обеспечивается фиксированное положение главной оси вращения створок, совпадающей с центром тяжести прибора, и ножи совершают движение по поверхностям равных радиусов кривизны. Благодаря выступам на поверхности ножей трение пробы о внутреннюю поверхность створки сведено к минимуму. В целом это сводит к минимуму деформацию монолита в момент его взятия (положение III, фиг. 26). Смыкание створок при закрывании регулируется специальными стопорами.

«Свободное раскрытие крышек дночерпателя, поднятого на палубу, позволяет изучать и фотографировать поверхность вырезанного участка грунта, производить отбор наиболее интересных и нежных образцов фауны, послойное изучение осадков и фауны и извлечение пробы с ненарушенной стратификацией. Полное извлечение пробы на промывательные сита достигается раскрытием дночерпателя над ситовым столом при подвеске дночерпателя на сбрасыватель».

Площадь захвата дночерпателя 0.25 м^2 . Вес цилиндрического груза 80 кг, два боковых груза весят 30—40 кг. При работе на мелководье



Фиг. 27. Ковшевый дночерпатель с зубчатыми ножами.



Фиг. 28. Зарослечерпатель А. Н. и Н. Н. Липиных.

боковые грузы снимаются. Общий вес дночерпателя — до 150 кг. Спуск прибора производится на лебедках на тросе диаметром 4.7 мм. Скорость спуска — до 170 м/мин. Скорость подъема — до 100 м/мин. Время, требующееся для взятия пробы с глубины 1000 м, равно 16—17 минутам.

Этот дночерпатель, сконструированный для работ в океане, может применяться также на больших озерах (Байкале, Севане, Ладожском и других), на реках и водохранилищах, где гидробиологические исследования ведутся со специально оборудованных судов.

Ковшевые дночерпатели дают хорошие результаты на песчаном и плотном илистом грунтах; на жидких илах применение их нельзя рекомендовать. При работе на песчаных грунтах с примесью гальки и камней можно пользоваться ковшевым дночерпателем с зубчатыми ножами (фиг. 27).

Орудием, которое одновременно берет водную растительность и находящийся под нею грунт, является зарослечерпатель, сконструированный А. Н. и Н. Н. Липиными (1939). Он состоит (фиг. 28) из корпуса со стенками из частой металлической сетки и закрывающих этот корпус снизу металлических ковшей, зазубренных на их свободных концах наподобие зубьев пилы. Для замыкания ковшей тросики пропускаются

не внутри к
полагаются
бора $0.1 \cdot \text{м}^2$

К

Для сбо
пользуются
который, од
сбора. Коли
другим при
использован
о котором с

Достаточ
сбора микро
кий цилиндр

Он предо
краем, площ
На свободн
ный газ, пр

При из
(псаммона)
полыми сте
высотой 30
должен быт
резиновые
взять непос
ный цилиндр
цилиндр, о
приблизите
цилиндра з
конец его з
втыкается

шест с ци
Здесь под
чего цилин

Обработ
псаммона
стратифика
количестве
в планктон
обрабатыва
чественног
ниже, в р

В случ
где пользо
относитель
лянный ц
Цеев, 1940
такого род
длиной 40

Главной
имеющий с

20 ж

не внутри ковшей (как это сделано у ковшевого дночерпателя), а располагаются снаружи по бокам зарослечерпателя. Площадь захвата прибора 0.1 м^2 , вес — около 15 кг.

Количественные сборы микроскопического бентоса

Для сбора микрофауны поверхностного слоя донных отложений пользуются илососом Перфильева (описание см. в главе 34 этой книги), который, однако, не может быть причислен к количественным орудиям сбора. Количественный учет микроскопической фауны осуществляется другим прибором Б. В. Перфильева — стратометром, особенно при использовании для этой цели разделителя системы А. А. Черновского, о котором сказано несколько выше.

Достаточно удобным и портативным прибором для количественного сбора микрофауны поверхностных слоев грунта можно считать маленький цилиндрический дночерпатель конструкции Н. В. Кордэ (1950).

Он представляет собою цилиндр высотой 7 см с заточенным нижним краем, площадью в 4 см^2 , с втулкой для шеста на 4 изогнутых дужках. На свободную верхнюю часть цилиндра надевается шелковый мельничный газ, прижимающийся кольцом с гайкой.

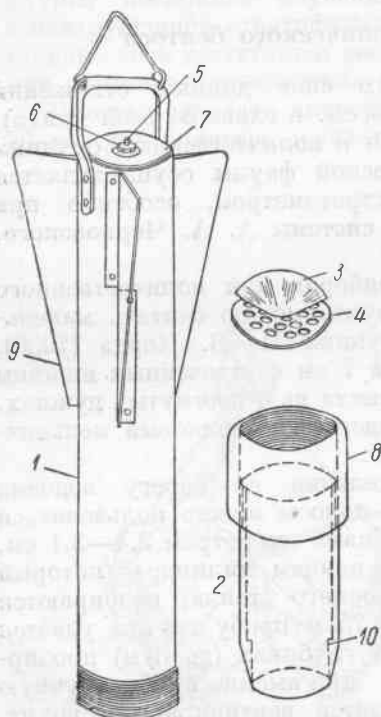
При изучении микроскопического населения на берегу водоема (псаммона) или на мелководье прибрежной полосы можно пользоваться полыми стеклянными цилиндрическими трубками диаметром 2.4—3.1 см, высотой 30—35 см (Цееб, 1937). К обоим концам цилиндра (который должен быть из достаточно толстого и прочного стекла) подбираются резиновые пробки. До глубины примерно 0.75 м пробу грунта удается взять непосредственно руками. На больших глубинах (до 3 м) пробирный цилиндр привязывается на конец шеста. При выемке пробы вручную цилиндр, открытый с обеих сторон, втыкается вертикально в грунт, приблизительно до половины его высоты; после этого верхний конец цилиндра затыкается пробкой, цилиндр осторожно извлекается и нижний конец его закрывается пробкой. Если брать монолит шестом, то цилиндр втыкается в дно до ощущения достаточного сопротивления, после чего шест с цилиндром осторожно и медленно поднимается к поверхности. Здесь под водой нижнее отверстие цилиндра затыкается пробкой, после чего цилиндр вынимается из воды и отделяется от шеста.

Обработка содержимого стеклянного цилиндра (при исследовании псаммона или иловых отложений) начинается с тщательного описания стратификации, цвета и других особенностей монолита. Дальнейшая количественная обработка фауны производится методами, применяемыми в планктонологии (см. главу 37 этой книги). Простейшие и коловратки обрабатываются на месте, в живом виде. Некоторые особенности количественного изучения микрофауны донных отложений будут освещены ниже, в разделе о разборке материала.

В случае, если приходится работать на более глубоких водоемах, где пользование штангой затруднительно или невозможно, а также на относительно твердых грунтах (на плотном илу или мелком песке), стеклянный цилиндр заключается внутрь трубчатого лота (Moore, 1939; Цееб, 1940) и опускается на тресе. Я. Я. Цееб предложил изготавливать такого рода прибор из отреза водопроводной трубы диаметром 3.6 см, длиной 40 см.

Главной частью прибора Я. Я. Цееба (фиг. 29) является тубус (1), имеющий снизу резьбу для навинчивания наконечника (2). Сверху тубус

закрит продырявленной металлической пластинкой с привинченной резиной (3). Продырявленная пластинка (4) имеет достаточную прочность, толщина ее 1—1.5 мм; она наглухо припаивается к краям верхнего конца



Фиг. 29. Прибор для выемки проб микробентоса. (По Цеебу, 1940).

Объяснение в тексте.

со дна следует избегать сотрясений. Когда прибор поднят к поверхности воды, необходимо под водой закрыть нижнее отверстие цилиндра корковой или каучуковой пробкой. После этого прибор вынимается на палубу судна и наконечник отвинчивается. Цилиндр затыкается сверху пробкой и вместе с нижней пробкой вынимается.

Заткнутые пробками стеклянные (или целлулоидные) цилиндры переносятся в лабораторию (для дальнейшего исследования) в плоских деревянных ящиках, снабженных специальными гнездами для удержания цилиндров в вертикальном положении.

Об обработке содержимого цилиндров сказано несколько выше.

Ловчие субстраты для изучения обрастания подводных предметов

Изучение состава фауны обрастаний подводных предметов (свай, подводных частей судов, затопленного леса и пр.) производится обычно с помощью скребков. Количественное же исследование возможно здесь или при извлечении из водоема какого-либо топляка, или при подъеме судна для осмотра подводных частей. Наиболее же разносторонние све-

тудуса. Посредине пластинки имеется шпенок (5) с резьбой, на который навинчивается гайка (6), прижимающая при помощи шайбы резинку (7). Последняя делается из велосипедной камеры и предназначена для замыкания прибора во время поднятия. При опускании прибора вода свободно приподнимает резинку.

Наконечник сверху имеет муфту (8), снабженную резьбой для навинчивания на тубус. Муфта является, вместе с тем, грузилом, способствующим вертикальному падению прибора; этому также должны служить крылья (9). С нижнего открытого конца наконечника впаивается кусок латунной или бронзовой трубки, образующий внутри наконечника бортик (10), служащий для вставляемого внутрь стеклянного или целлулоидного цилиндра.

При употреблении прибора, открытый с обеих концов стеклянный (или целлулоидный) цилиндр вставляется в наконечник до упора в бортик (10); после этого наконечник навинчивается на тубус.

В таком виде прибор на тросе спускается в водоем с достаточной для захватывания пробы грунта быстротой. При вытаскивании прибора

дения о пропе можно получить субстратов и

Поскольку цель биологическая, активно действующая с бактериями и животными, питаясь там, где это исследование о

Простейшей пластинки обрастания их см. в главе 1933) для изу

Большое количество различного размера гидробиологический водоем (Никитин)

При изучении водорослями и животными железными в водоем в незначительном числе и токсичных рекомендовать пенно одинаково и стеклянными в водоеме. На изучение проц токсических кр

Для исследов в водохранилищах

Спилить по затоплены (или него края расп 4—5 см или (произвести та на свое место с обратной сто на своем месте с болтами, шир и нижнему их

Через цент чивающийся н входящим в в пня. Груз дол придания пн следует пропу концами (D).

Ловчий су ного леса, оп мощью багра.

Через изве поднимается н

дения о процессах и интенсивности обрастания подводных предметов можно получить экспериментальным путем — погружением в воду ловчих субстратов и систематическим наблюдением за ними.

Поскольку процесс обрастания представляет собою весьма сложную цепь биологических явлений, начинающихся поселением на субстрате активно действующих на него бактерий и водорослей, вступающих с бактериями в известного рода взаимоотношения, а затем различных животных, питающихся бактериями и водорослями, весьма желательно там, где это можно, организовывать комплексные биоценологические исследования обрастаний.

Простейшей формой ловчего субстрата можно считать стеклянные пластинки обрастания, которые применяются микробиологами (описание их см. в главе 34 этой книги), и употреблялись С. Н. Дуплаковым (1925, 1933) для изучения обрастаний в озерах.

Большое применение имеют деревянные пластинки обрастания различного размера (от 25 до 0.1 м²), используемые работниками санитарной гидробиологии для учета влияния органических загрязнений на водоем (Никитинский, 1949).

При изучении роли окраски как защитного средства от обрастания водорослями и животными (например моллюском дрейссеной) применяются железные (и другие металлические) пластинки, подвешиваемые в водоем в неокрашенном и окрашенном различными красками (в том числе и токсическими) виде. Для подвешивания таких пластинок можно рекомендовать плотики, на которых пластинки будут висеть в совершенно одинаковых условиях. С этой же целью можно пользоваться и стеклянными пластинками, которые окрашиваются и подвешиваются в водоеме. На стеклах значительно легче производить микроскопическое изучение процесса обрастания и воздействия на организмы обрастания токсических красок.

Для исследования процесса обрастания пней затопленного леса в водохранилищах мы предлагаем следующую методику.

Спилить под корень пни деревьев тех лесных пород, которые будут затоплены (или уже затоплены). Верхнюю часть пня на 11 см от верхнего края распилить на участки по 10 см и толщиной (при наличии коры) 4—5 см или (если кора отпала) 2—3 см (фиг. 30). Распиловку следует произвести таким образом, чтобы дощечки (А) можно было поставить на свое место на пне, вокруг оставшейся нераспиленной середины. Доски с обратной стороны нумеруются выжженными цифрами и ставятся каждая на своем месте, скрепляясь по верхнему и нижнему краям обручами (Б) с болтами, шириной в 1 см. Для лучшего удержания дощечек, по верхнему и нижнему их краю срезается кайма в 1 см (для надевания обруча).

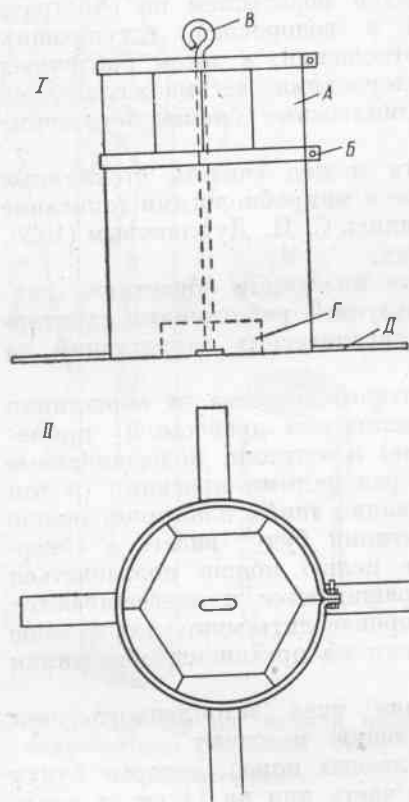
Через центр пня пропускается металлический стержень, сверху оканчивающийся кольцом (В), а снизу снабженный чугуном грузом (Г), входящим в вырезку нижнего края заподлицо с нижней поверхностью пня. Груз должен быть такого веса, чтобы пень не мог всплывать. Для придания пню вертикального положения по нижней его поверхности следует пропустить крест-накрест две железные полосы с загнутыми концами (Д).

Ловчий субстрат устанавливается в водохранилище в зоне затопленного леса, опускание его на дно и подъем из воды осуществляются с помощью багра. Местонахождение пня замечается буйком или шестом.

Через известные промежутки времени (10—15 дней) ловчий субстрат поднимается к поверхности и от него отделяется одна доска на предмет

исследования: площадь каждой дощечки (100 см²) достаточна для количественного учета фауны.

В целях недопущения смывания фауны с субстрата, пеня можно устанавливать в прибор такого же типа, как планктоночерпатель (см. главу 37



Фиг. 30. Ловчий субстрат из пня (схема).

I — вид сбоку; II — вид сверху. Остальное объяснено в тексте.

ней поверхности бревна желательно приделать полозья для того, чтобы бревно не было занесено песком. Во избежание сноса течением, прибор ставится на якорь.

Ловчие субстраты устанавливаются в различных условиях течения и глубины. Места нахождения отмечаются буйками или береговыми знаками. Выемка отдельных дощечек производится через 10—15 дней.

Учет сноса донной фауны в реках

Сбор донных животных, отрывааемых течением со дна и попадающих в водную толщу реки, может производиться различными сетками: планктонной цилиндрической сеткой с крупными ячейками шелкового газа, мальковыми сетками. Однако количественная сторона при такого рода сборах носит весьма условный характер: исследователь может замерить скорость течения около сетки; ставя сетку на определенное время, он

будет знать, сколько фауны останется на сетке. Для получения количественных данных необходимо, чтобы вода в приборе не застаивалась, а постоянно обновлялась. Для этого в прибор устанавливаются сетки, перегородки, металлические решетки, американские решетки с ячейкой в 1,5 см. Нижний край прибора устанавливается в таких местах, где течение будет достаточно сильным.

При пользовании указанным прибором спуск производится за кольцо на крышке прибора с помощью багра, а выемка — за кольцо на тросе, поднимающем штору из брезента. Трос можно закрепить на плавающем буйке.

Сходную модель ловчего субстрата мы применяем при изучении обрастаний затопленных бревен и карчей в реке. В качестве ловчего субстрата здесь берутся отрезки бревен до 50 см длиной с корой и без коры, свежие и уже лежавшие в воде. Сходно с моделью, изображенной на фиг. 30, производится распиловка досочек размером 11×10 см, которые укрепляются обручами с болтом в каждом.

Подвеска производится за середину бревна так, чтобы боковая поверхность его была параллельна дну (с помощью металлического стержня, пропущенного через бревно с кольцом сверху и грузом снизу). К нижней

будет знать, сколько фауны останется на сетке. Для получения количественных данных необходимо, чтобы вода в приборе не застаивалась, а постоянно обновлялась. Для этого в прибор устанавливаются сетки, перегородки, металлические решетки, американские решетки с ячейкой в 1,5 см. Нижний край прибора устанавливается в таких местах, где течение будет достаточно сильным.

При пользовании указанным прибором спуск производится за кольцо на крышке прибора с помощью багра, а выемка — за кольцо на тросе, поднимающем штору из брезента. Трос можно закрепить на плавающем буйке.

Сходную модель ловчего субстрата мы применяем при изучении обрастаний затопленных бревен и карчей в реке. В качестве ловчего субстрата здесь берутся отрезки бревен до 50 см длиной с корой и без коры, свежие и уже лежавшие в воде. Сходно с моделью, изображенной на фиг. 30, производится распиловка досочек размером 11×10 см, которые укрепляются обручами с болтом в каждом.

Подвеска производится за середину бревна так, чтобы боковая поверхность его была параллельна дну (с помощью металлического стержня, пропущенного через бревно с кольцом сверху и грузом снизу). К нижней

будет знать, сколько фауны останется на сетке. Для получения количественных данных необходимо, чтобы вода в приборе не застаивалась, а постоянно обновлялась. Для этого в прибор устанавливаются сетки, перегородки, металлические решетки, американские решетки с ячейкой в 1,5 см. Нижний край прибора устанавливается в таких местах, где течение будет достаточно сильным.

При пользовании указанным прибором спуск производится за кольцо на крышке прибора с помощью багра, а выемка — за кольцо на тросе, поднимающем штору из брезента. Трос можно закрепить на плавающем буйке.

Сходную модель ловчего субстрата мы применяем при изучении обрастаний затопленных бревен и карчей в реке. В качестве ловчего субстрата здесь берутся отрезки бревен до 50 см длиной с корой и без коры, свежие и уже лежавшие в воде. Сходно с моделью, изображенной на фиг. 30, производится распиловка досочек размером 11×10 см, которые укрепляются обручами с болтом в каждом.

Подвеска производится за середину бревна так, чтобы боковая поверхность его была параллельна дну (с помощью металлического стержня, пропущенного через бревно с кольцом сверху и грузом снизу). К нижней

будет знать, сколько фауны останется на сетке. Для получения количественных данных необходимо, чтобы вода в приборе не застаивалась, а постоянно обновлялась. Для этого в прибор устанавливаются сетки, перегородки, металлические решетки, американские решетки с ячейкой в 1,5 см. Нижний край прибора устанавливается в таких местах, где течение будет достаточно сильным.

При пользовании указанным прибором спуск производится за кольцо на крышке прибора с помощью багра, а выемка — за кольцо на тросе, поднимающем штору из брезента. Трос можно закрепить на плавающем буйке.

Сходную модель ловчего субстрата мы применяем при изучении обрастаний затопленных бревен и карчей в реке. В качестве ловчего субстрата здесь берутся отрезки бревен до 50 см длиной с корой и без коры, свежие и уже лежавшие в воде. Сходно с моделью, изображенной на фиг. 30, производится распиловка досочек размером 11×10 см, которые укрепляются обручами с болтом в каждом.

Подвеска производится за середину бревна так, чтобы боковая поверхность его была параллельна дну (с помощью металлического стержня, пропущенного через бревно с кольцом сверху и грузом снизу). К нижней

будет знать, сколько фауны останется на сетке. Для получения количественных данных необходимо, чтобы вода в приборе не застаивалась, а постоянно обновлялась. Для этого в прибор устанавливаются сетки, перегородки, металлические решетки, американские решетки с ячейкой в 1,5 см. Нижний край прибора устанавливается в таких местах, где течение будет достаточно сильным.

При пользовании указанным прибором спуск производится за кольцо на крышке прибора с помощью багра, а выемка — за кольцо на тросе, поднимающем штору из брезента. Трос можно закрепить на плавающем буйке.

Сходную модель ловчего субстрата мы применяем при изучении обрастаний затопленных бревен и карчей в реке. В качестве ловчего субстрата здесь берутся отрезки бревен до 50 см длиной с корой и без коры, свежие и уже лежавшие в воде. Сходно с моделью, изображенной на фиг. 30, производится распиловка досочек размером 11×10 см, которые укрепляются обручами с болтом в каждом.

Подвеска производится за середину бревна так, чтобы боковая поверхность его была параллельна дну (с помощью металлического стержня, пропущенного через бревно с кольцом сверху и грузом снизу). К нижней

будет знать, сколько фауны останется на сетке. Для получения количественных данных необходимо, чтобы вода в приборе не застаивалась, а постоянно обновлялась. Для этого в прибор устанавливаются сетки, перегородки, металлические решетки, американские решетки с ячейкой в 1,5 см. Нижний край прибора устанавливается в таких местах, где течение будет достаточно сильным.

При пользовании указанным прибором спуск производится за кольцо на крышке прибора с помощью багра, а выемка — за кольцо на тросе, поднимающем штору из брезента. Трос можно закрепить на плавающем буйке.

будет знать количество воды, протекшей рядом с сеткой; однако для него останется приблизительным количество воды, которое прошло сквозь сетку (ибо фильтрационная способность шелка меняется по мере засорения сетки взвешенными наносами). В небольших реках были произведены сборы несомых течением организмов с помощью металлических сеток, перегораживавших почти все живое сечение потока. Применялись металлические сетки и меньших размеров. Так, при одной из работ на американских реках применялась прямоугольная проволочная сетка с ячей в 1.5 мм размером 0.76×1.9 м, укрепленная на кольях, причем нижний край сетки лежал непосредственно на дне. Учет скорости течения в таких условиях возможен непосредственно позади металлической сетки.

Для получения ощутимых количеств донной фауны, сетки при меженином состоянии реки должны ставиться на срок до 1 часа; в половодье, когда вода несет большое количество взвесей, продолжительность стояния сетки должна исчисляться минутами.

Попыткой сконструировать сетку, удовлетворяющую требованиям количественного изучения, является прибор, описанный Ц. И. Иоффе (1949). Он состоит из металлического остова с дверцей и рулем и шелковой сетки с конусом.

Прибор опускается в воду на тросе с уздечкой, идущей ко всем четырем углам остова. При опускании прибора в реку с сильным течением корпус утяжеляется дополнительными пластинами. Открывание и закрывание дверцы на заданной глубине производится с помощью троса. После подъема прибора шелковая сетка отделяется и улов вымывается из нее через планктонный стаканчик на конце конуса.

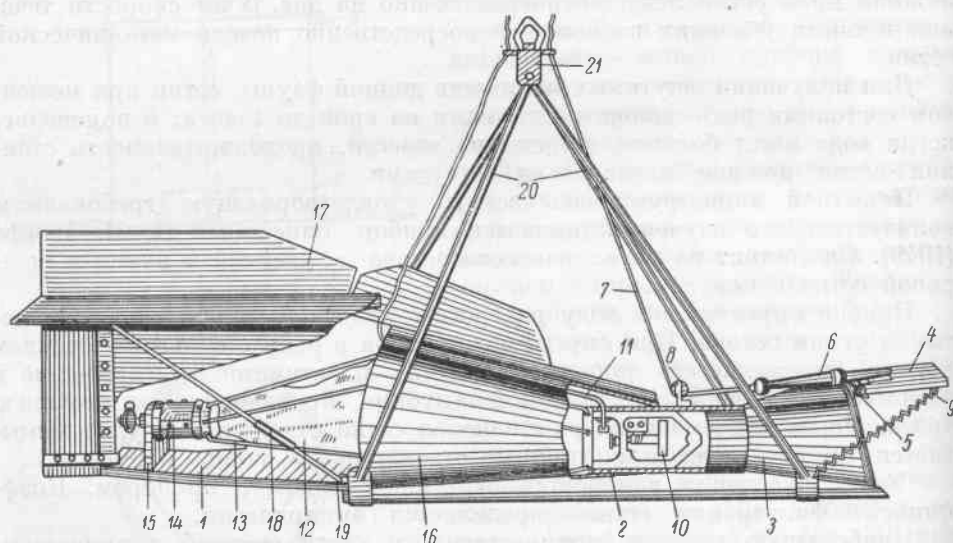
Скорость течения измеряется вертушкой рядом с прибором. Коэффициент фильтрации сетки определяется эмпирически.

Наибольшую точность количественного учета несомой в придонном слое реки донной фауны дает донная ловушка — прибор, сконструированный С. М. Ляховым и Л. Ф. Жидковым для изучения биологического стока Волги (фиг. 34).

Донная ловушка укреплена на поддоне (1) из листовой стали толщиной 13 мм. Передняя часть ловушки состоит из круглой водомерной трубы диаметром 75 мм (2) с раструбом впереди (3). Срезанный наклонно передний прямоугольный конец раструба закрывается клапаном-дверкой (4). Размеры входного отверстия 15×10 мм. Дверка вращается в шарнирах (5), укрепленных на верхней стенке входного отверстия. К дверке приварен рычаг (6), к которому привязывается тросик (7) для открывания дверки. Тросик проходит через блок (8), прикрепленный к трубе и далее через ушко на подвесном приспособлении прибора идущий на палубу судна. Для захлопывания дверки имеются две сильные спиральные пружины (9), прикрепленные к поддону. Внутри водомерной трубы установлена гидрометрическая вертушка (10), служащая для учета количества воды, проходящей через прибор. Электрический провод (11) соединяет вертушку с электросигнализационным устройством на борту судна. За водомерной трубой укреплен конусный отражатель (16), создающий разрежение — вакуум, способствующий работе вертушки даже при малых придонных скоростях течения. На конец трубы надевается двоякоконусная сетка из редкого шелкового газа (12), армированная металлическим каркасом (13). На конец сетки с помощью коленчатых пазов надевается стаканчик (14) с краном, обтянутый шелковым газом и служащий для собирания сносимого бентоса и взвешен-

ных грунтовых частиц. Каркас сетки крепится к поддону с помощью барашковых винтов, стаканчик опирается на подпору (15). Для правильной ориентировки прибора в потоке, на конусном отражателе и над сеткой прикреплен стабилизатор (17), двумя тягами (18) зацепленный за ушки на поддоне (19). Весь прибор подвешивается четырьмя металлическими прутками (20) к серьге (21), одеваемой на карабин рабочего троса.

При работе прибор с закрытой дверцей опускается до дна, затем тросиком дверца водомерной трубы открывается. Прохождение воды через



Фиг. 31. Донная ловушка системы С. М. Ляхова и Л. Ф. Жидкова.

Объяснение в тексте.

трубу вызывает вращение лопастей вертушки, сопровождаемое звонковыми сигналами на борту судна (которые засекаются по секундомеру и записываются в полевой журнал). В условиях Волги за 5 минут работы прибора через него проходит от 400 до 700 л воды. Закрыв дверцу ослаблением тросика, прибор вынимают на палубу и после споласкивания извлекают из стаканчика сконцентрировавшиеся в нем организмы и песок.

Количество сносимого бентоса рассчитывается на придонный слой воды толщиной, равной высоте входного отверстия прибора (в нашем случае 10 см), пользуясь для этого приемами и формулами гидрометрии (Ляхов и Жидков, 1953).

Количественный учет вылетающих из водоема насекомых

Учет вылетающих из воды насекомых может производиться с помощью обычного энтомологического сачка, путем кошения по прибрежной растительности или лова насекомых, роящихся над берегом, прибрежными кустарниками и пр.

Показательные результаты дает учет экзубиев вылетевших из воды насекомых, прибываемых волнами к берегу. Такого рода учет может выражаться в числе экзубиев на 1 погонный метр берега.

Наибольш
учет вылета
этого примен
и пловучие

Пловучие
ром 1×1 м),
К раме при
смазываемое



Фиг.

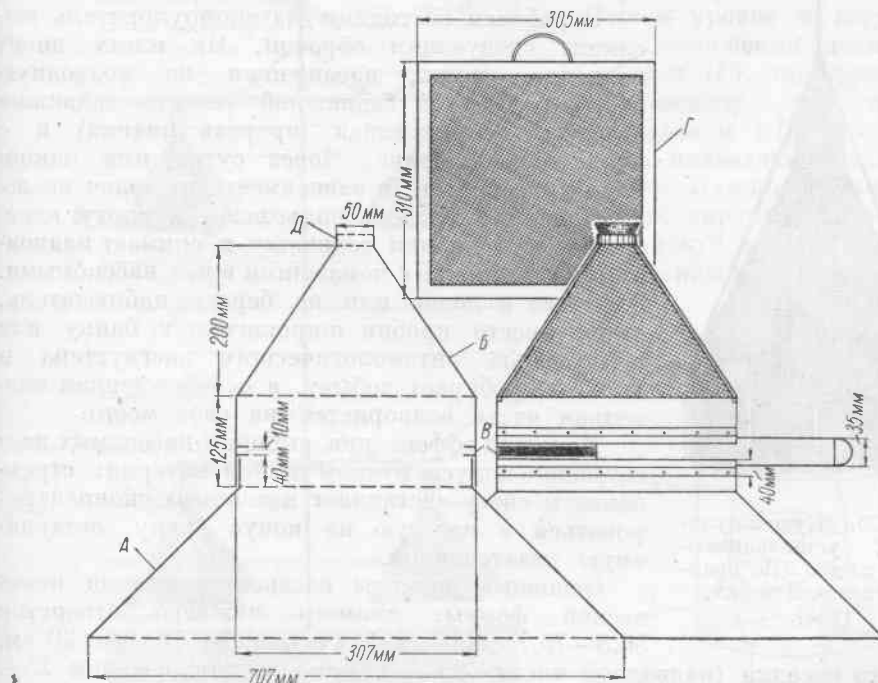
раз в сутки р
Положитель
Отрицательн
вылетели пр
неповрежден
при отмыве

Пловучие
прибора. Им
ленную площ
верхности во

Насекомо
биологически
сконструиро
и надводной
ный из опин
тым основан
лых лап она

Наибольший интерес для гидробиологов представляет количественный учет вылетающих насекомых непосредственно в момент вылета. Для этого применяются пловучие экраны, смазанные клеем для насекомых, и пловучие или погруженные насекомоуловители.

Пловучие экраны представляют собою квадратные рамы (размером 1×1 м), устанавливаемые вертикально на пловучей основе (плотике). К раме прикрепляется прозрачное органическое стекло (плексиглас), смазываемое с одного бока клеем для насекомых. Один или несколько



Фиг. 32. Пловучий насекомоуловитель А. А. Черновского.

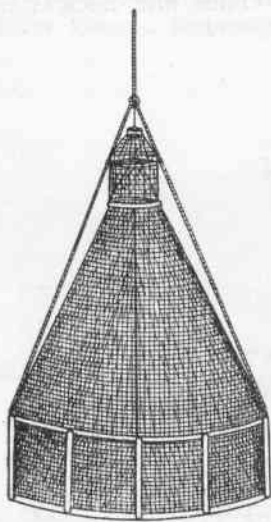
Объяснение в тексте.

раз в сутки рама осматривается, и налипшие на нее насекомые снимаются. Положительной стороной этих рам является их большая уловистость. Отрицательные же стороны: 1) неопределенность площади, с которой вылетели прилипшие насекомые, 2) трудность сохранить насекомое неповрежденным при сборе со стекла, 3) порча органического стекла при отмыве клея специфическими растворителями.

Пловучие насекомоуловители работают по принципу количественного прибора. Имея определенные размеры, они как бы накрывают определенную площадку над дном водоема, улавливают поднимающихся к поверхности воды куколок и дают возможность насекомому окрылиться.

Насекомоуловитель, употребляющийся при полевых работах Гидробиологическим отделом Зоологического института Академии Наук СССР, сконструированный А. А. Черновским, состоит из 2 частей: подводной и надводной (фиг. 32). Подводная часть (А) представляет собою сделанный из оцинкованного железа усеченный конус или пирамиду с открытым основанием, площадью 0.25, 0.5 или 1 м². С помощью полукруглых лап она подвешивается к бревенчатому плоту треугольной формы

таким образом, чтобы почти весь усеченный конус (или усеченная пирамида) был в воде. Верхний край конуса (пирамиды) открытый, он служит для насадки надводной части (В). Надводная часть имеет форму домика; стенки и крыша его делаются из мельничного шелка или металлической сетки; каркас домика — из оцинкованного железа. В одной из стенок основания надводной части делается прорезь (В), а по остальным — соответствующий прорези паз для задвижки (Г). На крышке домика делается труба (Д), затыкаемая пробкой большого диаметра.



Фиг. 33. Куколкоуловитель, устанавливающийся на дно. (По Грандильевской-Дексбах, 1935).

В рабочем состоянии насекомоуловитель выглядит следующим образом. На плоту висит надводная часть, насаженная на подводную часть, с вынутой задвижкой (вместо задвижки ставится закрывающая прорезь планка) и с пробкой на вершине. Через сутки или какой-либо другой срок (в зависимости от задач исследования) наблюдатель подъезжает к плоту, вдвигает вместо планки задвижку и снимает надводную часть вместе с попавшими в нее насекомыми. Здесь же в лодке или на берегу наблюдатель, ставя вместо пробки широкогорлую банку или с помощью энтомологического эксгаустера и пинцета, собирает добычу, а освобожденная надводная часть водворяется на свое место.

Хороший эффект при выборке насекомых дает затенение конуса куском темной материи: стремление к свету заставляет насекомых сконцентрироваться в надетую на конус банку, оставляемую незатененной.

Основные размеры насекомоуловителя конической формы: диаметр нижнего отверстия 56.5—70.7 см, высота усеченного конуса 20 см,

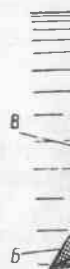
диаметр насадки (надводной части) 25—30.7 см, высота насадки 25—32.5 см, ловчая площадь 0.25—1.0 м².

Размеры насекомоуловителя пирамидальной формы: длина стороны нижнего квадратного отверстия 50 см, высота усеченной пирамиды 20 см, длина нижней стороны насадки 30 см, высота насадки 30 см, ловчая площадь 0.25 м².

Насекомоуловитель дает то количество насекомых, которое фактически вылетает из водоема. Однако в процессе всплывания со дна к поверхности куколка подвергается опасности быть съеденной рыбой или другими позвоночными и беспозвоночными животными. Поэтому значительный интерес представляют приборы, позволяющие учесть количество куколок, поднявшихся со дна, и количество их, достигших поверхности водоема. Такого рода приборы (фиг. 33; их правильнее назвать куколкоуловителями) ставятся прямо на дно (Грандильевская-Дексбах, 1935), или подвешиваются на различных горизонтах над дном и непосредственно под поверхностью воды.

Куколкоуловитель, употреблявшийся Е. В. Борудким (1939), представляет собою пирамиду из металлической нержавеющей сетки, с широким открытым низом площадью 0.1 м². К верхнему, узкому, концу пирамиды приделывается металлическая трубка, на которую надевается стеклянная банка емкостью до 200 мл. Куколкоуловители ставятся в воду

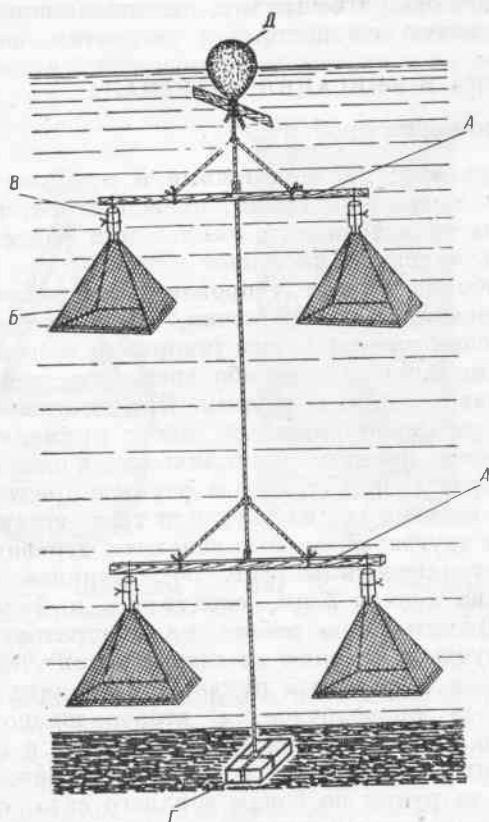
по 4—6 ш
положении
над дном
половине
При этом



Фиг.
ющ.

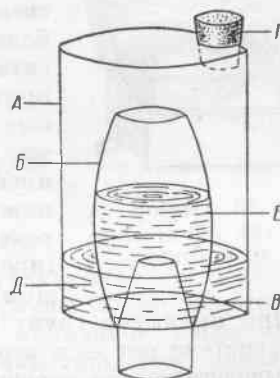
новку
раза в
Е. В.
комары,
В ст
9 см и д
дине тр
в ее рас
ловушк
стакана
отверст
горлыш
в водое

по 4—6 штук следующим образом. На тросе (фиг. 34) в горизонтальном положении прикрепляются 2- или 3-метровые планки (А) (одна над дном, другая под поверхностью, третья — необязательная — на половине глубины), к которым подвешивается куколкуловитель (Б). При этом в банки (В) наливается некоторое количество воды, и при опускании прибора направленная вверх часть банки сохраняет воздух. Уравновешение прибора в воде на одном уровне в вертикальном положении достигается грузом (Г), прикрепленным к нижнему концу троса, и поплавком (Д) или плотиком, плавающим на поверхности. Куколка, поднявшись через пирамиду в банку и достигнув воздуха в банке, дает жизнь комару. Уста-



Фиг. 34. Установка для учета вылетающих насекомых. (По Боруцкому, 1939).

Объяснение в тексте.



Фиг. 35. Самофиксирующаяся ловушка. (По Боруцкому, 1955).

Объяснение в тексте.

новку следует осматривать для изъятия добычи не реже одного раза в 2 дня.

Е. В. Боруцкий (1955) усовершенствовал сосуд, в который вылетают комары, превратив его в самофиксирующую ловушку (фиг. 35).

В стеклянном, с довольно толстыми стенками стакане (А), высотой 9 см и диаметром 6 см, в середине дна проходит расширяющаяся в середине трубка (Б), доходящая до $\frac{3}{4}$ высоты стакана. Диаметр трубки в ее расширенной части 4 см. Нижняя часть трубки служит горлышком ловушки и надевается на ловчую сетку. Внутри трубки, на высоте дна стакана, впаяна стеклянная коническая воронка, с диаметром верхнего отверстия (В) около 1.5 см. Стакан сверху закрыт (запаян), но имеет горлышко (Г), закрываемое пробкой. Перед установкой ловушки в водоем в стакан через верхнее горлышко наливается 70° спирт,

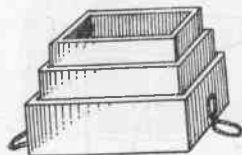
4%-й формалин, глицерин или какая-либо другая фиксирующая жидкость, приблизительно до $\frac{1}{3}$ или $\frac{1}{4}$ высоты стакана (Д), и горлышко плотно закрывается пробкой. Поднимающиеся в куколкуловитель куколки попадают в ловушку, проходят через воронку в расширенную часть трубки (Б), где на поверхности воды (Е) превращаются в крылатое насекомое. Вылетев через верхнее отверстие трубки, насекомые попадают в стакан и падают в фиксирующую жидкость.

ПРОМЫВКА, ВЫБОРКА И ФИКСАЦИЯ МАТЕРИАЛА

Промывка проб

Грунт, добытый драгами, тралами, дночерпателями и прочими орудиями, вместе с находящимися в нем животными, прежде всего, помещается в таз. Если сбор фауны производился с камней или растительности, то и в этом случае весь материал поступает в таз.

Дальнейшая промывка и выборка животных производится различно, в зависимости от цели исследования. В том случае, когда предметом изучения является какая-либо одна группа фауны (например моллюски, в частности промысловые или имеющие какое-либо специфическое значение), выбирают только представителей этой группы. При этом, в зави-



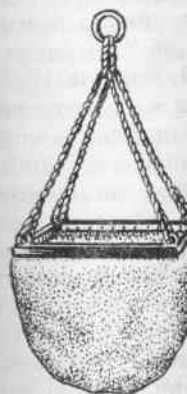
Фиг. 36. Набор из трех сит для промывки проб бентоса.

симости от размеров животных, могут применяться более или менее крупные металлические и шелковые сита. Для разделения грунта и фауны по размерам применяют систему сит из двух или трех, вставленных одно в другое; рамки сит делаются деревянными или металлическими (фиг. 36). Верхнее сито имеет обычно ячеи в 2 мм, следующее в 1 мм и нижнее в 0.5 мм. При работе на быстротекущей реке или ручье применяют систему двух сит, вмонтированных в матерчатый рукав: первое сито при этом делается проволочное, а второе шелковое.

При промывке грунт с водой из таза по частям наливается в сито (при системе сит — в верхнее сито, скрепленное с другими). Держа за связывающую сита веревку или за ручки по бокам верхнего сита, сита погружают в воду (если работа происходит с низкобортной лодки) и подвергают различного рода движениям и встряхиваниям, но так, чтобы вода из верхнего сита, содержащего грунт, не выплескивалась. В случае засорения нижнего сита, его отделяют от верхних для отдельной промывки (ставя на это время два верхних сита в таз, во избежание утери фауны). При работе на катере с высокими бортами для промывки грунта можно переходить на лодку. На специально оборудованных судах промывку производят струей из шланга, помещая сита на рамку стола. При этом следят, чтобы всасывающая труба была достаточно далеко от грунта водоема и не вносила бы новых животных.

Промывка грунта, содержащего большое количество малощетинковых червей (олигохет) и мелких личинок тендипедид, через металлические сита часто сопровождается запутыванием (или даже заплетением) животных в проволочных ячейках, что чрезвычайно затрудняет их выборку и приводит к утере и порче более или менее значительной части улова.

Промывка через шелковые сита (фиг. 37), устраняя этот недостаток, приносит другое осложнение: в ситах остается много неподдающегося промыванию детрита. Можно пользоваться шелком различных номеров — от № 23 до № 77.

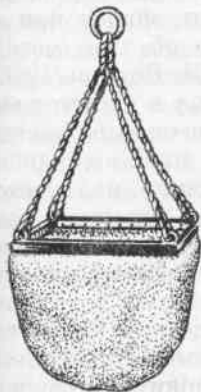


Фиг. 37. Шелковое четырехугольное сито для промывки проб бентоса. Размер 40—25 см.

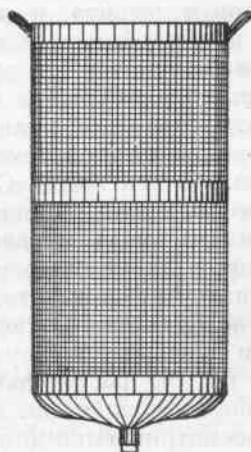
Песчаный грунт: это влечет за собой большое количество моллюсков. Песок для вылова моллюсков производится следующим образом: кладется в таз, или дощечкой или достаточно сильным веществом и сам моллюск. Воду из таза выливают в валку из мельницы, и вылавливание повторяют при повторных выловах в тазу. Моллюски, бокоплы, пинцетом. Накладывают сквозь пальцы.

После сита (или отмытых) и отмытого черного цвета остатке — в п...

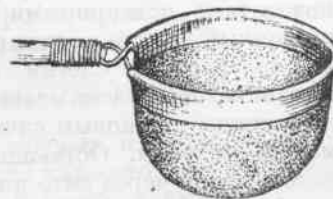
В целях устранения запутывания животных в ячейках сита А. Н. Липин (1925) предложил вертикальное металлическое сито (фиг. 38). Этот аппарат представляет собою цилиндр, стенка которого состоит из металлической сетки с ячейей в 0.5 мм; сетка припаяна к металлическому каркасу, состоящему из трех вертикальных стоек, верхние концы которых соединены кольцом, а нижние прикреплены к металлическому дну цилиндра, имеющему форму гладкой воронки. В центре воронки имеется отверстие с внутренним диаметром в 23 мм; от него вниз отходит короткая трубка, снабженная специальным зажимом. К верхнему кольцу аппарата прикреплены 2 ручки. Этот аппарат, хотя и не устраняет полностью дефектов горизонтальных сит, но значительно их уменьшает.



Фиг. 37. Шелковое четырехугольное сито для промывки ила. Размер 40—25 см.



Фиг. 38. Вертикальное сито А. Н. Липина для промывки ила.



Фиг. 39. Сачок-промывалка из шелка.

Песчаный грунт рек и побережья озер пропускать через сита не следует: это влечет за собой почти полную утерю фауны (кроме некоторого количества моллюсков, крупных ракообразных и личинок насекомых). Песок для выборки фауны подвергается отмучиванию. Вся операция производится следующим образом. Песок из дночерпателя или драги кладется в таз, и сверху наливается вода до $\frac{1}{3}$ — $\frac{1}{2}$ глубины таза. Рукой или дощечкой вода с песком приводится в состояние кругового движения, достаточно сильного, чтобы поднять в воду все легкие органические вещества и самих животных. Не давая муте и организмам осесть на дно, воду из таза по возможности быстро выливают в плоский сачок-промывалку из мельничного газа невысоких номеров (фиг. 39). Процесс отмучивания повторяется столько раз, сколько требуется, чтобы вода в тазу при повторных вливаниях не делалась мутной. После этого оставшийся в тазу минеральный грунт просматривается с поверхности, и все моллюски, бокоплавы и другие случайно оставшиеся животные выбираются пинцетом. Наконец, прежде чем выбросить песок за борт, его пропускают сквозь пальцы руки.

Выборка материала

После сит (горизонтальных, вертикальных, металлических или шелковых) и отмучивания материал переносится в кюветы из пластмассы черного цвета или в плоские эмалированные тарелки (а при малом сетном остатке — в половинки чашек Петри) и подвергается выборке с помощью

тонкого коленчатого шпателя, пинцета с тонким концом, пипетки и кисточки. Попавшие в тарелку отдельные камешки, кусочки растений и древесины просматриваются особенно тщательно.

Аналогичным образом подвергается разборке материал с ловчих субстратов. Вынимаемые из воды служащие субстратом стекла, дощечки, металлические пластинки кладутся в кюветы соответствующих размеров и подвергаются фотографированию; затем производится количественная разборка осевших на субстрат организмов.

В тех случаях, когда собранный приборами грунт содержит большое количество растительных остатков и детрита, и сита не отделили этого материала от фауны, разборка пробы обычными приемами может затянуться на долгие часы. Чтобы избежать потери времени, можно применить метод отбора фауны соляным раствором; к мысли об этом методе приходили многие исследователи, а описание его дано Ф. И. Вовком (1948).

При этом методе материал перед разборкой помещается в простоквашницу или глубокую тарелку и заливается водой. Отсюда он небольшими порциями переносится в широкогорлую банку емкостью до 0.5 л (удобно пользоваться консервными банками), куда предварительно наливается насыщенный раствор поваренной соли. Если материал держится комком, то раствор слегка помешивают; при этом организмы, кроме моллюсков, легко всплывают на поверхность. Отсюда их снимают маленьким плоским шелковым сачком и переносят в сосуд с пресной водой для отмывки от соли. Остающийся на дне растительный детрит сливается вместе с водой через сито для отборки моллюсков. Крупные растительные обрывки и отдельные камешки просматриваются для выборки прикрепленных и минирующих форм. После работы с солью все металлические приборы и инструменты, во избежание ржавчины, должны быть тщательно промыты и протерты.

Фиксация материала

Материал в процессе выборки переносится шпателем, пинцетом или пипеткой в банку, куда налито некоторое количество (до половины высоты банки) 75—85° спирта (в случае, если в собранном материале много моллюсков, надо применять 96° спирт в неразбавленном виде, так как разбавление его осуществляется отдачей воды животными). Животные, требующие для дальнейшей их обработки применения гистологической методики, фиксируются специальными фиксаторами.

Для фиксации олигохет и турбелларий рекомендуется жидкость Буэна следующего состава: пикриновая кислота насыщенная 150 мл, формалин 40%-й 50 мл, ледяная уксусная кислота 10 мл. Продолжительность фиксации 1—2 часа.

Некоторые животные для последующего изучения должны сохраняться в расправленном состоянии. В этих целях для моллюсков и пиявок применяют анестезирующие вещества — эфир, хлороформ, хлоралгидрат, ментол, — в которые животные помещаются на тот или иной срок перед фиксацией в спирту. Клещи, для сохранения у них конечностей в расправленном состоянии, перед фиксацией обвариваются кипятком. Турбелларий в живом состоянии помещают на предметное стекло и осторожно поглаживают кисточкой, смоченной жидкостью Буэна, до тех пор, пока они не побелеют и не окоченеют.

Многими гидробиологами для фиксации применяется формалин. Обычно в воду с собранными животными подливают продажный 40%-й

формалин из 2%. Однако Б. Вил, что фиксация организмов при такой температуре не происходит. Поэтому он рекомендует их в таком случае фиксировать примерно 4 м.

Однако при этом что он разрушает ракообразных до некоторой степени, а живущих в спирте предположительно животных, в учете эмпирически.

Собранный материал с этикетками, условия

РАЗБОРКА

Материал, собранный на месте, после доставки в лабораторию

Разборка чашек Петри, собранные материалы: 2) губки, 3) сатики, 7) крабьи ноги, ракушки, 12) водяные жуки, личинки, 18) личинки, 21) жуки и пиявки бабочек.

В количестве, считываемые, снабжаемые, которые были, наполнены 7-ми широкогорлыми.

Разборка в чашках с р.

Взвешивание, фильтрование, делается после химических или

формалин из расчета 1 часть формалина на 10—20 частей воды, т. е. 4—2%. Однако Е. В. Боруцкий (1934б) специальным исследованием установил, что фиксация 2—5%-м формалином несовершенна. Вес фиксированных организмов меняется до 20% в зависимости от количества фиксатора, температуры во время фиксации и вследствие повреждения животных. Поэтому он рекомендует фиксировать уловы в 10%-м формалине и хранить их в таком состоянии до достижения постоянного формалинового веса, примерно 4 месяца.

Однако при применении формалина надо иметь в виду то обстоятельство, что он разрушает известковые раковины моллюсков, панцыри и створки ракообразных до полной порчи материала. Эту вредную сторону формалина до некоторой степени можно обезопасить добавлением в формалин нейтрализующих веществ — соды или буры. При наличии у исследователя спирта предпочтение все же следует отдавать ему, так как потеря в весе животных, вследствие экстрагирования веществ спиртом, может быть учтена эмпирическим путем.

Собранный и зафиксированный материал хранится в банках, снабженных этикетками, в которых пишется номер пробы, водоем, дата нахождения, условия нахождения, орудие сбора, фамилия сборщика.

РАЗБОРКА, СЧЕТ, ВЗВЕШИВАНИЕ И АНАЛИЗ МАТЕРИАЛА

Материал, собранный при исследовании водоема и зафиксированный на месте после его промывки и выборки, через какое-то время поступает в лабораторию на предмет разборки и дальнейшего изучения.

Разборка материала

Разборка производится в плоских стеклянных чашках (половинках чашек Петри) под биноклем с небольшим увеличением. Фаунистические сборы разбираются по следующим группам: 1) кишечнополостные, 2) губки, 3) мшанки, 4) пиявки, 5) малощетинковые черви, 6) волосатики, 7) круглые черви, 8) турбеллярии, 9) высшие раки, 10) веслоногие, ракушковые и ветвистоусые раки, 11) настоящие листоногие раки, 12) водяные клещи, 13) пауки, 14) личинки тендипедид и гелеид, 15) личинки остальных двукрылых, 16) вилхвостки, 17) личинки стрекоз, 18) личинки поденок, 19) личинки веснянок, 20) личинки большекрылых, 21) жуки и их личинки, 22) клопы, 23) личинки ручейников, 24) гусеницы бабочек, 25) моллюски.

В количественных пробах представители каждой группы фауны просчитываются и взвешиваются, а затем помещаются в маленькие пробирки, снабжаемые этикетками, повторяющими в кратком виде те этикетки, которые были вложены в банки на месте сбора материала. Эти пробирки наполняются 70° спиртом, затыкаются комочками ваты и кладутся в большие широкогорлые банки, отдельно предназначенные для каждой группы.

Разборка и подсчет количественных проб производится для ускорения в чашках с разграфленным на квадраты дном.

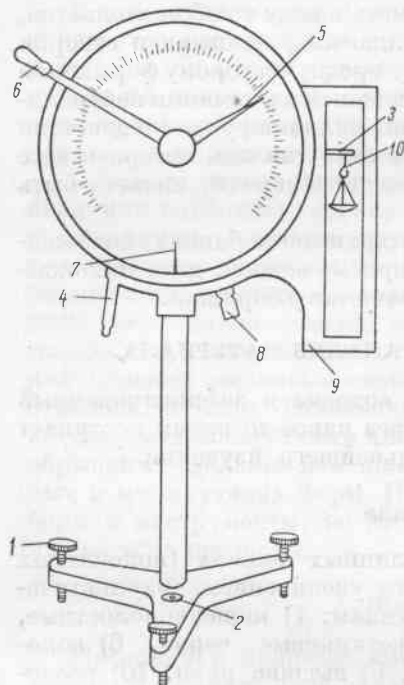
Взвешивание материала

Взвешивание следует делать после одноминутной обсушки материала фильтровальной бумагой. Подлежащий взвешиванию материал кладется после указанного обсушивания в бюкс и взвешивается на аналитических или химико-технических весах.

Наиболее быстрым является взвешивание животных (без бюкса) на торсионных весах. Эти весы (изготавливаемые Киевскими экспериментально-конструкторскими мастерскими при Институте биологии и патологии им. акад. А. А. Богомольца) дают возможность значительно сократить время взвешивания при сохранении достаточной точности.

Основным элементом торсионных весов является плоская спиральная пружина, испытывающая под тяжестью взвешиваемого предмета изгиб (деформацию). Поскольку величина изгиба пружины пропорциональна действующей нагрузке, шкала весов градуируется в весовых единицах.

При применении торсионных весов следует пользоваться следующей инструкцией, прилагаемой к весам (фиг. 40).



Фиг. 40. Торсионные весы.

Объяснение в тексте.

А. Подготовка весов к взвешиванию

1. Установить весы по уровню (2) посредством опорных винтов (1).
2. Открыть крышку (9) и снять чашечку с крюка (10).
3. Освободить коромысло (3) передвижением вправо закрепительного рычага (4).
4. Установить указатель веса (5) на нуль с помощью рычага натяжения (6).
5. Совместить указатель равновесия (7) с чертой равновесия посредством тарировочной головки (8), причем головку следует вращать в том направлении, в котором должен перемещаться указатель равновесия (механизм головки допускает вращение ее в обоих направлениях на неограниченное число оборотов).

Б. Взвешивание

1. Подвесить на крюк коромысла (10) взвешиваемый предмет или положить его на чашку и закрыть крышку (9).
 2. Освободить коромысло (3) передвижением закрепительного рычага (4) вправо.
 3. Поворачивать указатель веса (5) посредством рычага натяжения (6) до совмещения указателя равновесия (7) с чертой равновесия.
- В таком положении указатель веса (5) показывает на шкале вес груза.

Однако всякое взвешивание, связанное с обсушиванием объекта, чревато большей или меньшей ошибкой. Поэтому для наиболее массовых видов донной фауны водоемов желательно иметь веса, полученные на живом материале без применения обсушивания. Хорошие результаты дает метод Н. С. Гаевской (1938а) видоизмененный для донных животных В. Я. Леванидовым (1945).

Взвешиваемые животные, после кратковременного нахождения в дистиллированной воде, переносятся в пикнометр с дистиллированной водой и взвешиваются. Затем животные последовательно помещаются в 3—4 небольшие сосуда с насыщенным раствором тростникового сахара, вследствие чего вода, смачивающая их тело, заменяется концентрированным раствором сахара. Затем животных вновь переносят в пикнометр, доливают его таким же насыщенным раствором и взвешивают.

Вес животного

где P — искомый вес животного, p_2 — вес животного, V_x — объем животного, $d_{сах}$ — плотность сахара (обе последние

Н. А. Березин широко распространены в литературе, 26 мм и дала та

№№ п.п.	Длины
1	3
2	4
3	5
4	6
5	7
6	8
7	9
8	10
9	11
10	12
11	13
12	14
13	15
14	16
15	17
16	18
17	19
18	20
19	21
20	22
21	23
22	24
23	25

Крайне желательна для речной фауны,

Для целого ряда беспозвоночных определение скорости до постоянного взвешивания для следующего объекта, если подвергается анализу.

Надо иметь в виду (не подвергавшиеся нескольким раз

Вес животного определяется из формул:

$$P = p_1 - V_x \cdot d_{\text{вод.}}; V_x = \frac{P_2 - p_1}{d_{\text{сах.}} - d_{\text{вод.}}},$$

где P — искомый вес животного, p_1 — вес животных и воды в пикнометре, p_2 — вес животных и раствора сахарозы в пикнометре, V — объем пикнометра, V_x — объем жидкости в пикнометре, в который уже помещены животные, $d_{\text{сах.}}$ и $d_{\text{вод.}}$ — соответственно удельные веса сахарозы и воды (обе последние величины находят из таблиц удельных весов).

Н. А. Березина (1940) определила методом Гаевской веса наиболее широко распространенной личинки *Tendipes plumosus* размером от 3 до 26 мм и дала таблицу (табл. 1).

Таблица 1

Вес *Tendipes plumosus* различных размеров

№№ п./п.	Длина (в мм)	Средняя длина (в мм)	Средняя ширина (в мм)	Средний вес (в мг)	Количество определе- ний
1	3.0—4.0	3.9	0.5	0.7	1
2	4.1—5.0	—	—	—	—
3	5.1—6.0	5.8	0.6	0.9	5
4	6.1—7.0	6.5	0.6	1.2	6
5	7.1—8.0	7.8	0.8	1.8	5
6	8.1—9.0	8.5	0.8	2.2	2
7	9.1—10.0	9.5	0.8	2.2	1
8	10.1—11.0	10.5	0.8	3.6	3
9	11.1—12.0	11.7	0.8	5.4	8
10	12.1—13.0	12.5	0.9	6.5	7
11	13.1—14.0	13.4	0.9	7.1	17
12	14.1—15.0	14.4	1.1	10.6	13
13	15.1—16.0	15.5	1.1	12.1	16
14	16.1—17.0	16.4	1.2	15.4	10
15	17.1—18.0	17.5	1.4	22.5	8
16	18.1—19.0	18.5	1.5	25.9	16
17	19.1—20.0	19.6	1.6	28.7	15
18	20.1—21.0	20.5	1.6	29.7	14
19	21.1—22.0	21.5	1.7	38.7	13
20	22.1—23.0	22.5	1.7	39.1	16
21	23.1—24.0	23.6	1.7	42.3	14
22	24.1—25.0	24.6	1.9	51.9	3
23	25.1—26.0	25.6	1.9	52.6	4

Крайне желательно взвешивание этим методом таких массовых форм речной фауны, как *Procladius volki* и другие олигохеты.

Для целого ряда исследований по экологии и физиологии водных беспозвоночных требуются сведения по их сухому весу. Обычным методом определения сухого веса является сушка при 105° в сушильном шкафу до постоянного веса. Этот метод требует многократных последовательных взвешиваний для точной констатации момента полной отдачи влаги исследуемым объектом. Однако применение его совершенно обязательно, если подвергающееся сушке животное поступает далее для биохимического анализа.

Надо иметь в виду, что определение сухого веса организмов, живых (не подвергавшихся фиксации) и бывших в спирту или формалине, дает несколько различные результаты. Так, например, по Е. В. Боруцкому

(1935a) содержание воды в процентах к живому весу у личинок *Tendipes plumosus* колеблется от 85.33 до 93.93%, а в процентах к формалиновому весу — от 87.14 до 94.21%; для *Tanypus* соответствующие величины будут 87.19—88.89% и 87.62—90.20%, для *Polypedilum* 76.20—78.86% и 81.42—82.25%, для *Corethra* 89.29—93.10% и 89.00—92.97%, для *Limnodrilus* 78.65—86.83% и 77.54—86.86%, для *Tubifex* 87.54—90.79% и 85.93—89.20%, для *Pisidium* 57.00—59.67% и 58.04—59.93%.

Эти цифры говорят о необходимости при определении сухого веса придерживаться сравнения с каким-либо одним стандартом (предпочтительнее, конечно, сухой вес выражать в процентах к живому весу).

Учитывая трудоемкость обычного метода определения сухого веса, в тех случаях, когда высушиваемый организм не идет дальше на анализ, можно применять метод быстрого определения влажности, предложенный Н. С. Гаевской (1949). Сущность этого метода состоит в удалении влаги путем сушки навески организма, предварительно растертой с материалом-раздробителем, позволяющим получить однородную пористую массу, которая быстро и полно отдает влагу.

В качестве раздробителя берется асбестовый войлок. Продажный асбестовый войлок тщательно прокаливается и хранится в закрытой склянке. Раздробитель следует брать: при навесках организма, превышающих 1.5—2 г, — в два раза больше, т. е. 3—4 г; при навеске организма меньше 1.5 г, раздробитель берется в трехкратном размере по сравнению с навеской. Навеска и раздробитель кладутся в бюкс и растираются стеклянной трубкой-пестиком, запаянной с одного конца, длиной несколько более высоты бюкса (так, чтобы он мог ложиться в бюксе наискось, не мешая закрытию бюкса крышкой).

Продолжительность сушки зависит от предварительной подготовки навески (степени ее измельченности, ее величины). Высушивание при 105° для навески менее 1.5 г требует 55 минут, при 120° такая же навеска высушивается в 45 минут.

Анализ производится следующим образом.

1) В бюкс, из которого предварительно вынут пестик, насыпается асбестовый войлок в количестве, приблизительно в 2 раза превышающем вес объекта. Бюкс закрывается крышкой и взвешивается на аналитических весах вместе с пестиком, который кладется на чашку весов.

2) Во взвешенный с раздробителем бюкс помещается анализируемый объект, предварительно обсушенный фильтровальной бумагой, и все вместе снова взвешивается.

3) Затем производится раздробление объекта при помощи пестика: объект покрывается слоем асбеста и очень осторожным надавливанием пестика раздавливается под этим слоем (во избежание разбрызгивания жидкости на края бюкса). Тщательным растиранием объекта с раздробителем получают однородную губчатую массу, которую при помощи пестика распределяют ровным слоем, не нажимая на нее. Пестик оставляют в бюксе.

4) Бюкс с содержимым и снятая с него крышка помещаются на верхнюю полочку сушильного шкафа, предварительно нагретого до 105° (или 120°). Понижение температуры, происшедшее при открывании шкафа, компенсируется в течение 2—3 минут, и с этого момента отсчитывается время сушки (для навески менее 1.5 г. при 105° требуется 55 минут!).

5) После окончания сушки бюкс закрывается крышкой и переносится для охлаждения в эксикатор на 30 минут и затем взвешивается.

Результаты в

где A — вес бюкса
 B — вес бюкса с
 C — вес навески

Произведенно
sus этим методом
ту самую величину
ослика влажност
crystallinus 90.20
для *Viviparus* с

Количе

Проба ила и
(стратометром, с
микроскопическ
Слой воды над гр
1.0 см). Градуир
стия до 10 мм²
помещают его в
с порцией ила д
организмов. Взя
из которой берут
и производят по
бинокуляром. Д
организмов на в
дна.

Просчет более
усых рачков, кл
мых) ведется от
чивается самый
лизатор с распр
в 2.5—3.0 мм, ч
куляра). Вылит
тать организмы
бежание ошибок
добавляется фор

Часть собра
ваются в живом
удаляется филь
ного веса в суш
в эксикаторе вз
содержание вод

После этого
определения пр
Некоторыми
ных (Винберг, I

Результаты вычисляются по следующей формуле:

$$X = \frac{(A - B) \cdot 100}{C},$$

где A — вес бюкса с пестиком, навеской и раздробителем до высушивания, B — вес бюкса с пестиком, навеской и раздробителем после высушивания, C — вес навески до высушивания, X — влажность объекта в процентах.

Произведенное Н. С. Гаевской определение влажности *Tendipes plumosus* этим методом дало в среднем 86.17% влаги к живому весу, т. е. примерно ту самую величину, которую указывает и Е. В. Боруцкий. Для водяного ослика влажность оказалась равной 79.70%, для личинки *Chaoborus crystallinus* 90.20%, для *Sialis lutaria* 74.35%, для *Aeschna grandis* 82.74%, для *Viviparus coniectus* без раковины 84.49%.

Количественная обработка микроскопической фауны

Проба ила и другого грунта, взятая одним из описанных приборов (стратометром, стеклянным цилиндром и пр.) для изучения количества микроскопической фауны подвергается следующей обработке (Цееб, 1937). Слой воды над грунтом отсасывается сифоном (оставляется примерно 0.8—1.0 см). Градуированной стеклянной трубкой, с площадью нижнего отверстия до 10 мм², берут верхний слой ила (или ил с разных горизонтов) и помещают его в мерные пробирки (с делением 0.1 мл). В каждую пробирку с порцией ила для разбавления вливается 4—5 мл воды, не содержащей организмов. Взбалтыванием пробирки получают равномерную суспензию, из которой берут 1 мл в счетную камеру Богорова (см. главу 37 этой книги), и производят подсчет микроскопических организмов под микроскопом или бинокуляром. Дальше простым пересчетом определяют количество микроорганизмов на весь взятый слой ила и, при надобности, на 1 м² площади дна.

Просчет более крупных организмов (остракод, веслоногих и ветвистоусых рачков, клещей и полумикроскопических червей и личинок насекомых) ведется отдельно. Для этого легким вращательным движением взмучивается самый верхний слой пелогена и сливается в счетный кристаллизатор с расграфленным дном (параллельные линии с промежутками в 2.5—3.0 мм, чтобы ширина полоски охватывалась полем зрения бинокуляра). Вылитая взвесь ила, растекаясь тонким слоем, позволяет просчитать организмы и установить морфологические элементы грунта. Во избежание ошибок подсчета, вследствие перемещения животных, в воду добавляется формалин, парализующий движение.

Химический анализ донных животных

Часть собранного материала или специально взятые пробы взвешиваются в живом виде, для чего предварительно наружная вода с животных удаляется фильтровальной бумагой. Затем проба высушивается до постоянного веса в сушильном шкафу при температуре 105° и после охлаждения в эксикаторе взвешивается. По разнице живого и сухого весов вычисляется содержание воды в процентах к живому весу.

После этого определенная навеска высушенной пробы сжигается для определения процента органического вещества в животных.

Некоторыми авторами предлагается определять калорийность животных (Винберг, Ивлев, Платова, Россолимо, 1934). В этих целях собранные

животные высушиваются при 50—65°, причем можно использовать не только живых животных, но и предварительно зафиксированных 5—6%-м формалином. Затем берется навеска в 10—20 г и подвергается мокрому сжиганию (по принципу бихроматного определения органического вещества).

Основной раствор (хромовая смесь), служащий для сжигания, готовится растворением 8 г CrO_3 в 500 мл серной кислоты. После нагревания в течение 30 минут при 165° раствор сливается с осадка. Сжигание производится в конической колбе емкостью в 50 мл. Туда помещается анализируемая проба и пипеткой Мора вливается 10 мл хромовой смеси; затем на водяной бане при 100° все это подогревается в течение 2 часов. После нагревания объем смеси измеряется, и она сливается в колбу большей вместимости для титрования.

Титрование производится раствором соли Мора, и титр раствора определяется по $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$. Параллельно производится холостое определение, и результат титрования вычитается из результата холостого определения. Затем вычисляется количество кислорода, пошедшего на окисление органического вещества в сухой навеске. Как показали экспериментальные данные, за 2 часа мокрого сжигания при 100° окисляется до 80% всего органического вещества.

Количество кислорода, пошедшего на окисление органического вещества (с добавлением того количества, которое должно пойти на оставшиеся неокисленными 20%), можно перевести в величину калорийности изучаемого животного, применяя для этого оксикалорийный коэффициент. Средней величиной оксикалорийного коэффициента для водных организмов В. Ивлев (Винберг и др., 1934) считает 3.375.

Приводим некоторые данные по калорийности представителей донной фауны пресных вод:

<i>Tendipes plumosus</i>	4.780	кал. на 1, г сухого вещества
<i>Tanytarsus gregarius</i>	5.520	» » » » » »
<i>Rivulogammarus pulex</i>	4.113	» » » » » »
<i>Asellus aquaticus</i>	3.754	» » » » » »
<i>Sphaerium</i> sp.	1.329	» » » » » »
<i>Bithynia tentaculata</i>	1.388	» » » » » »

При наличии химической лаборатории животные подвергаются химическому анализу на содержание общего азота и белков, жиров (липидов), углеводов и минеральных веществ. Желательно так же определение аминокислот и витаминов.

Общий азот обычно определяется по методу Кисельдаля или по методу химическим микрометодом (Иванов, 1946, стр. 326—328). Содержание жира изучается эстрагированием его эфиром в малом аппарате Сокслета. Описание биохимических методов можно найти в руководствах Иванова (1946), Мешковой и Северина (1950), Ермакова, Арасимовича, Смирновой-Иконниковой и Мурри (1952) и др.

В настоящее время накопилось довольно большое количество сведений по химическому составу разных видов донной фауны, некоторые из них приводятся в табл. 2.

Надо иметь в виду, что один и тот же вид животного в различном возрасте и при различном физиологическом состоянии может иметь разный химический состав и разную калорийность своего тела. На результатах анализа сказывается и наличие пищи в кишечнике исследуемого животного.

Название животного

Oligochaeta

Tubificidae

Limnodrilus

Tubifex

Lumbriculus

Enchytraeidae

Hirudinea

Insecta

Corethra

Tendipes sp.

T. plumosus

T. thummi

T. tentans

Ephemeridae

Cloëon

Sialis

Limnophilus

Sigara

Gyrinidae

Crustacea

Rivulogammarus

pulex

Dikerogammarus

haemobaphes

Asellus aquaticus

Mollusca

Planorbidae

(G. sp?)

Limnaea stagnalis

Radix auricularia

R. ovata

Sphaerium sp.

Pisidium sp.

Точное видовое гидробиологическое состав фауны в пресных вод СССР», наиболее богатой фауны. Для озер

Таблица 2

Химический состав некоторых пресноводных беспозвоночных

Название животного	Вода (в %)	Сухое вещество (в %)	Сухой остаток (в %)				Калорий на 1 г сухого вещества	Автор
			зола	общий азот	белок	жиры (эфирный экстракт)		
Oligochaeta								
Tubificidae	79.90	20.1	—	8.68	—	—	4.191	Яблонская (1935).
Limnodrilus	}	—	—	7.76	48.5	—	—	Birge a. Juday (1922).
Tubifex								
Lumbriculus	84.04	15.96	—	8.802	—	—	3.847	Яблонская (1935).
Enchytraeidae . . .	82.31	17.69	5.54	11.19	70.15	14.53	—	Маликова (1952).
Hirudinea	—	—	5.88	11.13	69.56	10.67	—	Birge a. Juday (1922).
Insecta								
Corethra	89.06	10.94	—	10.719	—	—	4.155	Яблонская (1935).
Tendipes sp.	87.06	12.94	4.94	9.97	62.52	2.86	—	Маликова (1952).
T. plumosus	85.08	14.92	—	9.494	—	—	4.021	Яблонская (1935).
T. thummi	83.88	15.12	—	9.202	—	—	4.299	Яблонская (1935).
T. tentans	—	—	5.14	7.36	46.00	8.00	—	Birge a. Juday (1922).
Ephemeridae	—	—	10.98	8.82	55.12	15.43	—	Birge a. Juday (1922).
Cloëon	80.50	19.50	—	9.189	—	—	4.505	Яблонская (1935).
Sialis	—	—	4.86	8.07	50.44	18.50	—	Birge a. Juday (1922).
Limnophilus	83.52	16.48	—	7.002	—	—	4.371	Яблонская (1935).
Sigara	67.85	31.15	3.67	10.85	67.83	19.57	—	Маликова (1952).
Gyrinidae	—	—	1.70	5.74	35.88	37.65	—	Birge a. Juday (1922).
Crustacea								
Rivulogammarus pulex	79.29	20.71	28.05	7.71	48.72	7.68	—	Маликова (1952).
Dikerogammarus haemobaphes	77.9	22.1	10.4	—	—	7.2	—	Дремкова (1954).
Asellus aquaticus	79.10	20.90	—	7.255	—	—	2.678	Яблонская (1935).
Mollusca								
Planorbidae (G. sp?)	59.58	40.42	—	1.93	—	—	0.690	Яблонская (1935).
Limnaea stagnalis	74.66	25.34	46.61	6.94	43.40	5.21	—	Маликова (1952).
Radix auricularia R. ovata	}	24.88	41.44	6.47	40.43	10.09	—	Маликова (1952).
Sphaerium sp.	75.8	24.2	—	2.02	—	—	1.293	Geng (1925).
Pisidium sp.	55.86	44.14	—	1.331	—	—	0.492	Яблонская (1935).

Видовое определение фауны

Точное видовое определение главных групп водной фауны является при гидробиологических работах обязательным. Помимо знания общего состава фауны в пределах, изложенных в двух первых томах «Жизни пресных вод СССР», гидробиолог должен в совершенстве знать одну (или две) из наиболее богато представленных в наших внутренних водоемах групп фауны. Для озер такими господствующими группами являются моллюски.

малощетинковые черви (олигохеты) и личинки тендипедид, а для рек — личинки ручейников, личинки поденок, личинки двукрылых (в том числе и тендипедид), моллюски, олигохеты и ракообразные.

Без определения видового состава сборы донной фауны, хотя и подсчитанные и взвешенные, будут все же, так сказать, научным полуфабрикатом.

Сведения по экологии, совершенно необходимые для биолого-продукционных исследований, могут быть получены только при условии отчетливого знания видовой принадлежности исследуемого животного.

Видовое определение фауны СССР можно производить по следующим руководствам: малощетинковые черви — по определительным таблицам, составленным И. И. Малевичем в книге А. Н. Липина (1950); личинки тендипедид — по книге А. А. Черновского (1949); моллюски — по книге В. И. Жади́на (1952); личинки стрекоз — по книге А. Н. Поповой (1953).

Другие группы фауны можно определять до родов и частично до видов по первым двум томам «Жизни пресных вод СССР». Целый ряд определителей готовится к печати или уже находится в печати в серии «Определителей, издаваемых Зоологическим институтом Академии Наук СССР».

При наличии в том центре, где ведутся гидробиологические исследования, нескольких гидробиологов, желательно, чтобы они разделили между собою видовую обработку отдельных групп фауны.

Проверить определения можно путем консультации со специалистами Зоологического института Академии Наук СССР (Ленинград) или других зоологических учреждений и кафедр высших учебных заведений.

ИЗУЧЕНИЕ ДОННОЙ ФАУНЫ ВОДОЕМОВ РАЗЛИЧНОГО ТИПА

Изучение донной фауны рек

При изучении донной фауны рек необходимо стремиться учесть связи распределения донных животных и биологии отдельных видов со специфической, изменчивой во времени и пространстве речной средой. Каждая река, как это мы показали в третьем томе «Жизни пресных вод СССР», может быть разделена на ряд участков в направлении от верховьев к устью, а каждый участок, в свою очередь, делится на участки более быстрого течения (пороги, перекаты и т. п.) и замедленного течения (плёсы). Дальнейшее деление рек на ограниченных районах делается по признакам глубины, характера грунта и течения. Каждая река в течение года испытывает крупные изменения своего режима, связанные с поступлением вод с водосборной площади и со сменой времен года.

Эти краткие замечания имеют своим назначением показать пути исследования жизни в реках:

- 1) изучение реки должно вестись на всем ее протяжении,
- 2) на каждом естественном участке реки должны производиться исследования на типовых створах,
- 3) в ограниченном числе районов необходимо изучать динамику биологических явлений (процессов) круглогодично (посезонно).

В процессе исторического развития река меняет свое русло, образуя старицы разного рода, в устье реки откладывается дельта различного строения. Вследствие этого к только что указанным трем пунктам исследования речной жизни следует добавить еще два:

- 4) изучение жизни в типовых водоемах речных пойм на каждом участке реки и

5) гидробио

Ввиду того зуются народи ваются водох ние должно об режима рек, к ции. Это даст нозов будущи использовани

Для прави обходимо зна и колебание у ности речных влекомые на режим, 7) хи

Ряд данны дрометрическ ном режиме р вод. Однако первых, данн и кроме того, точные сведе обитания (в Поэтому гид димые замер

а) Глубин водных река, глубоких —

В послед результаты Этим прибор 0.1 м. Эхолот меры произв ным мотором

Эхолот Г отпавителе очередь, сос импульсов, Приемно-от и вибратора

Сведени как говори особенно в ние донной ваниях сам донно-берег этих целей нимальныхх Близняка

5) гидробиологическое исследование дельт и эстуариев.

Ввиду того, что реки в СССР в настоящее время всесторонне используются народным хозяйством, на реках сооружаются плотины и разливаются водохранилища, гидробиологическое исследование особое внимание должно обращать на те элементы гидрологического и биологического режима рек, которые будут изменены после гидротехнической реконструкции. Это даст материал для своевременного и точного составления прогнозов будущего состояния реки и тем самым поможет найти лучшие формы использования биологических ресурсов (Жадин, 1954).

Гидрологические наблюдения

Для правильного понимания среды обитания донной фауны реки необходимо знание следующих гидрологических элементов: 1) глубина воды и колебание уровня в реке, 2) скорости течения и их изменения, 3) особенности речных грунтов и их изменения в течение года, 4) взвешенные и влекомые наносы и их динамика, 5) прозрачность воды, 6) термический режим, 7) химические особенности речной воды.

Ряд данных из числа перечисленных гидробиолог сможет получить в гидрометрических станциях Гидрометслужбы. Таковы: сведения об уровне, режиме реки, скоростях течения, термике и, иногда, о химизме речных вод. Однако гидробиологу, изучающему донную фауну, требуются, во-первых, данные, выходящие за пределы этого перечня (см. абзац выше), и кроме того, для учета среды обитания животных совершенно необходимы точные сведения о течении и прочих условиях непосредственно в местах обитания (в данной точке речного потока!), а не где-то вообще в реке. Поэтому гидробиолог должен уметь самостоятельно производить необходимые замеры и анализы гидрологических элементов.

а) *Глубина и колебание уровня воды.* Измерение глубины воды в мелководных реках можно производить размеченным шестом-наметкой, а в более глубоких — ручным лотом (размеренным тросом с грузом на конце).

В последнее время для этих целей применяются эхолоты. Хорошие результаты дает эхолот РЭЛ-1, сконструированный Гипроречтрансом. Этим прибором можно измерять глубины от 0.3 до 20 м, с точностью до 0.1 м. Эхолот может быть установлен на лодке или катере, причем промеры производятся при движении лодки веслами, подвесным и стационарным мотором. Рабочие скорости промера колеблются от 6 до 20 км в час.

Эхолот РЭЛ-1 состоит из трех частей: 1) основного прибора, 2) приемно-отправительного устройства и 3) аккумулятора. Основной прибор, в свою очередь, состоит из записывающего устройства, блока питания и посылки импульсов, усилителя и прибора контроля оборотов электродвигателя. Приемно-отправительное устройство состоит из вибратора-отправителя и вибратора-приемника. Аккумулятор служит для электропитания эхолота.

Сведения по колебанию уровня за день, месяц, год можно получить, как говорилось, в Гидрометслужбе. Более медленные колебания уровня воды, особенно в горных реках, в сильнейшей степени влияющие на распределение донной фауны, должны изучаться при гидробиологических исследованиях самостоятельно. Гидробиологу очень важно знать, какая часть донно-береговой области ежедневно заливается водой и осушается. Для этих целей следует вести ежедневную регистрацию максимальных и минимальных уровней с помощью специальных приборов — реек системы Близняка или Владычанского.¹

¹ Описание этих приборов делается по Н. А. Гириловичу (1932).

Рейка, сконструированная Е. В. Близняком, имеет вид продолговатого ящика квадратного сечения, с отверстиями. Внутренняя поверхность стенок ящика покрывается сначала черной масляной краской, и по ней разведенным в воде мелом. Прибор укрепляется на специально вбитой свае рядом с обычной водомерной рейкой. Поднимающаяся вода размывает мел на стенке прибора, и по разнице цвета легко установить высоту, на которую поднималась вода.

Рейка системы В. И. Владычанского отмечает наивысший и наинизший горизонты за период наблюдения при помощи двух зубчатых реечек, соединенных с поплавками. Зубцы реечек устроены так, что один поплавок может только подниматься, а другой только опускаться. С этой целью верхние концы реечек пропускаются через коробки с задерживающим механизмом; поплавки же передвигаются вверх и вниз по направляющим боковым тяжам. На реечках нанесены деления, отсчет которых делается по верхнему ребру коробок. Между подвижными реечками укреплена основная неподвижная рейка. После отсчетов с помощью особого ключа поплавки приводятся на поверхность воды, и рейка оставляется до следующего наблюдения. Весь прибор устанавливается на свае, забитой в дно небольшого котлована, вырытого в берегу и сообщающегося с рекой канавой.

Имеются и другие, более сложные приборы для регистрации колебания уровня; описание их можно найти в руководствах по гидрометрии.

б) *Скорость течения.* При изучении донной фауны рек необходимо иметь представление о тех скоростях течения, которые наблюдаются непосредственно в местах обитания животных — на поверхности дна, на отдельных частях камня (на фронтальном его участке, на боковых поверхностях, на тыловой части). Гидробиологу необходимо также знать скорости обратных течений, возникающих позади камня, и т. д.

Самым простым способом измерения скорости течения является поплавковый. Поплавок может быть изготовлен из любого плавающего материала; из кусков ветвей, распилов дерева, бутылки, пустотелой металлической тары и пр.

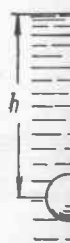
Поверхностная скорость течения измеряется таким образом. На выбранном участке реки разбивается два створа, перпендикулярных к общему направлению течения реки. Поплавок бросается выше верхнего створа, и прохождение его через верхний створ отмечается на секундной стрелке часов или пуском стрелки секундомера. Если работа ведется одним человеком, он идет по берегу вслед за поплавком и отмечает на часах или на секундомере момент его прохождения через нижний створ, который обычно располагается на расстоянии, достаточном для получения средней поверхностной скорости течения (на маленьких извилистых речках расстояние между створами может быть 10—20 м, на больших реках — до 50 м и более). Величина скорости течения получается простым арифметическим делением расстояния между створами в метрах на число секунд, в которое поплавок прошел это расстояние, и выражается в метрах в 1 секунду (например 0.25 м/сек., 1 м/сек. и т. д.). Если в работе принимает участие два и более человека, то время прохождения поплавка на верхнем створе засекается тем лицом, которое стоит около этого створа, а момент прохождения поплавка через второй нижний створ отмечается им же по сигналу лица, стоящего у нижнего створа.

На реках, даже самых маленьких, необходимо пускать поплавки минимально в трех зонах реки — у обоих берегов и на середине.

Для характеристики величины течения в придонных областях реки можно пользоваться глубинными поплавками. Они состоят из двух ча-

стей: верхняя — указателем, а нижняя — с поплавком. Засекание производится по поплавку.

Удобны для измерения скорости течения в малых реках и ручьях логический способ.



Фиг. 1
Поплавок
Гидрометрии

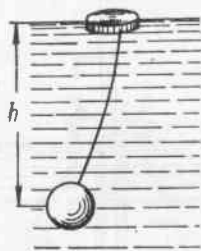
к нему метр с съемной трубкой. Метр устанавливается на основании и крепится к нему. Трубка батометра имеет дырочки на концах.

Перед началом работы жима рукой на трубку, когда носик трубки (или оси на 180°) засекается трубкой на поверхности воды. При этом прибор погружается в воду и наполняется водой.

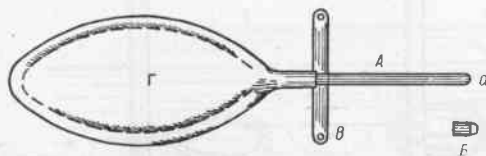
Вода из трубки вытекает, и деления на трубке показывают скорость течения. Вода из трубки вытекает, и деления на трубке показывают скорость течения.

стей: верхнего (поддерживающего) поплавка (фиг. 41), служащего видимым указателем погруженного (тонущего) поплавка, прикрепленного к верхнему с помощью нити. Если верхний поплавок сделать минимальной величины (по отношению к погруженному), то можно считать, что верхний поплавок движется со скоростью на той глубине, где находится погруженный. Засечка времени и вычисление скорости течения производится тем же способом, что и при замере поверхностной скорости течения.

Удобным для промеров течения прибором в разнообразных условиях малых рек является батометр-тахиметр системы Государственного Гидрологического института (фиг. 42). Он представляет собою плоско складывающийся резиновый баллон (футбольную камеру) с присоединенной



Фиг. 41. Глубинный поплавок. (По Гирилловичу, 1932).



Фиг. 42. Батометр-тахиметр.

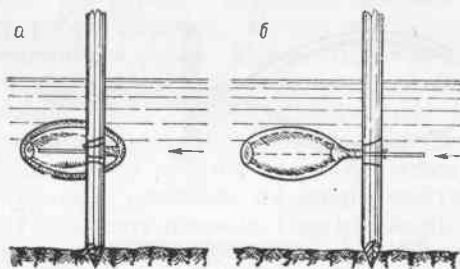
А — металлическая трубка, а — отверстие трубки; Б — съемная насадка; В — стержень для прикрепления к штатге; Г — резиновый баллон.

к нему металлической трубкой, оканчивающейся заостренным носиком, со съемной насадкой. Внутренний диаметр трубки — около 6 мм, диаметр отверстия насадки (наконечника) 4 мм. Поперек трубки около ее основания имеется стержень с дырочками на концах, служащий для прикрепления батометра-тахиметра к деревянной штатге. В нижней части штатги (шеста) просверливается отверстие, в которое просовывается трубка батометра, и батометр укрепляется шпагатом, пропущенным через дырочки на поперечном стержне.

Перед опусканием батометра-тахиметра в воду из баллона, путем нажима рукой, удаляется воздух, и прибор опускается в воду в положении, когда носик трубки направлен вдоль по течению, а баллон сложен (загнут) с трубкой (фиг. 43, а). Затем штатга быстро поворачивается вокруг своей оси на 180° навстречу течению и одновременно по часам или секундомеру засекается время: прибор принимает положение б (фиг. 43). Вода через трубочку начинает наполнять баллон. Секунд через 50 или 100 (в зависимости от скорости течения) штатга поворачивается обратно в положение а, и прибор поднимается на поверхность. Время держания батометра-тахиметра в воде определяется интенсивностью наполнения баллона водой; при наполнении более чем $\frac{3}{4}$ объема баллона показания прибора становятся неточными.

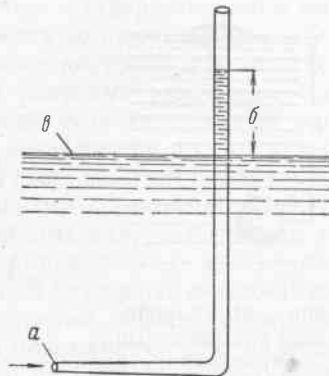
Вода из батометра-тахиметра выливается в мерный цилиндр. Путем деления объема воды (в мл) на количество секунд наполнения получаем секундный приток воды в баллон и по тарировочной кривой, прилагаемой к каждому батометру-тахиметру, находим скорость течения. Следует иметь в виду, что в тарировочной кривой имеются показатели как для трубки без наконечника, так и с наконечником, который надевается при работе на быстротекущих реках.

Приборами, весьма чувствительными и показывающими скорости течения в очень малых объемах воды, но двигающейся с большой быстротой (например на поверхности камней, в лотках и т. п.), можно считать различные динамометрические трубки. Наиболее простая трубка (трубка Пито) изображена на фиг. 44. Другая трубка — карманного размера — состоит из легких, соединяющихся между собою металлических штанг, внутри которых проходят резиновые трубки, приключаемые внизу к приемнику, снабженному рулем. Приемник состоит из двух горизонтальных, расположенных на одной высоте трубочек. На одной из них (более короткой) имеется боковое отверстие, окруженное металлической гильзой.



Фиг. 43. Батометр-тахиметр в действии.

Объяснение в тексте.



Фиг. 44. Простейшая трубка Пито.

а — отверстие для текущей воды;
б — высота стояния воды в трубке;
в — уровень воды. Стрелка у буквы а показывает направление течения.

В верхнем звене штанги помещаются стеклянные трубочки, у основания соединенные куском резиновой трубки. В них до половины наливается окрашенная жидкость; верхние концы их соединяются с трубками приемника. Получается подобие манометра, действующего под влиянием воздуха, сжимаемого водой, входящей в приемник.

Трубка тарируется сравнением со скоростями, замеряемыми другими приборами (поплавками, батометром-тахиметром, вертушками).

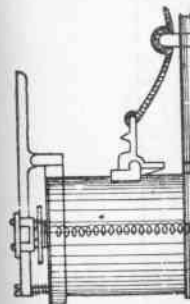
Наиболее широко распространенными приборами для измерения скорости течения являются вертушки. Однако коренной недостаток их при работе по донной фауне заключается в том, что они не регистрируют скорости в непосредственной близости от дна. Описание и изображение вертушек см. в книге Е. В. Близняка (1952).

в) *Температура воды.* Ввиду того, что в реке обычно наблюдается вертикальная гомотермия, специальных измерений температуры в придонных слоях производить не приходится. На середине реки и в прибрежье где выходят родники, или в прогреваемых летом закосьях температура измеряется обычным водным поверхностным термометром в металлической оправе.

г) *Прозрачность воды и взвешенные наносы.* Прозрачность воды в поверхностных ее слоях определяется белым диском Секки и выражается в сантиметрах глубины исчезновения диска из зрения наблюдателя.

Значительны в придонных слоях батометра Н. ции воды по воды.

Батометр, представляет 20—25 см (им с резиновыми при дергании чивается верт



Фиг. 45. Бато

поддон с к Батометр о груз, требу чения, нахо Для опр пользоваться 1941).

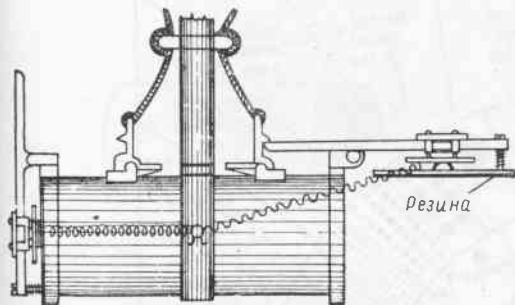
При ра Академии С. П. Ждан рован в ци

Мутном мешается ф типа К-20 Питание ла

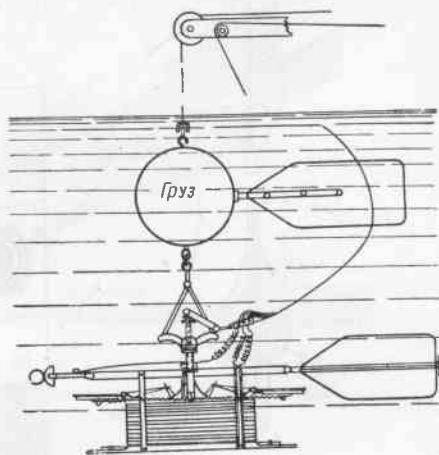
Принци тоэлементар среда разв одним и те меняться в со взвешен

Значительно сложнее определить прозрачность (или мутность) воды в придонных слоях. В этих целях можно сделать выемку воды с помощью батометра Н. Н. Жуковского и путем отстоя и последующей фильтрации воды получить величину взвешенных наносов на единицу объема воды.

Батометр, сконструированный Н. Н. Жуковским для работ на Волге, представляет собою металлический цилиндр диаметром 10 см и высотой 20—25 см [имеется и малая модель (фиг. 45)]. Прибор имеет две крышки с резиновыми прокладками, захлопывающиеся под действием пружин при дергании шнура, отодвигающего собачки. Поверх батометра привинчивается вертушка, определяющая скорость течения, а снизу укрепляется



Фиг. 45. Батометр Н. Н. Жуковского. Малая модель.



Фиг. 46. Батометр Н. Н. Жуковского с грузом, вертушкой и поддоном.

поддон с контактом, дающим сигнал при опускании батометра на дно. Батометр опускается на тросе, в горизонтальном положении, причем груз, требующийся для погружения прибора в условиях быстрого течения, находится сверху батометра (фиг. 46).

Для определения мутности воды без отстоя и фильтрации можно воспользоваться приборами с фотоэлементом и гальванометром (Zinn a. Jift, 1941).

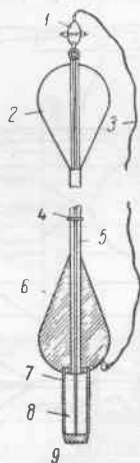
При работе Гидробиологического отдела Зоологического института Академии Наук СССР на Аму-Дарье, с ее чрезвычайно мутной водой, С. П. Жданов сконструировал мутномер, в котором фотоэлемент вмонтирован в цилиндр, опускаемый на тросе в воду.

Мутномер состоит из двух изолированных ячеек: в одной из них помещается фотоэлемент, в другой — осветитель. Фотоэлемент селеновый, типа К-20 ФАИ; осветитель состоит из лампочки и сферического зеркала. Питание лампочки током производится от аккумуляторов.

Принцип работы этого мутномера — обычный для всех приборов с фотоэлементами. Если между фотоэлементом и источником света находится среда разной степени мутности, а расстояние между ними сохраняется одним и тем же, то сила фототока, генерируемого фотоэлементом, будет меняться в зависимости от степени мутности среды (в нашем случае — воды со взвешенными в ней наносами).

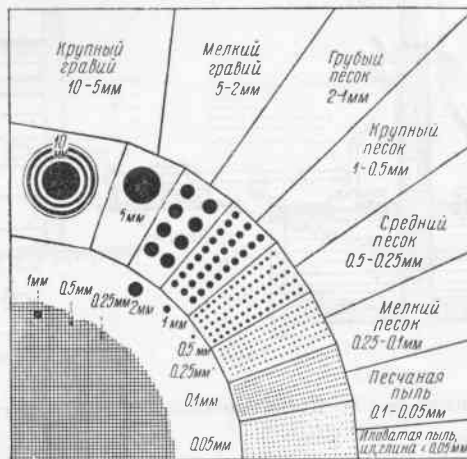
Прибор предварительно тарируется в лабораторных условиях, причем для получения различных степеней мутности воды берутся те самые взвеси, которые характерны для данной реки.

д) *Грунт и влекомые наносы.* Грунт рек, состоящий из камней или гальки, достается описанными выше камнешупами и драгами. Песчаный или глинистый грунты, иногда прикрытые тончайшим слоем ила, желательно вынимать таким образом, чтобы грунт сохранил свою тонкую структуру. Это достигается с помощью щупа конструкции Б. А. Аполлова (фиг. 47), состоящего из цилиндра с острыми краями, диаметром 1.7 см, сидящего на штанге с хвостовым оперением. Забрасываемый с лодки щуп вонзается



Фиг. 47. Щуп
Б. А. Аполлова.

1 — пружинный зажим; 2 — хвостовое оперение; 3 — трос; 4 — кольцо; 5 — штанга; 6 — груз; 7 — режущий цилиндр; 8 — стержень поршня; 9 — поршень.



Фиг. 48. Карманный гранулометр
Ю. В. Порошина.

в грунт и вынимается за трос, привязанный к кольцу на нижней части груза. Грунт вытесняется из цилиндра вделанным в него поршнем в почвенный алюминиевый стаканчик, в котором образец грунта хранится до момента исследования. Само исследование производится послойно, начиная с верхнего (иловатого) слоя. Наилкок идет для определения количества органического вещества, а крупность песка устанавливается визуально по карманному гранулометру Ю. В. Порошина (фиг. 48).

Влекомые наносы могут представлять собою гальку и небольшие камешки (в горных потоках) или песок различной крупности с примесью ила (в равнинных реках).

Галечные наносы горных рек можно изучать прибором Г. И. Шамова, представляющим собою продолговатый ящик из проволоочной сетки, заключенный в металлический кожух (фиг. 49). Входное отверстие находится в более узкой части прибора. Прибор опускается на штанге или тросе; для того, чтобы его не относило течением, применяются оттяжки.

Песчаные влекомые наносы улавливаются ванночкой системы Б. В. Полякова. Этот прибор состоит из трех частей: трамплина, по которому взби-

раются на приборе шарнира, крышками крышек. М ствие конт

Донная поднятии взвешиваем наносов в

Фиг. 48. Шам

е) Хи струи н ингредие донных касается особенно воды на

Для ного сод ченной впуска каучуко

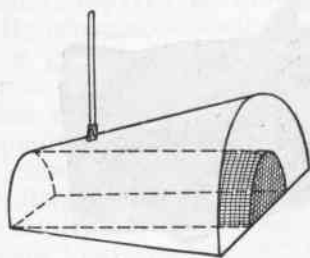
Орие нию рек капнофе комбин электро

Элек ваемых тивлени тельным рауша с ления

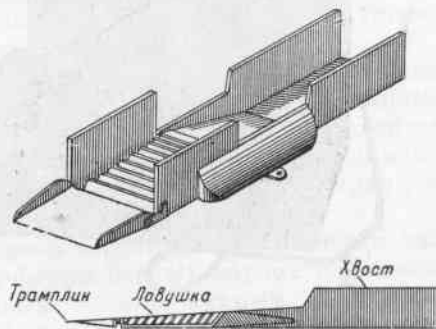
Апп термом ническо

раются наносы, ловушки и хвоста, служащего для правильной установки прибора против течения (фиг. 50). Все эти части соединяются при помощи шарнира, и прибор закрывается автоматически двумя металлическими крышками. Открывание прибора происходит под влиянием противовеса крышек. Момент открытия сигнализируется электрическим звонком, вследствие контакта в патроне при ослаблении троса.

Донная ванночка оставляется открытой в течение 10—20 минут; по поднятии ее на борт судна из нее тщательно вычищается весь песок, который взвешивается и анализируется на крупность зерен. Величина влекомых наносов выражается в мг в 1 сек. на 1 погонный метр дна.



Фиг. 49. Прибор Г. И. Шамова для учета галечных наносов (схема).



Фиг. 50. Ванночка Б. В. Полякова для учета песчаных влекомых наносов.

е) *Химические особенности воды.* Вертикальной гомотермии речной струи не всегда соответствует однородное распределение химических ингредиентов. Особенно это относится к кислороду, который иногда в придонных слоях бывает в большем насыщении, чем в поверхностных. Что касается горизонтального распределения речных вод, то очень часто, особенно после впадения притоков или спуска в реку сточных вод, химизм воды на середине и у берегов бывает неоднородным.

Для интересующего нас (как исследователей донной жизни) придонного содержания кислорода, выемки проб воды следует производить облегченной моделью батометра Н. Н. Жуковского, имеющего вентиль для впуска воздуха в корпус и в одном из клапанов — патрубок, закрытый каучуковой трубкой с зажимом.

Ориентировке в характере распределения струй по поперечному сечению реки помогает определение электропроводности воды аппаратом (термокаппофоном) Г. И. Долгова (фиг. 51). Термокаппофон представляет собой комбинированный аппарат, предназначенный для определения удельной электропроводности и температуры воды непосредственно в водоеме.

Электропроводность определяется при помощи платиновых, так называемых погружательных электродов, температура — термометром сопротивления [из платиновой или медной (чистой меди) проволоки]. Измерительным прибором служит для обеих целей один и тот же мостик Кольрауша с зуммером и телефоном, который в работе переключается с определения электропроводности на определение температуры или наоборот.

Аппарат смонтирован в ящике размерами 12×25×35 см. Электроды и термометр сопротивления вмонтированы в дырчатый, прозрачный, из органического стекла или металлический кожух. Провода от электродов и

термометра заключены, для изолирования от воды, в длинную каучуковую трубку.

При помощи аппарата этой конструкции каждое отдельное измерение



Фиг. 51. Термакашпофон Г. И. Долгова.

электропроводности и температуры воды сильно упрощается и требует для своего осуществления минимального количества времени (на определение в одной точке — порядка 1 минуты).

Донная фауна реки

Изучение донной фауны желательно производить двумя путями: 1) экспедиционным исследованием реки на всем ее протяжении (или на более или менее длинном отрезке) и 2) стационарным посезонным изучением биоценозов одного участка.

Экспедиционное исследование начинается расчленением реки на естественные участки и выбором типичных районов. В выбранных районах (по нескольку в каждом участке) прежде всего производится осмотр реки: путем объезда на лодке или обхода берегов, для установления приблизительной картины биоценозов. При наличии местных очагов загрязнения ознакомление с рекой превращается в биологический осмотр, ставящий задачей глазомерное установление степени загрязнения воды по биологическим показателям и хода естественного самоочищения реки.

После осмотра выбираются типичные створы, из которых один падал бы на перекатные (порожистые) условия, а другой или несколько других приходились бы на плёсовые условия.

На реке достаточной ширины, где работа может вестись с лодки или моторного судна, разбивается гидрологический створ, закрепляемый временными береговыми знаками. На этом створе производятся промеры глубин и составляется поперечный профиль, на котором выбираются точки (вертикали) для гидробиологических исследований. На берегу устраивается веерный створ и мензульная стоянка. Естественно, что такого рода предварительная работа должна проводиться лицами (техниками), имеющими гидрометрическую подготовку.

После ра-
меченные то-
соответству-

На маль-
дится упр-
(босиком ил-
с резиновой

На горн-
При наличи-
ками), жел-
камнедоста-

Исследо-
обитания, и

1) Произ-
дном и укл-
камни и об-
заросли об-
Измеряется
(рН), заме-

2) Лодк-
Если дно г-
большой

(при глуб-
проба оста-

чения донн-
беспружин-
4 проб). В

организмо-
они счита-

жидкость

водится за

верхностна-
метра Жук-

ной реке

возможнос-

3) На п-

дна, выем-

он обладае-

если его п-

черпатель-

скопическ-

ности и бл-

сов. Выбор

4) Бере-

кос, на пл-

дночерпате-

зонтов, дл-

При наличи-

им. Произ-

активной р-

5) На

тируется в

полым ци-

После разбивки створа гидробиологи на лодке или катере встают в намеченные точки по знакам веерного и поперечного створов и производят соответствующие работы.

На малых реках, с небольшими глубинами разбивка створов производится упрощенным способом: глазомерно, с промером глубин вброд (босиком или в резиновых высоких сапогах). Дальнейшая работа ведется с резиновой (или какой-либо другой) небольшой лодки или также вброд.

На горных реках с бурным течением створы разбивать очень трудно. При наличии гидрометстанций, обладающих подвесными тележками (люльками), желательно изучение донной фауны производить на их створах камнедоставателями с борта подвесной тележки.

Исследования донной фауны, сопровождаемые изучением условий ее обитания, ведутся на створе в такой последовательности.

1) Производится сбор фауны с берега. Если это берег с каменистым дном и укоренившейся между камней растительностью, то вынимаются камни и обследуются описанной в своем месте методикой; растительные заросли облавливаются количественными рамками, обтянутыми сеткой. Измеряется температура воды, определяется кислород и активная реакция (рН), замеряется скорость течения.

2) Лодка устанавливается на первой вертикали (по створным знакам). Если дно глинистое, проба донной фауны берется щупом Аполлова (при большой глубине) или штанговым беспружинным дночерпателем (при глубине от 1.5 до 2.0 м). При пользовании щупом Аполлова одна проба оставляется для механического и химического анализа, а для изучения донной фауны вынимается не менее 10 колонок грунта. Штанговым беспружинным дночерпателем можно взять 1—2 пробы (желательно до 4 проб). Выборка фауны ведется разламыванием глины и выбором крупных организмов пинцетом. При наличии большого количества рачков корофиев, они счищаются шпателем и без разборки помещаются в фиксирующую жидкость (спирт). Измеряется температура воды на поверхности, производится замер скорости течения на поверхности и близ дна, берутся поверхностная и придонная пробы кислорода (облегченной моделью батометра Жуковского), измеряется прозрачность воды (дискон), в мутноводной реке берется или замеряется мутномером придонная мутность, по возможности берутся влекомые наносы (ванночкой Полякова).

3) На второй, третьей и других вертикалях, при наличии песчаного дна, выемка донной фауны производится ковшевым дночерпателем (если он обладает площадью захвата 0.1 м^2 , то можно ограничиться одной пробой; если его площадь $\frac{1}{40} \text{ м}^2$, следует взять четыре пробы). Сверху из дночерпательной пробы берется верхний слой грунта для анализа и микроскопического просмотра. Производится замер скорости течения на поверхности и близ дна; по возможности берется проба донных влекомых наносов. Выборка фауны из песка делается методом отмучивания.

4) Берется проба у противоположного берега. При условии песчаных кос, на иловатом дне косыся делается выемка штанговым беспружинным дночерпателем с сильным и слабым нажимом на штангу (т. е. двух горизонтов, для определения вертикального распределения фауны в грунте). При наличии у исследователя фракционного дночерпателя, проба берется им. Производится замер температуры воды, определение кислорода и активной реакции воды, берется проба ила для химического анализа.

5) На месте обсохших закосьев под слоем высохшего песка констатируется наличие зеленого слоя псаммона и берется его проба стеклянным полым цилиндром для послойного микроскопического исследования.

Закончить работу на створном участке следует сбором материала тралированием и драгированием. Применение количественной драги В. Н. Грезе дает более правильное представление о количестве подвижного нектобентоса; прочие же драги и салазочный трал позволяют собрать массовый материал на предмет его анализа для экологических целей (см. раздел настоящей главы, посвященный методам изучения экологии водных беспозвоночных).

Высадившись на берег, можно заняться сбором водной энтомофауны — на прибрежных камнях, среди древесной и кустарниковой растительности; в вечерние часы следует проследить за вылетом насекомых из воды, количественно охарактеризовать вылет ловом сачком и подсчетом экзубиев на берегу.

Все сборы и наблюдения необходимо тщательно регистрировать в полевом журнале, а в банки с пробами вкладывать этикетки из плотной бумаги или пергамента, написанные тушью или простым карандашом. Как дополнительную этикетку (но не единственную) можно допустить пометку на пробке чернильным карандашом или на стенке банки восковым карандашом номера пробы, согласно записи в дневнике или журнале.

Если исследование донной фауны производится в общем комплексе гидробиологических работ, включающих в себя и ихтиологические сборы, то бентолог только содействует сбору материалов по питанию рыб. В противном случае гидробиолог, изучающий донную фауну, берет на себя полностью труд по коллекционированию рыб на предмет изучения питания. В этих целях он входит в сношения с местными рыболовецкими организациями и собирает желудки на месте лова рыб и делает соответствующие записи в своем журнале.

При стационарной работе исследования производятся на постоянном гидрологическом створе какого-либо учреждения Гидрометслужбы и, во избежание ненужного параллелизма, в те самые дни и с того же судна, на котором это учреждение (Гидрометрическая станция) производит замеры расхода воды. Практика наших работ на Волге и Оке показала, что добавление гидробиологических работ и присоединение на понтон или завозню 2—3 гидробиологов не создает дополнительных трудностей и не удлиняет времени, потребного для определения расхода воды.

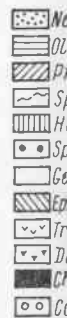
Порядок работы по сбору и изучению донной фауны на стационарном створе тот же, что и на экспедиционном. Отличие состоит в том, что береговые пробы (у уреза воды) берутся на стационаре отдельно от общих створных исследований. Частота взятия проб донной фауны может быть несколько более редкой, чем повторяемость замеров расхода воды. Желательно организовать на некоторых вертикалях створа ежемесячные определения сноса донных организмов специальными ловушками; совершенно необходима эта работа во время паводка, несущего мутную воду. Одновременные замеры сноса организмов и расхода воды позволяет с известной степенью точности подойти к вычислению годового стока донных организмов, как части общего биологического стока (состоящего из стока планктона, бактерий, икры рыб, донных организмов, детрита и биогенных веществ).

Несколько раз в течение года производится картирование биоценозов участка, одновременно с картированием донных отложений, производимым гидрологическим учреждением. В этих целях разбивается несколько дополнительных створов.

При работе на горных и порожистых реках с галечниковым дном, с отдельными большими камнями на некоторых участках, основными орудиями исследования донной фауны становятся бентометр А. А. Садовского (для

учета фауны рамки (для нются здесь птрубками.

В мутноводносамы грунты



Фиг. 52

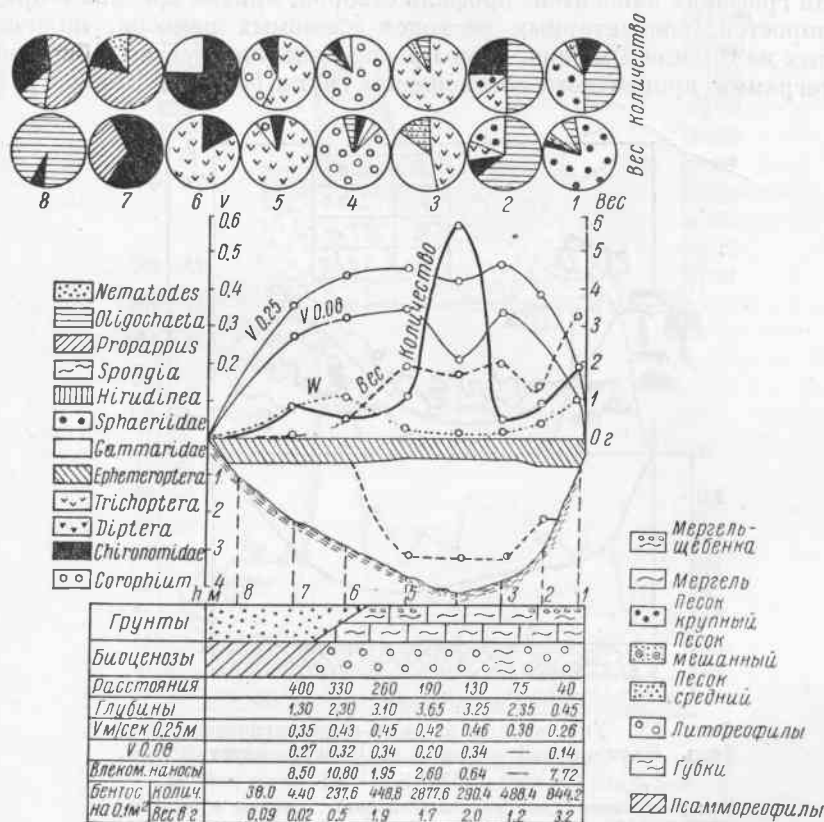
Над проф на 0.25 м прерывист вниа от л ков сделя ктирная комых на ле — пед тоса; чиф

ливаемые на ваться донн ных слоях,

Разборка водится на обладает эк При стацион

учета фауны на гальке и мелких камнях) и различные количественные рамки (для накладывания на большие камни). Скорости течения измеряются здесь поплавками, батометром-тахиметром и динамометрическими трубками.

В мутноводных реках с бедной фауной, на заносимых влекомыми наносами грунтах большую роль должны сыграть ловчие субстраты, устанавли-



Фиг. 52. Биолого-гидрологический профиль по створу р. Оки, 10 марта 1934 г. (По Неизвестной-Жадиной и Ляхову, 1941).

Над профилем створа тонкие сплошные линии ($V_{0.25}$ и $V_{0.08}$) — скорости течения на 0.25 м и 0.08 м от дна; жирная сплошная линия — количество бентоса на 0.1 м²; прерывистая линия — вес бентоса в г на 0.1 м²; такая же линия, отложенная вниз от линии уреза, — вес крупных моллюсков без раковин (кривая веса моллюсков сделана в масштабе, в 10 раз меньше, чем кривая веса прочего бентоса); пунктирная линия над профилем створа (W) — кривая элементарных расходов влекомых наносов в мг/сек. на 1 погонный м створа; заштрихованная полоса на профиле — ледовый покров; сверху графика в циклограммах — соотношение групп бентоса; цифры под циклограммами и над таблицей (8—1) — номера вертикалей створа.

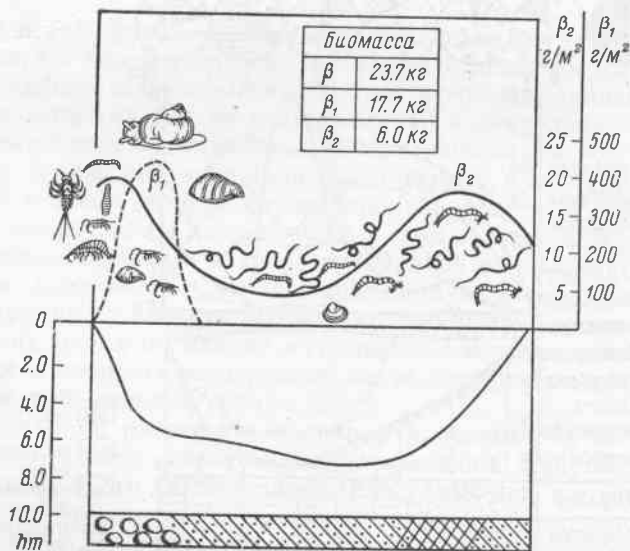
ливаемые на продолжительный срок. Особенно тщательно должны учитываться донные влекомые наносы, прозрачность и мутность воды в придонных слоях, которую можно определять фотометрическим мутномером.

Разборка материала по группам в экспедиционной обстановке производится на катере или барже (в зависимости от того, каким транспортом обладает экспедиция) во время следования с одного створа на другой. При стационарной работе такая работа выполняется в день взятия проб

и в ближайшее за ним время. Одновременно с разборкой ведется и взвешивание фауны методами, описанными выше.

Затем делается графическая обработка полученных материалов по принципам, принятым в гидрологии.

Строятся биолого-гидрологические графики, в которых данные по донной фауне накладываются на сведения по гидрологическому режиму реки. На графиках наносятся: профили створов, кривые средних и придонных скоростей, элементарных расходов влекомых наносов, количества животных на 0.1 или 1 м² дна, схемы распределения грунтов и биоценозов и циклограммы процентного соотношения групп бентоса. Внизу графика



Фиг. 53. Упрощенный биолого-гидрологический профиль Бахилловской воложки р. Волги, август 1939 г. (По Жадину, 1948).

Внизу от линии уреза указаны глубины; течение в воложке отсутствовало. β — общая биомасса бентоса по метровой полосе створа; β_1 — биомасса моллюсков; β_2 — биомасса других беспозвоночных.

помещается таблица с цифровыми данными, на основании которых построен график (фиг. 52).

При экспедиционных работах, когда гидрологические данные собираются не так полно, строится упрощенный график, на котором наносятся: профиль створа, кривая средних скоростей, кривая биомассы донной фауны (отдельно для моллюсков и прочих беспозвоночных), иллюстрированная господствующими представителями фауны; внизу дается схема распределения грунтов. Цифровой материал о величинах биомассы и скоростях течения приводится сбоку и вверху графика (фиг. 53).

Створные графики служат не только для наглядного сопоставления распределения биоценозов и биомассы донной фауны с распределением гидрологических факторов, но и для вычисления биомассы донной фауны всего створа. Вычисление ее производится планиметрированием кривой биомассы. Общая бентомасса принимается для полосы дна через весь створ и обозначается $\beta_{\text{общ.}}$. Из этой величины путем деления ее на ширину

реки (в м) $\beta_{\text{ср.}}$.

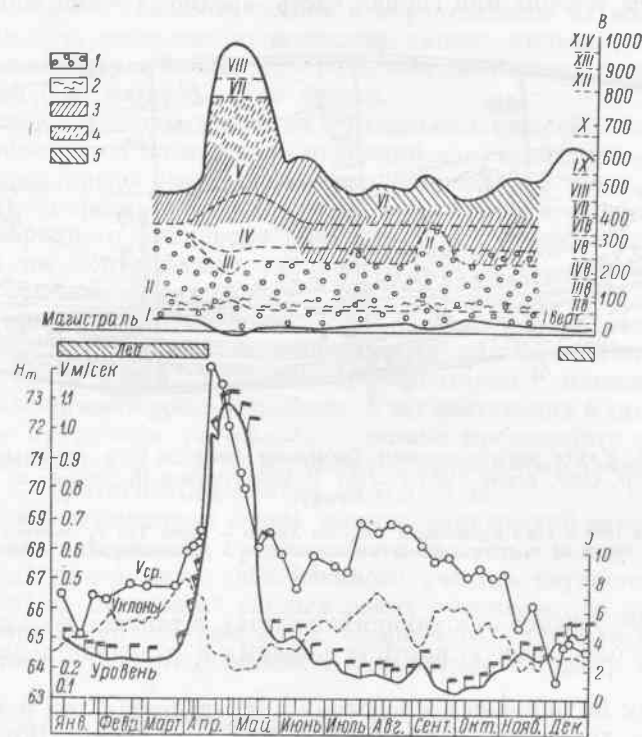
В результате за весь период наблюдения рас

биолого-гидр
биоценозов и

Посезонно
произведено
на которых
гидрологичес
мым наносам
собой линия

реки (в м) получаем среднюю бентомассу на 1 м² створа, обозначаемую $\bar{B}_{\text{ср.}}$.

В результате годичной работы створные графики грунтов и биоценозов за весь период наблюдений совмещаются на одном листе с точным обозначением расстояний между вертикалями, и по ним составляется сводная



Фиг. 54. Биогидрологическая хронограмма по створу р. Оки за 1934 г. (По Неизвестной-Жадиной и Ляхову, 1941).

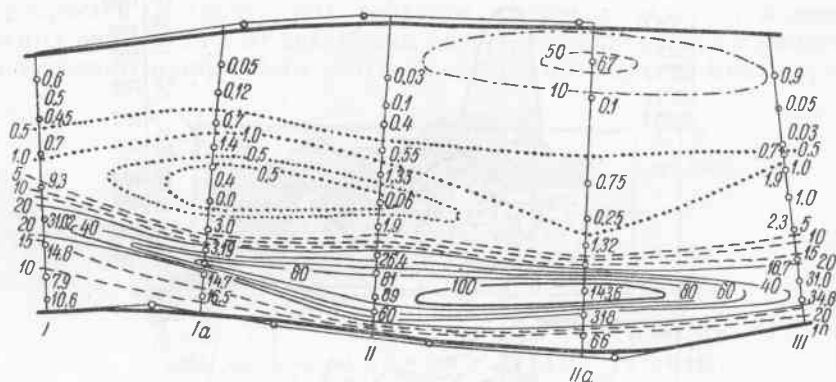
Верхняя часть хронограммы — изменение грунтов и биоценозов. Грунты ограничены пунктирной линией и обозначены римскими цифрами: I — мергель-щебенка; II — мергель-плита; III — мешаный песок; IV — крупный песок; V — средний песок; VI — заплывание на песке; VII — илистое дно водоема за песчаной отмелью; VIII — луговая почва. Обозначение биоценозов (слева сверху): I — литореофильный без червя *Probarbus*; 2 — псаммофилюс; 3 — псаммофилюс без червя *Probarbus*; 4 — псаммофилюс; 5 — псаммофилюс. Нижняя часть хронограммы — изменение гидрологических элементов. Жирная линия с флажками — кривая уровня воды; тонкая линия с крестиками — кривая средних скоростей по створу; прерывистая линия — кривая поверхностных уклонов в миллионных долях.

биолого-гидрологическая хронограмма выражающая собою динамику биоценозов на фоне динамики гидрологических факторов (фиг. 54).

Посезонное картирование грунтов и биоценозов целого участка реки, произведенное с достаточной степенью точности позволяет составить карты, на которых наносятся сведения по грунтам, биоценозам и биомассе, а из гидрологических данных — по скоростям и направлению течений, влекомым наносам. Точки одинаковых величин биомассы соединяются между собой линиями, которые именуются изобентами (фиг. 55).

На основе сезонных карт можно произвести подсчет биомассы всего участка (путем планиметрирования), дифференцировав ее на биомассы отдельных биоценозов и групп фауны.

При гидрологическом исследовании реки на всем ее протяжении для рыбохозяйственных и прочих целей, на каждом географическом участке реки (верхнее течение или горная часть, среднее течение или предгорная



Фиг. 55. Карта распределения биомассы бентоса (без крупных моллюсков) в р. Оке, весна 1934 г. (По Незвестниковой-Жадиной и Ляхову, 1941).

Изобенты (вес в г/м²) проведены: жирные линии — через 100 г; тонкие сплошные линии — через 20 г; прерывистые линии — через 5 г; пунктирные линии — через 0.5 г.

часть, нижнее течение или равнинная часть), а также в дельте, необходимо дать гидробиологическую картину поемных и (соответственно) дельтовых водоемов.

В каждом из районов исследования определяется тип поймы (горный, щебенистый, тугайный, равнинный и пр.; см. главу «Жизнь в реках» в томе третьем «Жизни пресных вод СССР») и дается классификация пойменных водоемов по их положению в долине и характеру происхождения и развития. Гидробиологическое исследование производится на типовых водоемах, с применением методов изучения стоячих водоемов (озер, прудов, болот) и источников, которые излагаются ниже.

Если исследование приходится на время паводка, то особое внимание уделяется вопросам придонного газового режима затопленных водоемов и переноса организмов из водоема в водоем поймы и в реку паводочными водами.

В дельтах рек пристального внимания заслуживает проблема осолонения и зарастания ильменей и гидробиологического режима временных водоемов — покоев, в зависимости от высоты и продолжительности речного паводка.

Изучение донной фауны источников (родников)

Гидробиологическое изучение источников начинается с определения их типов (классификации), маршрутного обхода и деления на участки (см. «Жизнь пресных вод СССР», т. III).

Донная фауна изучается на всех трех типовых участках источника (родника): 1) при выходе воды из-под земли и ближайших к выходу кам-

нях, 2) на
ручье ния

Сбор ф
осмотра п
тельную г
земных об
сбора служ
водных ро
ческой сет

Количе
расчеты п

Из фар
термометр
жание рас
наполняет
воды (рН)

На заи
растительн
сборы мол
в 0.01 м² и
моллюско
ной рамко
ного кома

Велико
ного Бай
Для одних
ванием, др
ными мето

Изучен по следующим путем обмена. Если собираются особенности набрасываются гр пировки (

ных, 2) на заиленном участке с водной растительностью и 3) на родниковом ручье ниже заболоченного участка.

Сбор фауны при выходе источника делается особенно тщательно, путем осмотра песчинок под лупой и биноклем, раскопкой истока на значительную глубину (для обнаружения волосатиков и различного рода подземных обитателей), обмывом камней и обрастающего их мха. Орудиями сбора служат здесь шелковые промывалки, пинцет, пипетка; в более многоводных родниках фауну можно собирать, обмывая камни перед цилиндрической сеткой (см. главу 43 этой книги).

Количественные сборы делаются с отдельных камней, количественные расчеты производятся на площадь проекции камня на дно.

Из факторов среды здесь изучаются: температура воды (родниковым термометром), скорость течения (динамометрическими трубками), содержание растворенного кислорода (склянка при ничтожной глубине воды наполняется на искусственно сделанном перепаде), активная реакция воды (рН), солевой состав воды.

На заиленном участке источника сбор фауны производится среди ила, растительности и на камнях, возвышающихся над илом. Количественные сборы могут быть взяты ковшевым дночерпателем с площадью захвата в 0.01 м^2 или количественным скребком. Учет обитающих в таких условиях моллюсков — прудовика усеченного — можно производить количественной рамкой площадью $0.1—0.25 \text{ м}^2$; количественный сбор личинок малярийного комара — протягиванием сачка на $0.5—1 \text{ м}$.

В дополнение к факторам среды, поименованным для первого участка, здесь изучается содержание органического вещества в илу.

Родниковый ручей ниже заболоченного участка изучается методами, применяемыми на маленьких горных реках с каменистым дном. Донная фауна собирается бентометром А. А. Садовского. Скорости течения изучаются, кроме трубок, поплавками и батометром-тахиметром.

Изучение донной фауны озер

Великое многообразие озер (от заболоченной финской ламбы до необъятного Байкала) требует при их изучении дифференцированного подхода. Для одних из озер можно ограничиться кратким одновременным исследованием, другие нуждаются в детальном многолетнем изучении стационарными методами.

Изучение донной фауны озера в экспедиционных условиях ведется по следующей схеме. Прежде всего производится ознакомление с озером путем обхода берегов и объезда на лодке, с выборочными промерами глубин. Если на озере имеется населенный пункт или рыбацкая стоянка, собираются опросные данные, касающиеся озера, его использования, особенностей режима. Во время лодочного объезда на имеющийся план набрасываются растительные заросли (см. главу 36 этой книги), отмечаются грунты, глубины; намечаются возможные биоценетические группировки (предположительные).

Далее изучается фауна среди господствующих в озере растительных зарослей: качественные сборы производятся путем выдергивания и обмыва растений, поиском минирующих форм, сачком среди растений, забрасыванием закидной драги с берега. Количественные сборы фауны осуществляются рамками с матерчатыми стенками и поддоном, тростниковыми ножницами, зарослевыврезывателем В. И. Бута или зарослечерпателем А. Н. и Н. Н. Липиных (в зависимости от того, как оснащена экспедиция).

Потом изучаются другие биотопы литорали: каменистое, песчаное, илистое побережье (в затишных местах). С камней фауна собирается с помощью количественных рамок и осмотром отдельных камней. На песчаном дне пробы берутся трубчатым дночерпателем, с последующей разборкой отмучиванием и фильтрацией через шелковые промывалки. На прибрежном заиленном дне фауну лучше собирать также трубчатым (цилиндрическим) дночерпателем, так как обычно под слоем ила здесь близко лежит песок.

Затем работа переносится на сублитораль, которая облавливается драгами и дночерпателем (цилиндрическим) в нескольких частях озера.

Наконец, производится дночерпательный облов основной котловины озера, заполненной иловыми отложениями. Дночерпательные пробы берутся на разных глубинах и на всякого рода разностях ила. Употребляется высокий пружинный дночерпатель (коробочный) в модификации Е. В. Борупского. На каждой станции берется до 4 выемок.

Всюду, где ведется сбор донной фауны, учитываются условия ее нахождения. В литорали берутся образцы грунта, измеряется температура воды, определяется степень прибойности (динамометрическими трубками); из химических ингредиентов делается определение содержания растворенного кислорода, активной реакции, железа, окисляемости воды. В сублиторали все это повторяется, кроме определения прибойности. В глубинной части озера делается вертикальная серия температур, замеряется температура ила (вынутого дночерпателем), вертикальная серия содержания кислорода, углекислоты, величины окисляемости и железа; илы берутся для химического анализа на содержание органического вещества и зольности; определяется прозрачность и цветность воды.

При наличии достаточного времени и соответствующего оборудования, в 2—3 точках глубинной области берутся фракционированные пробы донной фауны.

При отсутствии в составе экспедиции ихтиологов, гидробиолог-бентолог предпринимает меры к сбору материала (кишечников) для изучения питания рыб (своими ловами или приобретением рыбы у рыболовецких организаций и рыбаков, в обоих случаях на месте лова).

На берегу производятся сборы водных насекомых, вылетающих из озера или роящихся над прибрежной растительностью, делается «кошение» сачком среди береговой растительности).

Стационарные методы исследования донной фауны озер строятся на основе специфики изучаемого озера. При значительном расчленении озера местами стационарных наблюдений избираются наиболее типичные районы: главный плёс, изолированные и полуизолированные заливы, места впадения рек и пр.

Основным принципом работы должна быть одновременность бентологических исследований с остальными лимнологическими наблюдениями (по физико-химическому режиму водоема, по изучению планктона, рыб и пр.).

При сравнительно небольших размерах озера изучение донной фауны ведется на закрепленных створах. Точки выемки проб выбираются по признакам глубины и грунта и закрепляются буйками или вехами. В целях познания динамики донной фауны, исследования в летнее время производятся не менее 1 раза в месяц, а зимой (подо льдом) раза 3—4, причем обязательно, чтобы одно зимнее наблюдение пришлось на время наихудшего кислородного режима (т. е. на конец февраля—март).

Выемка
делается тем
ных исследо
жинными ф

В нескол
насекомоул
ности, ежед

Учет фан
кислорода,
при экспеди

В зимни
света через
помощи фот
емые капсу

При сезо
диль мигра
литорали в
ностные сл

Материа
нарных исс
считываютс
ние содерж
лению.

Установ
материалов

С. В. Г
ных биоце
одному-дв
вых услов
toporeia—

Сама би
карта доли
ческой осн
ских цели
населенны
делается
разных цв
ные отдел
по линиям

Нахож
(например
уточнения
зуются н
тые оруд
ками).

При во
заменены

На пол
ные соотн
ления на

В слу
можно со
и недосту

Выемка количественных проб донной фауны на всех точках створа делается теми дночерпателями, которые были названы при экспедиционных исследованиях: цилиндрическими для литорали и сублиторали, пружинными фракционными для профундали.

В нескольких пунктах близ створных точек на летний период ставятся насекомоуловители, выемка добычи из которых производится, по возможности, ежедневно.

Учет факторов среды (температуры, прозрачности воды, растворенного кислорода, а зимой и сероводорода) ведется в таком же объеме, как и при экспедиционных исследованиях.

В зимних условиях желательно еще добавить замеры проникновения света через лед с применением специальной методики (например при помощи фотоэлементов, вмонтированных в специальные водонепроницаемые капсулы).

При сезонных гидробиологических наблюдениях весьма важно проследить миграции организмов бентоса из зоны в зону водоема (например из литорали в сублитораль) и внутри грунта (из более глубоких в поверхностные слои ила или наоборот).

Материалы по донной фауне, собранные при экспедиционных и стационарных исследованиях, разбираются обычным образом по группам, просчитываются, взвешиваются (для массовых форм производится определение содержания белков, жира, углеводов) и подвергаются видовому определению.

Установленные на основании полевых наблюдений и обработанных материалов биоценозы наносятся на карту озера.

С. В. Герд (1951а) предложил следующую схему картирования озерных биоценозов (в части их донной фауны). Биоценозы обозначаются по одному-двум наиболее характерным и легко распознаваемым в полевых условиях видам-индикаторам (например *Ephemera*—*Valvata*, *Pontoporeia*—*Pisidium*).

Сама биоценетическая (или биономическая, как ее называет С. В. Герд) карта должна составляться на достаточно детализированной топографической основе масштаба 1 : 50 000, чтобы быть использованной в практических целях. Основой ее служит контурная карта озера с его притоками и населенными пунктами, с нанесенными изобатами. Биономическая карта делается цветной. Биоценозы наносятся яркими круглыми пунсонами разных цветов на местах дночерпательных станций. Количественные данные отдельных станций (в г на 1 м²) интерполируются по карте грунтов и по линиям изобат и закрашиваются единым цветом разных оттенков.

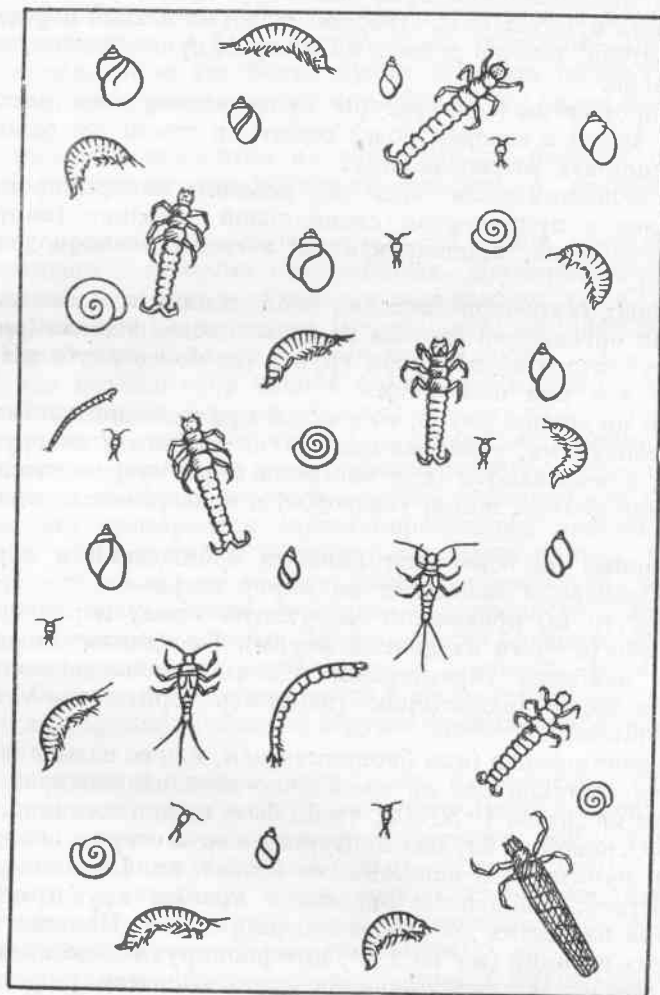
Нахождение отдельных важных в хозяйственном отношении объектов (например промысловых моллюсков) обозначается условными знаками. Для уточнения границ распространения тех или иных биоценозов, используются не только количественные данные, но и материалы, добытые орудиями качественного исследования (драгами, сачками, скребками).

При воспроизведении биономических карт в печати краски могут быть заменены условными знаками.

На полях карты в круговых диаграммах указываются средние процентные соотношения отдельных групп бентоса по весу и по плотности населения на 1 м².

В случае, когда озеро было объектом круглогодичного наблюдения, можно составить сезонные карты с нанесением на них зон доступной и недоступной для рыб фауны (вследствие сезонных особенностей верти-

кального распределения кислорода в воде). Количественные соотношения компонентов биоценоза могут изображаться в виде графических схем (фиг. 56).



Фиг. 56. Фауна серовато-черного ила среди зарослей рдеста; оз. Сартан, июль. (По Пирожникову, 1929).

Как результат тщательных наблюдений над вертикальным распределением донной фауны в грунте, даются соответствующие карты-диаграммы, что, например, сделано Е. В. Боруцким (фиг. 57).

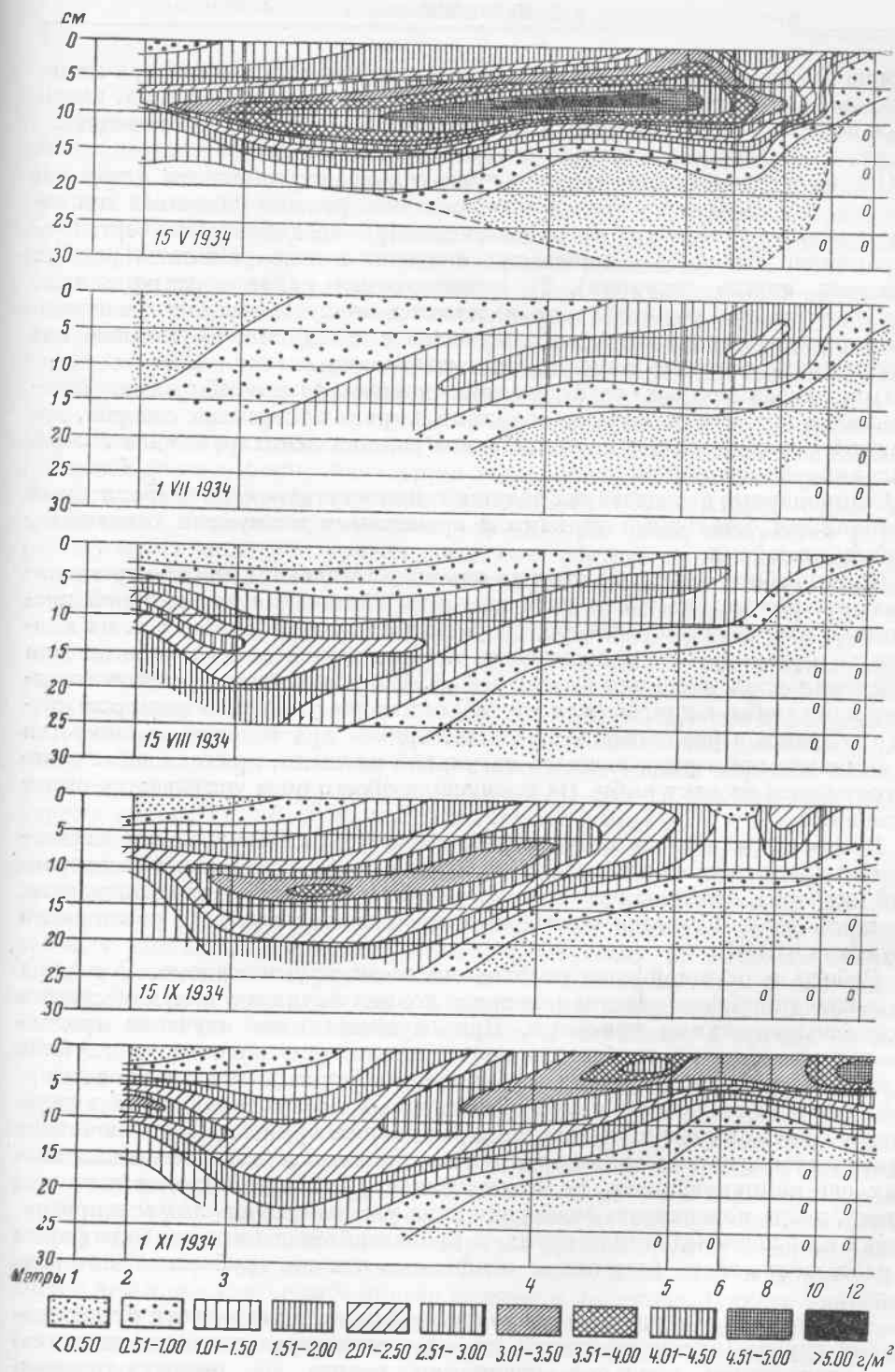
Изучение донной фауны водохранилищ

Водохранилища, вследствие разнообразия их размеров и гидрологического режима, подобно озерам нуждаются в дифференцированных исследовательских программах. В отличие от озер, ни на одном водохранилище нельзя ограничиться одноразовым исследованием. Как минимум, водохра-



Фиг. 57. Верти

ошения
к схем



Фиг. 57. Вертикальное распределение биомассы бентоса в илу; оз. Белое под Москвой.
(По Боруцкому, 1935в).

нилища должны изучаться два раза в год: при максимальном и при минимальном наполнении их водой. Наиболее крупные водохранилища, имеющие и наибольшее хозяйственное значение, должны быть предметом стационарных исследований в течение длинного ряда лет.

Общая схема изучения донной фауны водохранилищ сходна с таковой озер (см. выше). Однако здесь особое внимание должно уделяться тем зонам и участкам, которые представляют собою специфические черты водохранилищ. Таковы: 1) заливы при впадении в водохранилища рек (их называют иногда эстуариями), 2) приплотинный район водохранилища, 3) осушаемая (или осушенная) зона, 4) затопленные луга, болота или сельскохозяйственные угодья, 5) затопленный лес и кустарник, 6) ушедшие под воду старицы и другие водоемы зоны затопления.

При экспедиционных исследованиях донная фауна собирается качественными и количественными орудиями на ряде поперечных створов, вычисленных с таким расчетом, чтобы в них попали все характерные, перечисленные выше биотопы.

Стационарные исследования ведутся также на створах, но закрепленных постоянными береговыми знаками и временными пловучими отметками, а зимой венками.

Помимо сбора фауны, на створах в районе стационарных работ устанавливаются ловчие субстраты (для изучения обрастания затопленной древесины), пловучие ловушки для сбора вылетающих насекомых, а на мелководье организуются огороженные металлической сеткой участки для выяснения роли выедания фауны рыбой. Один из таких участков оставляется без рыбы, в другой (или другие) сажаются различные виды рыб разного возраста в различном количестве, причем при посадке принимается во внимание примерная площадь нагульной площади, приходящейся в водохранилище на одну рыбу. На площадках обоого рода учитывается вылет насекомых.

При всех работах по изучению донной фауны водохранилища определяются придонные химические и физические особенности воды: растворенный кислород, свободная углекислота, сероводород, рН, кальций, железо, мутность воды. Ставятся опыты по потреблению кислорода различными грунтами (БПК).

Работы в осушенной зоне необходимо вести круглогодично. В период нахождения данного участка под водой донная фауна изучается обычными гидробиологическими приемами. При осушении зоны изучение продолжается при помощи трубчатого дночерпателя: устанавливается глубина зарывания в грунт тех или иных компонентов фауны (малощетинковых червей, личинок тензидид и других насекомых, моллюсков), морфологические и физиологические адаптации к высыханию грунта. На осушенной зоне учитывается вылет насекомых из грунта с помощью несколько видоизмененных насекомоуловителей. Если понижение уровня происходит в зимнее время, когда поверхность водохранилища уже покрылась льдом и при падении горизонта лед осел на грунт, то производятся подледные сборы фауны и наблюдения за ее состоянием с помощью тех же трубчатых дночерпателей.

Наблюдения в осушенной зоне сопровождаются химическими исследованиями грунта (преимущественно на содержание органического вещества) и определением удельной влажности грунта на разных горизонтах.

Результаты работы оформляются такими же средствами, какие были указаны для озер (см. выше).

Изучен
обстояте
жен пруд)
режима. Е
пруда к то
вод СССР

Донну
пловучим
шие резул
торые мы р

Обходо
стки пруд
заросли во
собирают
нахождени
средствами
раститель
внутри ни
щеплений
в прибреж

Фауна
менительно
пруд дости
на одном и
части пруд
димо прои
мерные ср

Если пр
навливают
производит
Выясняется
пруда в к

Сбор до
наблюдени
анализы во
СССР).

Особо т
прудах, не
хозяйства:
осетровых,
для полу

В таког
заполнения
щаются в а
щихся яиц
как только
стностях п
Поскольку
конкурента
рыбных лич
мых прима

Изучение донной фауны прудов

Изучению донной фауны пруда должно предшествовать установление обстоятельств возникновения пруда (кем, когда, для каких целей сооружен пруд), источника его водного питания, особенностей гидрологического режима. На основе этих предварительных данных производится отнесение пруда к той или иной классификационной категории (см. «Жизнь пресных вод СССР», т. III, «Жизнь в искусственных водоемах»).

Донную фауну пруда можно собирать с берега, с мостков или пользуясь пловучими средствами (плотом, весельной или моторной лодкой). Наилучшие результаты могут быть получены при применении тех же принципов, которые мы рекомендовали для изучения донной фауны озер и водохранилищ.

Обходом берегов и объездом на лодке устанавливаются типичные участки пруда, промеряются глубины, на схематический план наносятся заросли водной растительности. Пользуясь методом площадок и скребками собирают донную фауну близ уреза воды, обращая особое внимание на нахождение моллюсков, ведущих амфибийный образ жизни. Этими же средствами, а также применением зарослечерпателей, собирается фауна растительных зарослей, причем животные, обитающие на растениях или внутри них, отбираются после ополаскивания растений в тазу и по расщеплению отдельных растений пинцетом. Для качественных сборов фауны в прибрежье и среди растительности, пользуются закидной драгой.

Фауна срединной области пруда изучается в нескольких точках применительно к различным грунтам и различным глубинам. В случае, если пруд достигает больших размеров, сбор фауны дночерпателем производится на одном или двух створах — в местах, прилежащих к плотине и в верхней части пруда. Для составления более или менее точной картины необходимо производить сборы донной фауны 3—4 раза в течение года (примерные сроки: 1) май, 2) июль, 3) август, 4) февраль).

Если пруд находится в пределах стационарной работы, то на нем устанавливаются насекомолуловители. При одноразовом посещении пруда производится сбор вылетающих насекомых энтомологическим сачком. Выясняется роль древесных и кустарниковых насаждений по берегам пруда в концентрации и сохранении вылетающих из воды насекомых.

Сбор донной фауны сопровождается необходимыми гидрохимическими наблюдениями в поверхностных и придонных слоях воды. Желательны анализы воды на окисляемость и соленость (последнее в прудах на юге СССР).

Особо тщательные исследования донной фауны следует проводить на прудах, используемых или специально сооружаемых для целей рыбного хозяйства: при разведении карпа, сазана, в питомниках для проходных осетровых, лососевых и карповых рыб, в нерестово-выростных хозяйствах для полупроходных рыб — сазана, леща, воблы (или тарани), судака.

В такого рода прудах исследования должны начинаться еще до момента заполнения прудов водой. Весной берутся выемки грунта, которые помещаются в аквариумы для изучения форм, прошедших зиму в виде покоящихся яиц или в каком-либо другом защитном состоянии. В марте—апреле, как только растает снег, желательно произвести поиски зимующих в окрестностях пруда или на дне его водных насекомых и других животных. Поскольку целый ряд водных беспозвоночных и позвоночных является конкурентами выращиваемых в прудах рыб и хищниками, поедающими рыбных личинок и мальков, можно рекомендовать устройство так называемых приманочных наполнений прудов за месяц или одну-две недели

до их зарыбления. Эти приманочные наполнения привлекают в водоем многочисленных насекомых и амфибий, которых легко выловить, спустив воду. Вылов фауны можно производить и в осенние месяцы, когда вода из прудов спускается, а рыба либо вылавливается (при товарном хозяйстве), либо пересаживается в другие водоемы.

В тех прудах, где проводятся мероприятия по удобрению, донную фауну следует изучать в зоне закладки удобрения; в случае внесения разных видов растительного удобрения — непосредственно внутри и под внесенной растительной массой и на различном расстоянии от нее. Здесь же изучается откладка яиц (кладок) летающими насекомыми (особенно тендипедами).

Сбор фауны и наблюдения над действием удобрений на донную фауну необходимо сопровождать анализами воды на кислород и окисляемость.

При выращивании в прудах бентосоядных рыб желательно организовать наблюдения по выеданию донной фауны рыбами при различных плотностях посадки рыбы и при различной степени богатства донной фауны, подобно тому как это мы рекомендовали для водохранилищ (см. также Radu Dimitrie, 1955). В этих целях отдельные участки пруда огораживаются металлической сеткой и в каждую из таких огороженных площадок помещается различное количество рыбы, пропорционально плотности посадки ее в прудах хозяйства. Степень выедания фауны устанавливается систематическими наблюдениями за уменьшением фауны в пруде (дночерпательными пробами) и периодическими вскрытиями рыб для изучения содержимого желудков. Для учета убыли донной фауны вследствие вылета насекомых, на опытных делянках устанавливаются насекомолуловители.

Изучение фауны болот

При изучении фауны болот необходимо прежде всего определить тип болота (см. «Жизнь пресных вод СССР», т. III) и наметить все основные биотопы, заселенные фауной. Часть этих биотопов представляет собою скопления стоячей воды прудообразного или луженоподобного характера, в некоторой части болот могут встретиться небольшие ручейки родникового характера. Специфическими для болот являются биотопы, обусловленные капиллярными силами, удерживающими воду среди мхов. Для болот весьма характерны также биотопы переходные от болота к почве, — такие места, где часть года бывает вода и где находят условия для своего существования болотные растения.

Сбор фауны в водных биотопах (прудах, лужах, карьерах) производится обычными орудиями лова — сачком, скребком, дночерпателем корбочным или ковшевым. Из мхов делаются выжимки. На переходных (от болота к почве) биотопах фауна собирается с помощью цилиндрического дночерпателя, и на очень упругих грунтах — путем вырезания монолита острой лопатой. Все болотные пробы, вследствие обилия плохо отмываемых примесей органического характера (мха, остатков тростника и других растений), должны разбираться особенно тщательно.

При сборе фауны на болотах производятся наблюдения над температурой в воде водных биотопов и в грунте биотопов переходного характера, причем измеряется температура не только поверхности грунта, но и на глубине до 10 см (и более,) где встречается водная и почвенная фауна. Температурные измерения ведутся в воде обычными водяными термометрами, а в грунте — почвенными термометрами.

В водных делениях акти свободной у

ЗАПИСЬ П

Как было или другом а затем посту

Результат в постанцион разбор, пиш это в тех це группы фау можно было группы.

Привожу

- Эксп № пробы
- 1) Област
 - 2) Дата
 - 3) Водоем
 - 4) Станци
 - 5) Глубин
 - 6) Грунт
 - 7) Течени
 - 8) Темпе
 - 9) Темпе
 - 10) Хими
 - окисляемость
 - 11) Проч
 - 12) Оруд

№№	На
I	Мол
1	Sph
2	Pisic
II	Оли
3	Tub

На обор 1 м², а такж лице жирн сивом — зап материала.

Данны обобщений средние ве сходному дна каког

В водных биотопах отмечается глубина воды и берутся пробы для определения активной реакции (рН) воды и растворенного в воде кислорода, свободной углекислоты, окисляемости.

ЗАПИСЬ ПРОИЗВЕДЕННЫХ СБОРОВ ДОННОЙ ФАУНЫ И РЕЗУЛЬТАТОВ ОБРАБОТКИ СОБРАННЫХ МАТЕРИАЛОВ

Как было сказано выше, материал по донной фауне, собранный в том или другом водоеме, подвергается разборке с просчетом и взвешиванием, а затем поступает для видового определения.

Результаты разборки записываются в журнал, а затем переписываются в постанционную карточку, причем наименования групп, по которым велся разбор, пишутся на значительном расстоянии одно от другого. Делается это в тех целях, чтобы после определения представителей той или другой группы фауны результаты определения (родовые или видовые названия) можно было вписать в карточку под соответствующим наименованием группы.

Привожу форму карточки и записи в ней.

ЗООЛОГИЧЕСКИЙ ИНСТИТУТ АКАДЕМИИ НАУК СССР

Экспедиция по изучению водоемов области

№ пробы: 1.

1) Область и район: область, район.

2) Дата исследования: 21 июня 1947 г.

3) Водоем: река Сурга.

4) Станция водоема: побережье.

5) Глубина: 1 м.

6) Грунт: заиленный песок.

7) Течение воды: 0.1 м/сек.

8) Температура воздуха: 25°.

9) Температура воды на поверхности и у дна: 2°/2°.

10) Химическая характеристика воды: жесткость 14 нем. гр., кислород 10 мг/л, окисляемость 12 мг O₂/л.

11) Прочие данные: прозрачность воды 52 см.

12) Орудие сбора и обловленная площадь: количественный скребок, 1/40 кв. м.

№№	Наименование животных	Количество	Вес (в г)	№№	Наименование животных	Количество	Вес (в г)
I	Моллюски	10	20.2	III	Амфиоды	40	0.5
1	<i>Sphaerium corneum</i>	5		4	<i>Rivulogammarus pulex</i>	40	
2	<i>Pisidium amnicum</i>	5					
II	Олигохеты	260	1.3	IV	Лич. тендипедид	140	
3	<i>Tubifex tubifex</i>	260		5	<i>Tendipes semireductus</i>	140	0.9

На обороте: продолжение таблицы и внизу пересчет количества и веса на 1 м², а также подписи лица, собиравшего пробу, и лица, разбиравшего сбор. В таблице жирным выделены записи, которые производятся при разборе пробы, курсивом — записи, которые делаются по мере видового и родового определения материала.

Данные постанционных карточек используются для различного рода обобщений и выводов по собранному материалу. По ним можно вычислить средние величины биомассы как по отношению к одному и тому же или сходному биотопу (например среднюю биомассу донной фауны илистого дна какого-нибудь озера), так и в отношении целого водоема (только

надо иметь в виду, что при вычислении средней биомассы целого водоема следует принимать во внимание соотношение площадей, занимаемых в водоеме тем или другим биотопом — соответственно биоценозом).

По карточкам можно также вычислить количественные и весовые отношения между отдельными группами фауны: например, установить, какой процент биомассы донной фауны данного биотопа или данного водоема составляет моллюсками, олигохетами, личинками насекомых и ракообразными. Можно расчислить, какое количество (и вес) донных беспозвоночных относится к доступной и поедаемой рыбами части и какое количество следует считать недоступным для рыбы.

Когда произведено видовое определение той или другой группы фауны или вообще всей фауны данного водоема, то постанционные карточки можно использовать для определения частоты встречаемости вида и для установления той экологической обстановки, в которой интересующий исследователя вид обитает в водоеме (или водоемах).

Частота встречаемости определяется в виде процентного отношения числа проб, в которых данный вид констатирован к общему числу проб, взятых в данном биотопе или данном водоеме. Если, например, с песчаного дна реки собрано 50 проб и в 40 из них найден бокоплав *Pontogammarus sarsi*, то частота встречаемости его равна 80%.

Некоторые авторы (Зенкевич, 1927; Мордухай-Болтовской, 1948; Марковский, 1953) вычисляют так называемые индексы встречаемости, доминирования и плотности, представляющие собой результаты извлечения квадратного корня из произведений биомассы на обилие или встречаемость. Мы не рекомендуем пользоваться этими индексами.

Для того, чтобы данные постанционных записей использовать в целях установления экологических особенностей какого-либо вида донной фауны удобно применять еще одну форму карточной записи. В такую карточку переносятся все те сведения, которые касаются условий нахождения интересующего исследователя вида в естественной обстановке, при сборе донной фауны.

Привожу форму экологической карточки, которую мы применяем при своих работах:

ЭКОЛОГИЧЕСКАЯ КАРТОЧКА

Название вида _____

№№ п./п.	№ журн.	Дата	Местонахождение	Станция	Дно	Течение	Глубина	Прозрачность	pH	O ₂	Хлор	Са	Окислительность	Количество на 1 м ²

Если интересующий исследователя вид распространен достаточно широко и был собран из различных водоемов и в значительном количестве, то экологическая карточка будет содержать большое число сведений, характеризующих изучаемый вид с экологической стороны. Эти сведения можно затем обобщить в словесной форме или на основе данных карточки составить так называемый экологический спектр. Для построения эко-

донного экологического спектра среды условно мезотип и полимикрия принимаются следующие критерии: короткой вегетационный период 18—20°, мезотип с довольно высоким уровнем жизни с температурой выше 20°, полимикрия — продолжительность жизни в высоких (выше 30°) температурных полимикрия предельно бою термы. прозрачности воды обратной количественных вещей глубины исчезновения глаз белого дна до 50 см, мезотип до 200 см, полимикрия выше 200 см (берется в первую жизнедеятельность вида живого).

Активную рН меньше 7, ный в воде кинизация, мезотипах: олиготип — тип — выше 25 мг О₂/л. Заиле замечного на наличие небольшого (вос

Для больш из градаций чаемые буква

При запо (точке) экологи

ИЗУЧЕН

Исследова тракта бенто

гического спектра наблюдаемые в природе факторы внешней абиотической среды условно делятся на несколько градаций, обозначаемых как олиготип, мезотип и политип данного фактора. В отношении животных пресных вод мы принимаем такое деление факторов. Олиготипом течения считаем скорость ниже 0.1 м/сек., мезотипом течения — скорость 0.1—1.0 м/сек., политипом — скорость свыше 1 м/сек. Олиготипом термики признаем короткий вегетационный период с непродолжительным периодом температур 18—20°, мезотипом — вегетационный период средней продолжительности с довольно продолжительным сроком температур свыше 20°, политипом — продолжительный вегетационный период с продолжительным сроком высоких (выше 20° и до 30°) температур, крайний политип представляют собою термы. Олиготипом прозрачности (величины, обратной количеству взвешенных веществ) считаем глубину исчезновения из глаз белого диска меньше 50 см, мезотипом — от 50 до 200 см, политипом — свыше 200 см (прозрачность берется в период активной жизнедеятельности данного вида животного).

	Олиготип			Мезотип			Политип		
	α	β	γ	α	β	γ	α	β	γ
Термика									
Течение									
Прозрачн.									
pH									
O ₂									
Cl									
Ca									
Гумус									
Ил									

Фиг. 58. Экологический спектр олигохеты *Limnodrilus newaensis* в р. Оке. (По Жадину, 1940).

Активную реакцию среды делим по величине pH: олиготип — pH меньше 7, мезотип — pH от 7 до 9, политип — pH выше 9. Растворенный в воде кислород (O₂): олиготип — от 0 до 10% нормального насыщения, мезотип — от 10 до 50%, политип — свыше 50%. Хлор в пресных водах: олиготип — меньше 100 мг/л, мезотип — от 100 до 500 мг/л, политип — свыше 500 мг/л. Для кальция (CaO) принимаем: олиготип — меньше 25 мг/л, мезотип — от 25 до 100 мг/л, политип — свыше 100 мг/л. О содержании органических веществ в воде (гумусе) судим по величине окисляемости (определяемой перманганатным методом): олиготип — меньше 10 мг O₂/л, мезотип — от 10 до 20 мг O₂/л, политип — свыше 20 мг O₂/л. Заиление грунта делим таким образом: олиготип — отсутствие заметного на глаз ила (чисто песчаное или каменистое дно), мезотип — наличие небольшого слоя окисленного (речного) ила, политип — слой черного (восстановленного) ила.

Для большего уточнения амплитуды факторов внешней среды, каждая из градаций (олиготип, мезотип и политип) делится на 3 рубрики, обозначаемые буквами греческого алфавита α, β, γ.

При заполнении всех граф на (основе записей в экологической карточке) экологический спектр приобретает вид, изображенный на фиг. 58.

ИЗУЧЕНИЕ СОСТАВА ПИЩИ БЕНТОСОЯДНЫХ РЫБ ПО ОСТАТКАМ БЕСПОЗВОНОЧНЫХ В ПИЩЕВОМ КОМКЕ

Исследование пищевого комка, извлекаемого из пищеварительного тракта бентосоядных рыб, должно производиться теми же гидробиологами,

которые ведут работу по изучению донной фауны водоема, или под их руководством. Это исследование преследует следующие цели: 1) определение видового (или родового) состава съеденных рыбой животных, 2) изучение частоты встречаемости того или иного вида в пище разных видов рыб, 3) относительное значение того или иного вида беспозвоночных в пище разных видов рыб, 4) установление кормовых площадей того или иного вида рыб (по составу видов беспозвоночных в пищевом комке).

Перечисленные задачи относятся к компетенции гидробиологии, но, наряду с ними, имеются вопросы, выяснение которых нужно для решения ихтиологических и рыбохозяйственных проблем. К таковым можно отнести следующие: 1) изучение общего индекса наполнения (отношение веса пищевого комка к весу рыбы), 2) определение частных индексов наполнения (отношение веса различных групп съеденных животных к весу рыбы), 3) избирательность питания.

Изучение пищевого комка рыб, с какой бы тщательностью ни собирался материал, не дает ответа на весьма важный вопрос о величине суточного (и соответственно годового) рациона рыб. Этот вопрос следует решать экспериментально, пользуясь методикой, разработанной Г. С. Карзинкиным (1952) и другими исследователями.

Техника работы по изучению состава пищи рыб сводится к тому, что извлеченный из желудка и кишечника измеренной и взвешенной рыбы (у которой определен возраст и пол) пищевой комок после взвешивания помещается в чашку Петри и разбавляется некоторым количеством воды. Под биноклем оформленные части животных или целые животные разбираются по группам (тем самым, на которые разбираются пробы донной фауны), каждая группа просчитывается, а затем подвергается видовому определению. Неоформленные части пищевого комка исследуются под большим увеличением микроскопа для определения нахождения в них остатков планктона, растительных тканей, водорослей и бактерий.

Просчет остатков животных (во избежание повторного счета одного и того же экземпляра) производится по какой-либо одной части животного: у моллюсков — по макушечной части раковины, у насекомых — по головам, у ракообразных — по глазам и т. д.

Значительные трудности представляет установление веса отдельных компонентов пищевого комка, если они представлены обломками и кусочками отдельных животных. По этим обломкам следует реконструировать размеры всего животного [так, например, по величине головы (ширина головной капсулы) личинок тендишедид можно установить длину всей личинки (Константинов, 1951б)] и, пользуясь таблицами, составленными при изучении донной фауны (см. выше, стр. 319), найти искомый вес.

Взвешивание хорошо сохранившихся животных производится обычным путем на торсионных весах.

Путем сопоставления количественных и весовых отношений донной фауны в биоценозах водоема с таковыми остатков животных в пищевом комке того или другого вида рыбы можно установить не только пастбища (места кормления, кормовые площади), но и характер потребления рыбой пищи (обладает ли рыба избирательной способностью или не обладает).

При реконструкции размеров отдельных компонентов пищевого комка и нахождении их весов из таблиц, сумма весов отдельных компонентов оказывается обычно выше веса всего комка. Поэтому, для установления соотношения весов отдельных компонентов в пищевом комке, веса отдельных частей комка пропорционально уменьшаются в такой степени, чтобы их сумма совпадала с весом всего комка (Шорыгин, 1952, стр. 23).

В тех случаях, когда представлено несколько вариантов, важно определить, какая часть рыбы питается растительной пищей, а какая — животной. Прибавляя к общей сумме наличие в пище растительной и животной пищи, получим цвет.

Результаты можно изобразить в виде диаграммы.



Штрих

пищевые спектры будут построены, можно будет составить диаграмму класификации пищевых спектров.

Пастбища донной фауны, с данными содеекартирования.

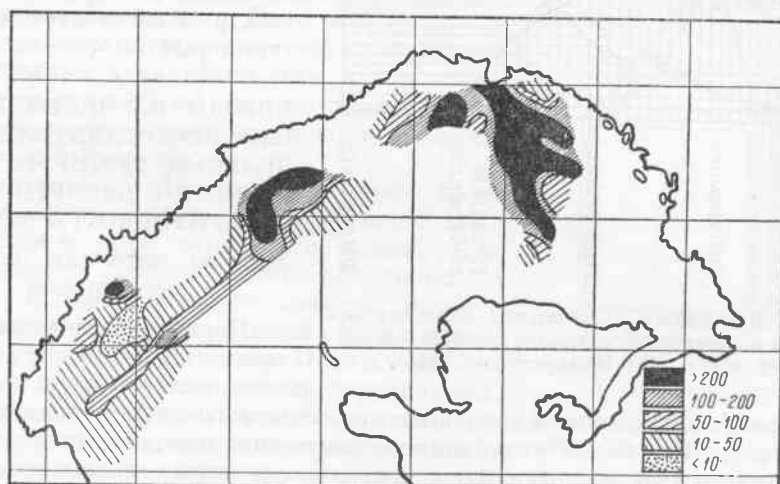
А. А. Шорыгин, 1952, стр. 23.

Карты обитания и кормления рыб. Карты обитания и кормления рыб (изол) составляются.

На картах делаются отметки о каждом из найденных объектов, какой-либо од

В тех случаях, когда изучается состав пищи беспозвоночных или рыб, представленной бесформенной массой органического вещества, очень важно определить, какая часть пищевого комка складывается животной и какая часть растительной пищей. В этих целях к пробе пищи, взятой из кишечника изучаемого животного, прибавляется хлорцинкиод. Он окрашивает растительные остатки (клетчатку, лигнин) в фиолетовый и желтый цвета. Прибавлением к пробе 10%-го раствора альканны можно установить наличие в пище растительных масел, которые окрашиваются в красный цвет.

Результаты изучения состава и количества пищи различных видов рыб можно изобразить графически. Круговые диаграммы могут изобразить



Фиг. 59. Весенние пастбища воблы в северном Каспии.
(По Шорыгину, 1952).

Штриховкой и заливкой показано наполнение желудков (в процентидах от веса рыбы).

пищевые спектры рыб в разные сезоны года, — площади отдельных секторов будут показывать здесь относительную роль той или другой группы кормовых животных в питании рыбы. В основу составления круговых диаграмм кладутся веса (фактические или вычисленные) различных частей пищевого комка и частные индексы наполнения.

Пастбища рыб очерчиваются на картах или планах водоемов сообразно данным содержания пищевого комка и результатам биоценотического картирования донной фауны.

А. А. Шорыгин применял количественный принцип в построении карт питания. Он, как и некоторые другие авторы, различал карты общего питания и карты преимущественного питания.

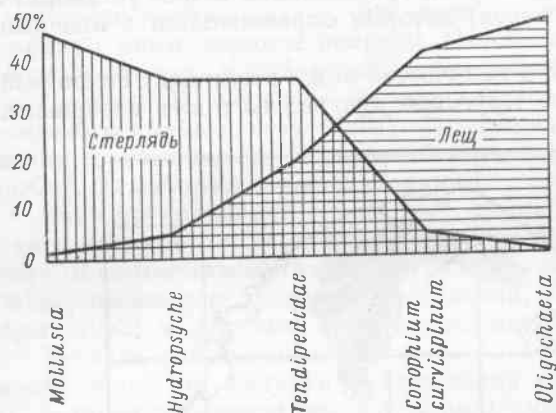
Карты общего питания составляются следующим образом: на карту наносятся общие индексы наполнения, на основании которых проводятся линии (изолинии) сходной степени накормленности рыб. Эти карты составляются посезонно (фиг. 59).

На карты преимущественного питания наносятся те площади, в пределах каждой из которых в питании данного вида рыбы преобладает какой-либо один определенный массовый вид донной фауны.

Графически можно изобразить также совпадение в питании разных видов рыб (сходство состава пищи), положив в основу графиков величины частных индексов наполнения (фиг. 60).

Когда настоящая глава была подготовлена к печати, вышел том «Трудов совещания по методике изучения кормовой базы и питания рыб» (изд. Академии Наук СССР, М., 1955). К статьям М. В. Желтенковой, Г. С. Карзинкина и М. Н. Кривобок,

Е. В. Боруцкого, Н. В. Лебедева, Б. Г. Иоганзена и др., опубликованным в этом томе, мы отсылаем читателя, желающего серьезно работать в области изучения питания рыб.



Фиг. 60. Процентное соотношение пищевых организмов в кишечнике стерляди и леща (по сырому весу). (По Панкратовой, 1948).

ных видов моллюсков получают на основе полевых исследований (см. выше). Для более углубленного изучения экологии организуются наблюдения в садках, устанавливаемых в естественных водоемах, и в комнатных аквариумах.

Садки могут быть изготовлены из целлулоида, листы которого легко разрезаются и склеиваются ацетоном, или из проволочного каркаса, обтягиваемого мельничным шелком; остов садка может быть сделан и из деревянных планок. Поступление воды в садок, изготовленный из целлулоида, обеспечивается просверливанием дырок разного диаметра. Форма садка и его размеры определяются величиной и количеством подопытных моллюсков. Садки устанавливаются на специально вбиваемых кольях или укрепляются на сваях, поддерживающих пристань или купальню или подвешиваются на специальных плотиках (фиг. 61). Садки, предназначенные для жаберных моллюсков (двустворчатых и брюхоногих), могут быть погружены целиком под воду; те же садки, в которых помещаются легочные моллюски, погружаются в воду на $1/2$ или $3/4$ своей высоты (в целях обеспечения контакта моллюсков с атмосферным воздухом).

Изучение целого ряда вопросов экологии моллюсков (а равно и всех других животных) нуждается в физиологической методике, которая будет описана во второй части этой книги.

Питание брюхоногих моллюсков изучается: 1) путем просмотра содержимого кишечного тракта под большим увеличением микроскопа, 2) учетом количества и состава фекальных «колбасок», взвешиванием их в течение определенного промежутка времени, при различном физиологическом состоянии моллюсков и при разных внешних условиях (при разной температуре, разном содержании кислорода в воде и т. п.), 3) специально

МЕТОДЫ ИЗУЧЕНИЯ ЭКОЛОГИИ ПРЕДСТАВИТЕЛЕЙ ОТДЕЛЬНЫХ ГРУПП ФАУНЫ И ИХ РОЛИ В БИОЛОГИЧЕСКОЙ ПРОДУКТИВНОСТИ ВОДОЕМА

Методы изучения экологии моллюсков

Первоначальные экологические данные и экологические спектры отдель-

поставле.
1949; Ни

Опыт
стве аква
рые пом
по одно
или 20 м
опытные
тительн
отжимае
минут д
шивается
бумаги
щи мол
мер лич
шечьего
после у
травали

Как
пытные
шиваю
устано
корма
его пом
период
сериям

Все
журна
ются с
Реком
дается

Оп
читае
ее ис
рацио
нии м
спери
И
вычис

где п
вого
расте
В —
грамм
И
прос
трак
водос
ство

поставленными опытами с дачей различной пищи (Walter, 1906; Сущкина, 1949; Hunter, 1953a, Гаевская, 1954).

Опыты ставятся как в комнатных аквариумах, так и в садках. В качестве аквариумов берутся небольшие сосуды (около 1 л емкостью), в которые помещается по 5—15 экземпляров моллюсков. В садки, сделанные по одному из образцов, упомянутых выше, помещается также 5, 10, 15 или 20 моллюсков. Перед началом аквариальных и садковых опытов подопытные животные сосчитываются, промеряются и взвешиваются. Растительный корм, который кладется в аквариумы и садки, предварительно отжимается под грузом в 1 кг в течение 20 минут для удаления излишней воды, просушивается между листами фильтровальной бумаги и взвешивается. Если в качестве пищи моллюскам дается животный корм (например личинки тендипедид или куски лягушечьего мяса и т. п.), то он взвешивается после удаления с него наружной воды фильтровальной бумагой.

Каждые 1—5—10 дней или чаще подопытные моллюски и оставшийся корм взвешиваются и корм заменяется новым. Для установления потери в весе растительного корма от биохимических причин, навеска его помещается в контрольный сосуд и также периодически взвешивается. Опыты ставятся сериями и получаемые данные усредняются.

Все наблюдения в опыте записываются в журнал, в графах которого предусматриваются сведения по всем операциям опыта. Рекомендуемая форма журнальных записей дается ниже.

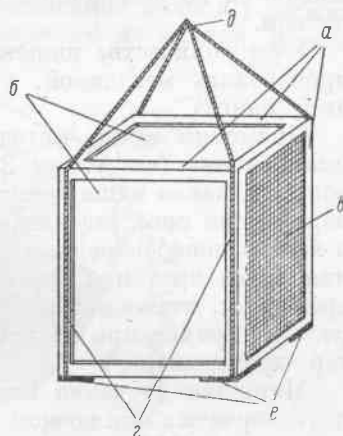
Опыты позволяют установить предпочитаемую пищу моллюсков, коэффициент ее использования, суточный ритм питания и вычислить суточный рацион при разном составе пищи и при разном физиологическом состоянии моллюска в различных экологических условиях. При длительном эксперименте можно установить годовой рацион моллюсков.

Интенсивность поедания моллюсками растительной пищи можно вычислить по следующей формуле (Кузнецов, 1946a):

$$n = \frac{(A - A_1) + (B \cdot A)}{S \cdot C},$$

где n — интенсивность поедания растительной пищи в сутки на 1 г живого веса моллюска (в граммах), A — вес растения до опыта, A_1 — вес растения после опыта, S — продолжительность опыта в сутках, B — поправка на изменение веса водоросли, C — вес моллюсков в граммах.

Изучение питания двустворчатых моллюсков производится путем просмотра под большим увеличением микроскопа содержимого кишечного тракта. В этих целях один и тот же вид моллюска собирается из различных водоемов в разное время года. Экспериментальное изучение питания двустворчатых должно исходить из учета количества воды, пропускаемой мол-



Фиг. 61. Садок для моллюсков. (По Кузнецову, 1946a).

a — деревянный остов садка; b — застекленные стенки; c — сетка, закрывающая боковую стенку; d — трос, охватывающий садок; e — утяжелка для подвески садка; e — грузы для утяжеления садка.

люском через сифоны в течение определенного времени (часа, суток и пр.) при разных условиях среды и разном физиологическом состоянии моллюска. Давая вместе с водой суспензию водорослей, бактерий или детрита (в заранее подсчитанной концентрации) или помещая в воду известное количество представителей зоопланктона, яиц и личинок моллюсков, ведут наблюдения за уменьшением в аквариуме количества водорослей, бактерий и других компонентов предлагаемой моллюску пищи. Параллельно ставится контрольный аквариум, куда вносится пища в отсутствие моллюска. В обоих аквариумах внесенные питательные вещества поддерживаются во взвешенном состоянии путем помешивания стеклянной палочкой.

Учет количества пищевых организмов и взвесей в аквариумах можно производить методикой, применяемой в планктонологии (см. главу 37 этой книги).

Применяя также методику планктологов и метод флуоресцентной микроскопии (см. главу 39 этой книги), производится исследование по вопросу, какая пища используется моллюском (т. е. какие водоросли переварены при прохождении кишечного тракта моллюска), а какая выделена в живом непереваренном состоянии. Учитывается воздействие прохождения через организм моллюска личинок своего вида (например велигер дрейссены, глохий беззубки или перловицы) или другого вида или рода (например при изучении питания перловицы изучается судьба велигер дрейссены).

Методика изучения количества воды, пропускаемой разными видами двусторчатых моллюсков, нуждается в дальнейшей разработке. К. А. Воскресенский (1948) при изучении мидий применял следующую методику. В сосуде типа большого аквариума заготавливается суспензия глины, которая отстаивается здесь в течение суток. Мутная вода (с суспензией глины) порциями по 250—500 мл переливается в четырехлитровые круглые сосуды, в которые добавляется по 1.25—2.5 л чистой воды (желательно из среды обитания моллюсков). В сосуды с заготовленной таким образом водой на чашках Петри вносятся подопытные мидии, оставляемые здесь на определенное количество времени. В контрольный сосуд ставится пустая чашка Петри для того, чтобы установить, какое количество взвеси осядет небиологическим путем. Моллюски, прогоняющие мутную воду через свой вводной сифон, выделяют через выводной сифон агглютинированные взвеси, которые легко могут быть собраны пипеткой и сохранены в пробирке (фиг. 62). Чтобы учесть все количество глины, которое прогнал моллюск, его из опытного сосуда переносят на сутки в чистую воду, где моллюск выделяет в склеенном виде весь остаток поглощенной взвеси, которая также собирается пипеткой в пробирку. Взвесив высушенную агглютинированную глину на аналитических весах и зная, какое количество глины было в единице объема воды, можно вычислить то количество воды, которое моллюск прогнал через свои жабры за время пребывания в опытном сосуде. Для моллюсков, закрывающих свои раковины от глинистых взвесей, можно применять различные красящие вещества (например кармин) и по изменению интенсивности окраски воды (колориметрическим методом) в сосуде судить о количестве воды, пропущенной моллюском через его оттеживающий аппарат.

Размножение, как и питание, у моллюсков изучается в природной и в лабораторной обстановке. Для изучения хода процессов созревания половых продуктов производится периодическое вскрытие моллюсков, собираемых в разных водоемах.

Брюхоноги и в лабораторном питанием. В отмечается на как подсчитать развития яйц ния. Материи шиваются (д

На основ кладок у яйц дящих. Учит

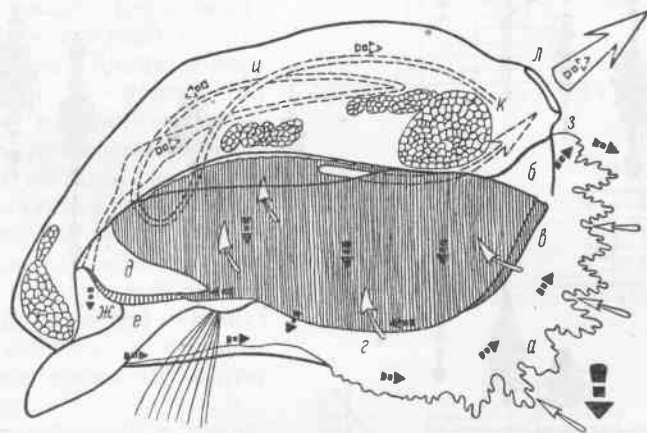
кладок или Составляю

Последо миграции и и садковой морских усл для речных

Сборы м дятся ежеме земляров и и изучения у самок или поставленн должительн и повторяем число яиц

Брюхоногие моллюски помещаются в садки, устанавливаемые в водоеме, и в лабораторные аквариумы и обеспечиваются обильным полноценным питанием. В садках и аквариумах выясняются вопросы оплодотворения, отмечается начало откладки яиц, условия формирования кладок. В кладках подсчитывается количество яиц, записываются данные по скорости развития яиц и выходу из них молоди при различных условиях содержания. Материнские и молодые моллюски периодически измеряются и взвешиваются (для изучения темпа роста при разных условиях жизни).

На основе круглогодичных наблюдений подсчитывается количество кладок у яйцекладущих моллюсков и число рождаемой молоди у живородящих. Учитывается количество молоди, выходящей из кладок, и число



Фиг. 62. Схема движения воды и извлеченных из нее взвешенных частиц в мантийной полости мидии. (По Воскресенскому, 1948).

Длинные стрелы — путь воды; короткие — путь удержанного из взвеси твердого материала. а — фестоны вводного отверстия; б — мембрана вводного отверстия; в — внутренний листок левой жаберы; г — внешний листок левой жаберы; д — левая внешняя губная лопасть; е — левая внутренняя губная лопасть; ж — рот; з — место обжима и выхода агглютинатов; к — анальное отверстие; л — выводной сифон.

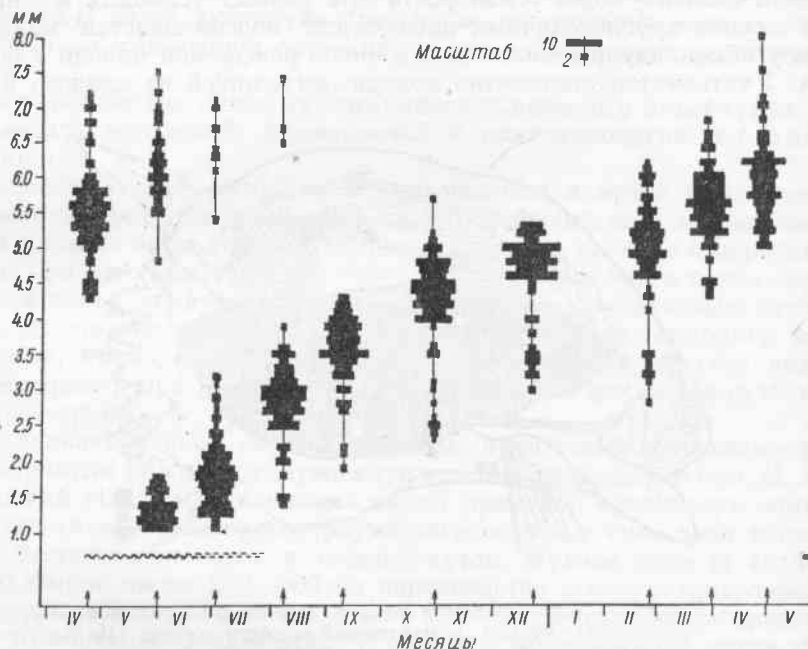
кладок или яиц, погибших (устанавливается причина гибели кладок). Составляются таблицы прироста размеров и веса моллюсков.

Последовательность наблюдений по размножению, росту, отмиранию, миграции и другим явлениям в жизни брюхоногих моллюсков в природной и садковой обстановках может быть следующая [по Кузнецову (1948) для морских условий, по Хантер (Hunter, 1953a) и Клеленд (Cleland, 1954) для речных и озерных водоемов].

Сборы моллюсков из разных биотопов и из разных водоемов производятся ежемесячно количественными методами и из каждого улова 100 экземпляров измеряется, взвешивается и вскрывается для установления пола и изучения степени зрелости половых продуктов, для подсчета числа яиц у самок или числа зародышей у живородящих видов. В условиях садков, поставленных в водоеме, изучается характер и время оплодотворения, продолжительность вынашивания оплодотворенных яиц в теле самки, время и повторяемость выметывания кладок. Изучается форма, размеры кладок, число яиц в кладках в естественных и садковых условиях, вычисляется

среднее количество яиц в кладке в разных водоемах и разных биотопах. При вскрытии моллюсков отмечаются факты поражения гонад паразитами и результаты этого поражения (стерильность, уменьшение плодовитости и пр.). При периодических осмотрах садков подсчитывается количество погибших моллюсков.

Результаты наблюдений изображаются в виде гистограмм различной формы (фиг. 63 и 64).



Фиг. 63. Гистограмма размерного состава популяции речной чашечки в одной реке в течение года. (По Hunter, 1953a).

По оси абсцисс — длина раковины (в мм); по оси ординат — частота (см. масштаб). Волнистая линия — период откладки яиц.

Возраст брюхоногих моллюсков в некоторых случаях можно установить по годовым меткам в периферической части раковины; но все же основным критерием для различения возрастных составных частей популяций до настоящего времени считается биометрический анализ популяции. В этих целях собираемые моллюски промеряются (для простоты можно взять только высоту или диаметр раковины), и данные промеров используются для построения кривой (с соблюдением правил вариационной статистики, — см. соответствующие руководства). Двугорбинность или многогорбинность кривой будет обозначать наличие различных возрастных групп в популяции; число этих групп определяется количеством вершин в кривой, а средние размеры раковин каждой возрастной группы на момент наблюдения явствуют из местоположения вершины (фиг. 64). Если биометрические наблюдения ведутся из месяца в месяц, то по перемещению каждой вершины на кривой можно судить о росте раковин всех возрастных групп и об изменении численности каждой возрастной группы.

Данные биометрического анализа и полевых наблюдений можно также представить в виде цифровых таблиц, примерная форма которых приведена на стр. 358 [по Кузнецову (1948)].

Материалы по в основу определены вещества в результате В. В. Кузнецову для определ

$$P = S \times \frac{a_1}{a_2}$$

где P — искомым средним весом одного моллюска в наблюдений, a_2 — среднего экземпляра да наблюдений экземпляров, и ние периода н

Периодом на рается год, нач ждом географии разное время дет апрель, а СССР — май, и оканчивающ ствующее же апреле, мае).

Если одновр нием жизненно ка изучается ядных рыб, т личественную чению содержа рыб, можно у доля прироста вещества, обу недеятельности моллюска, по баб. Относя э личине биомас водоеме, можн эффициент ис массы рыбой.

Изучение р створчатых м водится не од ных системат Для обладаюи размерами ви использовать в аквариумах pidae большею исследования

Материалы по изучению жизненного цикла моллюсков можно положить в основу определения динамики их численности, прироста органического вещества в результате жизнедеятельности моллюсков того или иного вида. В. В. Кузнецов (1948) дает формулу для определения прироста:

$$P = S \times \frac{(a_2 - a_1)}{2} + a_1,$$

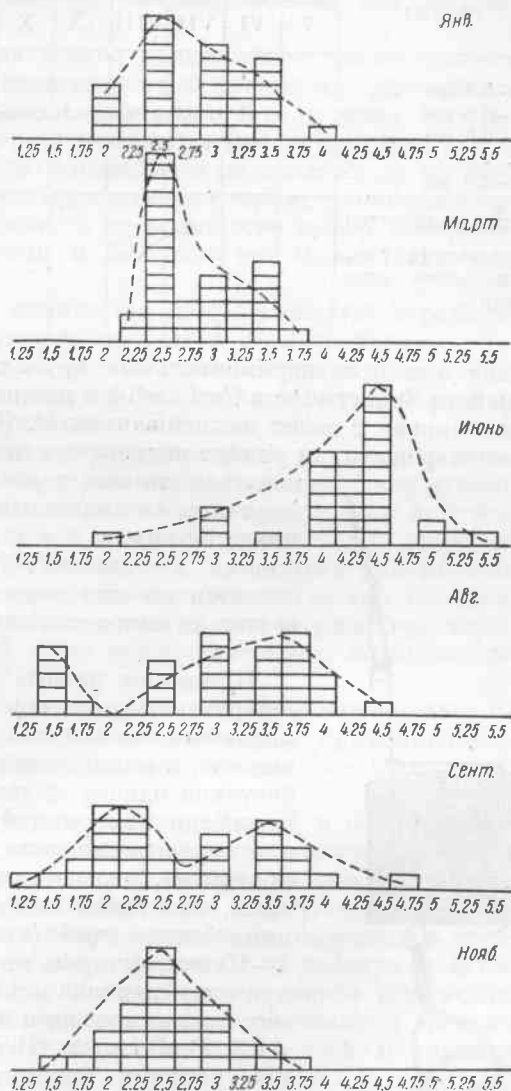
где P — искомый прирост, a_1 — средний вес одного экземпляра моллюска в начале периода наблюдений, a_2 — средний вес одного экземпляра в конце периода наблюдений, S — количество экземпляров, погибших в течение периода наблюдений.

Периодом наблюдений выбирается год, начинающийся в каждом географическом районе в разное время (на юге это будет апрель, а в средней полосе СССР — май, на севере — июнь) и оканчивающийся в соответствующее же время (в марте, апреле, мае).

Если одновременно с изучением жизненного цикла моллюска изучается питание бентосоядных рыб, то, применяя количественную методику к изучению содержимого желудков рыб, можно установить, какая доля прироста органического вещества, обусловленная жизнедеятельностью данного вида моллюска, пошла в пищу рыбам. Относя эту величину к величине биомассы моллюсков в водоеме, можно определить коэффициент использования биомассы рыбой.

Изучение размножения двусторчатых моллюсков производится не одинаково для разных систематических групп. Для обладающих небольшими

размерами видов семейств Sphaeriidae и Corbiculidae можно широко использовать садковую и аквариальную методику. Содержание же в аквариумах и садках крупных видов семейств Unionidae и Margaritanae большей частью весьма затруднительно, и потому основным приемом исследования для них следует считать наблюдения в природной обста-



Фиг. 64. Гистограмма размерного состава популяции *Valvata piscinalis* в разные месяцы года. (По Cleland, 1954).

Высота раковины — в мм. Каждый прямоугольник — один экземпляр моллюска.

Размерная группа	М е с я ц ы												
	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	I	II	III	IV	V
7.0—6.5 мм . . .													
6.5—6.0 мм . . .													
6.0—5.5 мм . . .													
2.5—2.0 мм . . .													
Общее количество													
Биомасса (в г) . .													
Количество кла- док													

В графах проставляются количества особей каждой промерной группы

новке или в экспериментальных прудах. Садки для работы с видами семейств Sphaeriidae и Corbiculidae можно делать из целлулоида [как это практиковал в своих исследованиях М. Э. Тиль (Thiel, 1926a), фиг. 65].

Такого рода садки удобно подвесить в любом месте водоема. Можно пользоваться также деревянными садками значительной величины со сплошным деревянным дном, на которое кладется грунт, и с затянутыми металлической сеткой боками и крышкой. Деревянные большие садки или ставятся на дно водоема и во избежание опрокидывания укрепляются кольями, или подвешиваются на плотках.

Принципы работы по изучению размножения двусторчатых моллюсков те же, что и при изучении размножения брюхоногих. Также производятся ежемесячные сборы моллюсков из различных водоемов и разных биотопов одного и того же водоема. Все собранные моллюски измеряются, взвешиваются и вскрываются для определения пола, изучения состояния половых продуктов, подсчета числа зародышей (у живородящих), глохидиев или яиц. При садковых исследованиях ежемесячно (или чаще) из садка вынимается 5—10 экземпляров, которые и подвергаются вскрытию, причем у шаровок измеряются не только раковины самих моллюсков, но и их зародышей.

Б. В. Властов (1955) предложил производить анализ половых продуктов у крупных двусторчатых моллюсков повторно на одних и тех же особях, не умерщвляя их. Для этого створки моллюсков осторожно раздвигаются рукояткой скальпеля, и половые продукты извлекаются или иглой шприца (из железы), или пипеткой (из жабер).

Фиг. 65. Подвесной садок для изучения шаровок. (По Thiel, 1926a).

Подсчет яиц и глохидиев, находящихся в жабрах моллюсков, производится методами, применяемыми в планктонологии. Содержимое жабер переводится в стакан или сосуд другой формы и разводится водой определенного объема. Затем штемпель-пипеткой берется определенная порция воды, в которой при помощи счетной камеры сосчитываются яйца (или глохидии). Путем умножения полученной величины на число, со-

ответствующее р-сосуде (и соотве-держимое жабер-пипеткой, было 0.5 мл), получае-

Для подсчета методом. Для это-взвешивается, за-вается. В этой-все содержимое, раз вес всей жа-ная таким образ-ших яйца или п-а у жемчужниц

При обоих с-ваться одной сч-

Особое вним-диев, которые п-климатических

Изучение пл-чинками (велич-моллюсков для-количества зрел-производятся к-количество вел-ваются камни, извлекаемые со-осевшей на них

Для изучени-и биомассы дре-В. П. Воробье-в частности пр-

В. П. Воро-и осенью. Собр-100 экз., подв-строился вари-Из всех станци-нее процентное-вычислялся ср-для весны и о-вес одной особ-также для вес-

По цифрам-вершины вари-ных групп, соо-количество осо-установить, ка-растной групп-на убывшее е-

Ввиду того, рыбами, прои-рыб, причем моллюсков, ст-

ответствующее размерам пробы, вычисляется количество яиц во всем сосуде (и соответственно во всех жабрах моллюска). Если, например, содержимое жабер было разведено в 100 мл воды, а в 0.5 мл, взятых штемпель-пипеткой, было обнаружено 300 яиц, то, умножая 300 на 200 (100 мл: 0.5 мл), получаем 60 000.

Для подсчета яиц и глохидиев можно пользоваться также весовым методом. Для этого жабра с содержащимися в ней яйцами или глохидиями взвешивается, затем от нее отделяется какая-то часть и тоже взвешивается. В этой отделенной части просчитывается (на счетной пластинке) все содержимое, и полученное число умножается на столько, во сколько раз вес всей жабры превышает вес просчитанной части; затем полученная таким образом величина умножается на количество жабер, содержавших яйца или глохидии (у перловиц и беззубок это может быть две, а у жемчужниц четыре).

При обоих способах подсчета количества яиц, не следует ограничиваться одной счетной пробой, а делать просчет в 2—3 пробах.

Особое внимание надо обратить на установление числа порций глохидиев, которые выметывает тот или другой вид двустворчатых в разных климатических и экологических условиях (Властов, 1955).

Изучение плодовитости дрейссен, размножающихся плавающими личинками (велигерами), производится также периодическими вскрытиями моллюсков для изучения степени зрелости половых продуктов и подсчета количества зрелых яиц. Помимо этого, в период размножения дрейссен производятся количественные сборы планктона, в которых учитывается количество велигеров. В это же время ежедневно тщательно осматриваются камни, пустые раковины моллюсков и другие твердые предметы, извлекаемые со дна в прибрежной части водоема, с целью обнаружения осевшей на них молоди.

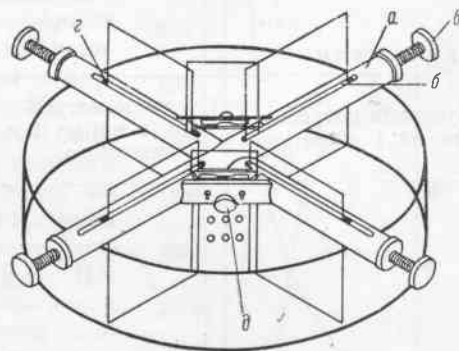
Для изучения вопроса динамики численности и прироста количества и биомассы дрейссен можно воспользоваться методикой, применявшейся В. П. Воробьевым (1949) при изучении моллюсков Азовского моря, в частности при изучении митиластера.

В. П. Воробьев производил сбор моллюсков 2 раза в год — весной и осенью. Собранные в каждой станции моллюски, числом не менее 100 экз., подвергались измерениям и взвешиванию, на основании чего строился вариационный ряд, расчлененный на весь улов и на 1 м². Из всех станций, где производились сборы моллюсков, выводилось среднее процентное соотношение моллюсков определенного размера и затем вычислялся средний вариационный ряд линейных размеров моллюсков для весны и осени. Определив непосредственным взвешиванием средний вес одной особи, можно получить вариационный ряд веса моллюсков также для весны и осени.

По цифрам линейных размеров и веса, характеризующим отдельные вершины вариационных кривых, можно установить количество возрастных групп, составляющих популяцию в момент наблюдения. Сопоставляя количество особей каждой возрастной группы для весны и осени, можно установить, какая убыль произошла за лето среди той или другой возрастной группы, и, умножая средний вес одной особи каждой группы на убывшее ее количество, получить весовое выражение убыли.

Ввиду того, что основная причина убыли лежит в поедании моллюсков рыбами, производится изучение содержимого желудков бентосоядных рыб, причем определяется процентное соотношение возрастных групп моллюсков, съеденных рыбой. Зная количество рыбы в водоеме, можно

кулярными отрезками трубки крестовины помещены плоские винтовые зажимы (д), прорезь которых соединяется с прорезями смежных с ними трубок. Таких поперечных плоских зажимов может быть 2, 4 или более, в зависимости от надобности и от числа лучевых отрезков крестовины. Эти зажимы, по соображениям прочности лучевых трубок, невозможно лишь делать в смежных квадрантах, образуемых лучами крестовины. Крестовина накладывается на аквариум, в продольные прорези вставляются стеклянные перегородки и закрепляются винтовым зажимом. Для того, чтобы ребро стеклянной перегородки плотно прижималось к стенке аквариума, между ним и стенкой вкладывается полоска резины. Таким образом, аквариум, в зависимости от числа лучей крестовины, оказывается разделенным на 4, 6, 8 и т. д. дворики, средняя же часть аквариума остается неразгороженной. Сюда помещаются подопытные животные, пища же раскладывается по дворикам. В тех случаях, когда нужно произвести подсчет оставшейся пищи или количества собравшихся в данном секторе животных и т. п., можно половину дворики запереть при помощи поперечной перегородки, которая вставляется в плоский винтовой зажим. Ребра поперечных перегородок, благодаря наличию боковых прорезей, плотно прижимаются к продольным перегородкам, особенно если поперечные перегородки сделаны из толстого стекла и ребра их скошены. Для того, чтобы произвести подсчет и в оставшихся незапертыми двориках, прибор осторожно приподнимается, поворачивается на соответствующий угол и снова опускается. Необходимо, конечно, чтобы углы между отрезками трубок крестовины совпадали друг с другом с точностью до 1—2 мм.



Фиг. 67. Прибор для изучения питания водных животных — «дворики». (По Гаевской, 1939).

Объяснение в тексте.

Прибор Н. С. Гаевской применялся для изучения питания ракообразных (Леванидов, 1949) и других беспозвоночных.

После периода привыкания подопытные животные расходятся по дворикам, в которых они и регистрируются. Данные берутся из 10 наблюдений и выражаются в процентах: наибольшая величина процента указывает на предпочтение данного рода пищи подопытными животными.

На основании опытов вычисляется количество пищи, потребленной за сутки на единицу веса подопытных животных. Эта величина выражается в процентах и обозначается как средний пищевой индекс (Березина, 1946).

Проводя опыт в различных температурных и химических условиях с особями различного размера и возраста, можно установить зависимость интенсивности питания (среднего пищевого индекса) от различных внешних и внутренних факторов.

Примерная форма записи постановки опытов и вычисления результатов дается на стр. 362.

Для изучения вопросов размножения и роста следует пользоваться теми же приемами биологического анализа популяции, которые изло-

СУТОЧНОЕ ПОТРЕБЛЕНИЕ ПИЩИ (НАЗВАНИЕ ЖИВОТНОГО)

№ опыта	Число и час		Вес животного		Вес пищи		Поправка на биохим. проц.
	начала	конца	до опыта	после опыта	до опыта	после опыта	

Продолжение

Суточное потребление на 1 животное	Суточное потребление (в мг) на 1 г животного	Суточный пищевой индекс (в %)	Примечание (наименование пищи и пр.)

жены применительно к моллюскам (см.: Бекман, 1954; Виноградова, 1950а; Гарбер, 1951; Грезе, 1951а; Куренков, 1950; Ляхов, 1951; Макаров и Пиливская, 1951; Маркосян, 1948; Чайнова, 1950). Периодически (раз в месяц или реже) производятся количественные сборы ракообразных (креветок, мизид, бокоплавов, равноногих и пр.), которые фиксируются формалином или спиртом. После точного определения собранных видов у особей изучаемого вида определяется пол, измеряется длина тела, рачок взвешивается на торсионных весах после двухминутного обсушивания на фильтровальной бумаге. Яйца и зародыши у самок просчитываются весовым методом (берется навеска, в которой просчитываются яйца, и затем зная вес всех яиц, определяют их общее число).

На основании полученных данных дается раздельная для самцов и самок размерная и весовая характеристика, затем составляется (по Грезе, 1951а) гистограмма размерного состава популяции (по которой выясняется общий характер жизненного цикла рачка) и два графика — график изменений численности определенного поколения рачков от момента его появления до полного исчезновения и график темпа весового роста рачков (фиг. 68).

Все расчеты по динамике биомассы вида ведутся на основании данных этих двух исходных графиков, начерченных в большом масштабе на миллиметровой бумаге. Они сводятся к определению ежемесячных величин биомассы рачков и ежемесячных потерь этой биомассы, исходя из индивидуальных весов и численности рачков на единице площади.

В. Н. Грезе принимает сумму ежемесячных потерь биомассы за годовую продукцию рачка.

Ход работы происходит в следующей последовательности. Анализируя размерный состав популяции, устанавливают продолжительность жизненного цикла изучаемого рачка (в одном водоеме он может быть одногодич-

ным, в другом — небольшого числа. В период размножения и полное исчезновения, объясняющей смертность рачков должен собираться в т. с уменьшением веса по весов (фиг. 68).

Располагая плотностью одного изменения веса нию сезонных чаемом водоем лучают среднeного поколения месяца и запис стр. 364 (верх получают сс ков (записывае рeмножение п из граф 3 и ного поколен на 15-е чис.

Определив поколения по м ежемесячных графе 3 про показывающeи одном месяце месяце (напр читается ис и т. д.). Таки особей, исче одного месяа чины записы экземпляра сяца. Путем биомассы из в графе 8 а

При нали или нескол дельно для [табл. на с

Имея да вотного (бу фауны) по м вычислить ниях: к и среднегодо убедиться,

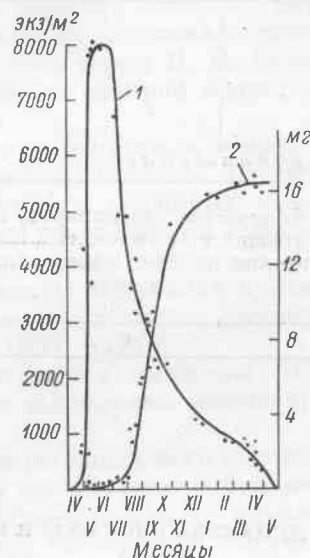
ным, в другом — двухгодичным и т. п.). Затем, по наличию в пробах небольшого числа крупных особей и множества мелкой молоди, отмечают период размножения. Быстрое уменьшение количества мелких рачков и полное исчезновение крупных, происходящее вслед за периодом размножения, объясняются как выеданием молодых рачков рыбами и естественной смертностью производителей после размножения. Факт выедания рачков должен быть подтвержден изучением содержимого желудков рыб, собираемых в той же части водоема, где изучаются рачки. Одновременно с уменьшением количества рачков происходит их рост, что прослеживается по весовым показателям на кривой 2 (фиг. 68).

Располагая графиком сезонных изменений плотности одного поколения рачка и графиком изменения веса рачков, приступают к вычислению сезонных изменений их биомассы в изучаемом водоеме. По кривой 1 (фиг. 68) получают средние плотности (численность) данного поколения рачка на 15-е число каждого месяца и записывают их в графу 3 табл. на стр. 364 (верх). По кривой 2 того же графика получают соответствующие средние веса рачков (записываемые в графу 4 таблицы). Перемножение плотностей и средних весов (чисел из граф 3 и 4) дает величину биомассы данного поколения, наблюдающуюся в водоеме на 15-е число каждого месяца (графа 5).

Определив изменения биомассы данного поколения по месяцам, переходят к вычислению ежемесячных потерь биомассы. Для этого в графе 3 производится вычитание из чисел, показывающих плотность поколения рачков в одном месяце, чисел плотности в следующем месяце (например из майской плотности вычитается июньская, из июньской июльская и т. д.). Таким образом получают количества особей, исчезающих за время от 15-го числа одного месяца до 15-го числа другого. Эти величины записываются в графу 6. В графу 7 вписываются средние веса одного экземпляра рачка, взятые из кривой 2 (фиг. 68) на 1-е число каждого месяца. Путем умножения чисел из граф 7 и 6 получают величины потерь биомассы изучаемого поколения рачка за месяц. Суммирование величин в графе 8 за год дает годовую продукцию рачка.

При наличии не одного поколения рачка в популяции водоема, а двух или нескольких, подсчет годовой производительности производится отдельно для каждого поколения и полученные данные суммируются [табл. на стр. 364 (низ)].

Имея данные по величине биомассы популяции изучаемого вида животного (будь то рачки или какой-либо другой представитель водной фауны) по месяцам и по размерам его годовой производительности, можно вычислить отношение продукции к биомассе в различных ее проявлениях: к исходной биомассе, максимальной и минимальной биомассе, среднегодовой или наиболее часто исследуемой — августовской. Легко убедиться, что эта величина (П/Б) изменяется в очень большом интер-



Фиг. 68. Изменение численности одного поколения повтопорей и ее весового роста в реке. (По Грезе, 1951а).

1 — численность (в экз./м²); 2 — вес (в мг).

ДИНАМИКА И ОБЩАЯ ПРОИЗВОДИТЕЛЬНОСТЬ ОДНОГО ПОКОЛЕНИЯ
РАЧКА В ВОДОЕМЕ

Год	Месяц	Средняя плотность данного поколения на 15-е число месяца (экз./м ²)	Средний вес одного экземпляра на 15-е число ме- сяца (в мг)	Средняя биомасса данного поколения на 15-е число месяца (в мг/м ²)
1	2	3	4	5

Продолжение

Количество экземпляров, исчез- нувших с 15-го числа месяца по 15-е число месяца	Средний вес од- ного экземпляра на 1-е число месяца (в мг)	Потеря биомассы данного поколения с 15-го числа месяца по 15-е число месяца (в мг/м ²)
6	7	8

ДИНАМИКА БИОМАССЫ И ГОДОВАЯ ПРОИЗВОДИТЕЛЬНОСТЬ ВСЕЙ ПОПУЛЯЦИИ
РАЧКА В ВОДОЕМЕ

Год	Месяц	Средняя биомасса поколения n—1 года на 15-е число месяца (в мг/м ²)	Средняя биомасса поколения n года на 15-е число месяца (в мг/м ²)	Суммарная био- масса всей популя- ции на 15-е число месяца (в мг/м ²)
1	2	3	4	5

Продолжение

Потеря биомассы поколе- ния n—1 года с 15-го числа месяца по 15-е число месяца (в мг/м ²)	Потеря биомассы поко- ления n года с 15-го числа месяца по 15-е число месяца (в мг/м ²)	Суммарная потеря био- массы всей популяции с 15-го числа ме- сяца по 15-е число месяца (в мг/м ²)
6	7	8

ДОНН

вале, в зависи
расчете.

Ме

Изучение э
развития (от я
вания.

Методика
образна и сло
ратурных мат
вида водных г
мишева (1944)
черпнуть и не

В этом раз

скими вопроса

Первоначал

получить из эк
и из материал

Вопросы п

щественно пут

(Березина, 19

Подопытны

до 10 л или в

водить и в ча

В сосуд по

или взрослое

ная пища. Ес

животные объ

мелкие рыбки

ных или каких

ные (дафнии,

берется из таб

растительная

ния или отжи

питания молл

вать и по весу

стандартных п

чества пищи

пища вносится

При изуче

в однообразно

к ней в аква

размера), зате

потом с пище

видов или из

дается в тако

примерно соо

Учет съеда

пированию оста

нения пищи.

мами, которы

следует произ

вале, в зависимости от того, какая величина биомассы (Б) берется при расчете.

Методы изучения экологии водных насекомых

Изучение экологии водных насекомых следует вести на всех стадиях развития (от яиц до имаго) в период водного и воздушного существования.

Методика экологического исследования насекомых весьма разнообразна и сложна, и в нашу задачу не входит пересказ обильных литературных материалов. Образцом экологического исследования одного вида водных гетеротопных насекомых можно считать книгу В. Н. Беклемишева (1944) об экологии малярийного комара, из которой можно почерпнуть и необходимые методические приемы.

В этом разделе нашей главы мы ограничимся немногими методическими вопросами, имеющими специфически гидробиологическое значение.

Первоначальные экологические данные о водных насекомых можно получить из экологических карточек при изучении донной фауны водоемов и из материалов учета вылета насекомых из водоемов.

Вопросы питания личинок и взрослых насекомых изучаются преимущественно путем наблюдений и экспериментов в аквариальных условиях (Березина, 1946, 1947, 1949, 1951; Пчелкина, 1950, и др.).

Подопытные животные содержатся в аквариумах емкостью от 1 до 10 л или в банках на пол-литра. Отдельные наблюдения можно проводить и в чашках Коха.

В сосуд помещается обычно 1 экз. исследуемого насекомого (личинка или взрослое) и ему дается по счету или по весу растительная или животная пища. Если в качестве пищи предлагаются более или менее крупные животные объекты (личинки других насекомых, головастики лягушек, мелкие рыбки и т. п.), то они сосчитываются и взвешиваются на торсионных или каких-либо других весах. Если даются микроскопические животные (дафнии, циклопы и т. п.), то они только сосчитываются, а вес их берется из таблиц стандартных весов (см. главу 37 этой книги). Крупная растительная пища дается по весу (после предварительного подсушивания или отжимания влаги под прессом, — см. выше о методах изучения питания моллюсков и ракообразных); планктонные водоросли можно давать и по весу и по счету (с последующим переводом на вес по таблицам стандартных весов). Для получения поправки на изменение веса и количества пищи от биохимических и биологических причин растительная пища вносится также в контрольные сосуды (без подопытных животных).

При изучении хищных насекомых пищевые объекты даются сперва в однообразном виде (например при опыте с хищной личинкой стрекозы, к ней в аквариум пускаются только мальки рыб одного определенного размера), затем опыт ставится с пищей одного вида, но разных размеров, потом с пищей из двух видов животных (например из мальков рыб двух видов или из мальков рыбы и головастика лягушки), наконец пища дается в таком качественном и количественном разнообразии, которое примерно соответствует составу фауны в водоеме.

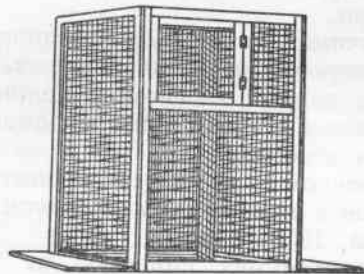
Учет съеденного подопытным животным ведется по подсчету и взвешиванию остатков пищи с внесением поправки на биохимические изменения пищи. Подсчет и взвешивание производится точно теми же приемами, которые употреблялись при закладывании пищи. Учет съеденного следует производить каждый день и результат его записывать в журнал,

который ведется по форме, указанной для ракообразных (см. выше, стр. 362). Суточное потребление пищи выражается средним пищевым индексом, который представляет собой отношение среднесуточного рациона к весу тела животного, выраженного в процентах.

Опыты следует ставить сериями, по 10 опытов в серии.

При выборе объектов пищи для опытов надлежит руководствоваться данными изучения содержимого пищеварительных трактов изучаемых насекомых (кроме сосущих, у которых в кишечном тракте попадает каша без различных остатков).

Изучение жизненного цикла водных насекомых можно вести в естественной обстановке, устанавливая на водоеме различного рода садки, состоящие из деревянного каркаса и обтягивающей его сетки — металлической или марлевой.



Фиг. 69. Сетка-садок для водных насекомых. (По Лепневой, 1927).

С. Г. Лепнева (1927) предлагает следующую конструкцию сетки-садка для работы в текучих водах (фиг. 69). Он состоит из деревянной рамы с набитой на нее медными (нержавеющими) гвоздями сеткой из оцинкованной железной проволоки. Нижняя сторона садка открыта, но имеет две направленные в стороны планки. В верхней части садка сделано закрывающееся дверцей отверстие (для выемки вылетающих из воды насекомых). Размеры садка по дну 40×40 см, высота 60 см. Для работы садок ставится на дно

ручья или мелководной речки, с тем чтобы верхняя часть садка возвышалась над водой, а нижняя плотно прилегала ко дну. Укрепляется садок камнями, накладываемыми на нижние деревянные планки. Более надежно укреплять садок кольями, которые вбиваются в грунт. При изучении энтомофауны кавказских рек сотрудницы С. Г. Лепневой, Л. А. Жильцова и А. К. Чистякова (1956), ставили садки на некотором расстоянии от дна и привязывали их к прибрежным кустам. Это избавляло садки от опасности заноса песком и срыва во время дождевых паводков. Сами садки были несколько изменены: верх садков делался из материи в виде мешка. Применялись также садки из мельничного газа на проволочном каркасе (из алюминиевой проволоки).

Для садков собирались более взрослые личинки насекомых, причем хищные личинки сажались отдельно. В садках создавались условия, приближающиеся к естественным: клались камешки, давалась пища, обеспечивалась защита от прямого солнечного света.

Садки периодически осматривались, вылетавшие насекомые своевременно собирались.

При изучении биологии водных насекомых осложняющими моментами являются: слабая изученность систематики личиночных фаз, а по некоторым группам — отдельная систематика для личиночных и взрослых (крылатых) стадий.

Аквариальные и садковые наблюдения одной из своих задач должны иметь установление принадлежности тех или иных личинок к тому или другому виду крылатого насекомого. Особо большое значение эта задача приобретает для комаров семейства *Tendipedidae* (*Chironomidae*), так как большинство видов этого семейства в личиночной фазе является преобладающей пищей многих рыб, а некоторые виды становятся в настоящее

время предметом для мальков цен.

Методика исследования для практически изучения их жизни.

Работу можно вести в водоеме, в котором группы тендипед *Tendipes f. l. th.* несколько больше размеры садка: стенки садка затенены. Внутри садка приют и защиту от плотной закрывающейся.

Систематическое изучение личинок и в отмечается начальный счет яиц в к.

Кладки, обобщаются в чашке развития личинок воды, содержащиеся решения вопроса в кристаллизаторе держивается ра по одной кладке личинок из яиц кладками ведут.

Молодые личинки жат материалом для чашки глубиной обеспечивать п и трубочек с за ным личинкам растительного.

Наблюдение нить такой важ как количество проса следует тающих из ку.

Вопрос о вылета комаровыми сборами.

К вопросу метрического в водоеме. И. линейных размеров конца головы

¹ До недавнего времени из которых одна тинов, 1952).

время предметом искусственного разведения в качестве живого корма для мальков ценных проходных рыб.

Методика искусственного разведения тендипедид (Константинов, 1951а) для практических целей может быть рекомендована и для работ по выяснению их жизненных циклов.

Работу можно вести в небольшом земляном или бетонированном водоеме, в который сажается до 1000 экз. личинок какой-либо одной группы тендипедид (в опытах А. С. Константинова были взяты личинки *Tendipes f. l. thummi*). Над водоемом сооружается садок размером: по дну несколько больше площади водоема, в высоту до 3 м (у Константинова размеры садка: 3 м высоты, 4 м длины и 3 м ширины). Верх и боковые стенки садка затягиваются металлической сеткой с ячейей не свыше 1 мм. Внутри садка помещаются кусты, на которых комары могут находить приют и защиту во время непогоды. В одной из стенок садка устраивается плотно закрывающаяся дверь.

Систематическими наблюдениями устанавливается момент окукливания личинок и время вылета комаров, сопровождающееся роением. Далее отмечается начало кладок яиц в воду, производятся сборы кладок с подсчетом яиц в кладке.

Кладки, обнаруживаемые в водоеме, выбираются из него и помещаются в чашки Петри, где и происходит развитие личинок. Изучение развития личинок следует вести, учитывая среду обитания (температуру воды, содержание растворенного в воде кислорода). Для более точного решения вопроса о роли факторов внешней среды в развитии личинок, в кристаллизаторы или аквариумы, емкостью до 2 л, и в которых поддерживается различный температурный и газовый режим, помещается по одной кладке. При этих опытах учитывается скорость вылупления личинок из яиц и естественная гибель яиц и личинок. Наблюдения над кладками ведутся под биноклем со средним увеличением.

Молодые личинки, полученные в лаборатории в чашках Петри, служат материалом для дальнейших опытов, которые можно вести в небольших стеклянных чашках (в опытах А. С. Константинова применялись чашки глубиной в 2,5 см, площадью в 24 см²). В подобных сосудах можно обеспечивать проточность воды с помощью сифонов, отводящих воду, и трубочек с зажимом на конце, поставляющих воду из бутылки. Подопытным личинкам в изобилии дается корм в виде тонкого (отмытого) ила, растительного порошка, рыбной муки и т. п.

Наблюдением в только что описанных опытных условиях можно выяснить такой важный для понимания биологической продуктивности вопрос, как количество генераций данного вида. Однако при решении этого вопроса следует тщательно разбираться в видовой принадлежности вылетающих из куколок комаров.¹

Вопрос о количестве генераций можно изучать также путем учета вылета комаров из водоемов насекомолуловителями или обычными сачковыми сборами.

К вопросу о количестве генераций можно подойти и на основе биометрического анализа размерных показателей популяции тендипедид в водоеме. И. В. Шаронов (1951) для этих целей производил измерения линейных размеров личинок тендипедид (длина измерялась от переднего конца головы до основания анальных жабер), собиравшихся в озере

¹ До недавнего времени среди *Tendipes f. l. thummi* не умели различать две формы, из которых одна давала комара *Tendipes dorsalis*, а другая — *T. cingulatus* (Константинов, 1952).

ежемесячно. Одновременно производились взвешивания личинок и вычисление их среднего веса.

Результаты промеров и взвешиваний изображаются в табличной и графической форме; анализируя эти данные, можно получить представление как о числе генераций данного вида комара в изучаемом водоеме

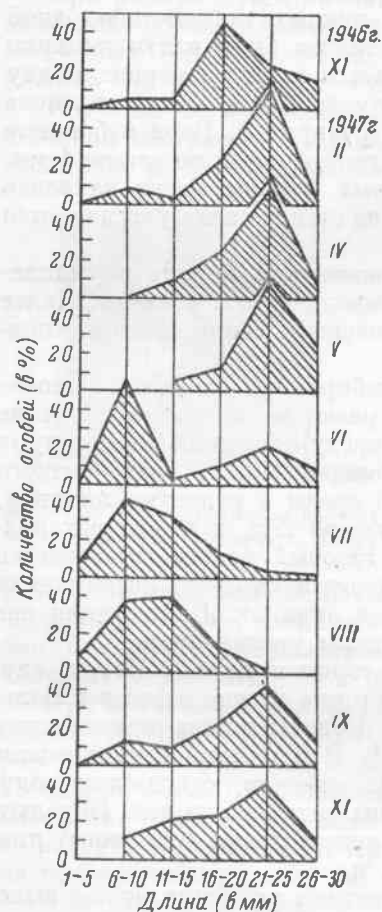
и в его отдельных участках, так и о продолжительности существования каждой генерации (фиг. 70).

Вопросы продуктивности водных насекомых понимаются различными исследователями различно: маляриологи считают «продукцией» то количество комаров, которое вылетает из водоема; гидробиологи, ведущие исследования для рыбохозяйственных целей, стараются учесть количество личинок и куколок, которое идет непосредственно в пищу рыбам или бесполезно погибает в водоеме.

Е. В. Боруцкий (1939) предложил методику изучения динамики биомассы *Tendipes plumosus* в озере.

Составив схему динамики бентоса (фиг. 71), автор ставит перед собою задачу заполнить эту схему цифрами, которые дадут картину динамики биомассы в количественных показателях. Это достигается следующими путями:

1) В целях изучения изменения количества организмов на дне и освещения происходящих на дне перемещений изучаемого вида, производятся периодические сборы бентоса дночерпателем (летом по три раза в месяц, весной и осенью два раза в месяц, зимой — один или два раза в месяц). Дночерпательные сборы производятся в озере по створам в различных биотопах на различных глубинах. Материал разбирается в лаборатории в живом состоянии, организмы донной фауны просчитываются и взвешиваются, при этом они разбиваются на возрастные группы с интервалом в 5 мг. У предмета основного исследования (в работе Боруцкого — это



Фиг. 70. Графики линейных размеров мотыля в оз. Севан. (По Шаронову, 1951).

Tendipes plumosus) учитываются кладки, личинки, окукливающиеся личинки, куколки и мертвые экземпляры.

2) Для учета вылетающих насекомых на различных глубинах и под поверхностью ставятся куколкуловители. Этим путем улавливались куколки, поднявшиеся со дна для вылета, и получалось представление о том, сколько куколок, вероятно, съедено рыбой и сколько их дошло до поверхности, чтобы вылететь на воздух.

3) В озерах устанавливаются приспособления для учета кладок. Форма и размеры этих приспособлений такие же, как и куколкуловителей, но ставятся они входными отверстиями кверху.

4) Учет коли-
изучением содер-
ственные данны
значение, а пото
при сопоставлен
уловителями. Эт
судить как об об

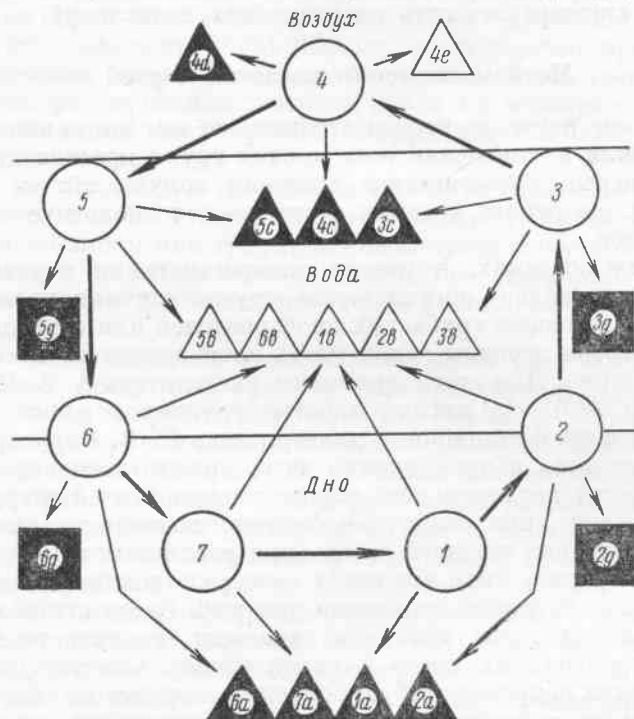


Фиг. 71.

Крив-
биом-
те; 3
вод-
врос-
мерш
орган-
ты —

сколько личино
Величины, полу
из максимальной
руцкому, 1939)
мертвых личино
куколкуловите-
чину, полученну
потерь, можно
съеденных рыба
Однако эта вели
гибших естестве
жения.

4) Учет количества организмов, поедающихся рыбой, производится изучением содержимого желудков бентосоядных рыб. Однако количественные данные, получающиеся таким образом, имеют относительное значение, а потому можно пользоваться и цифрами, которые получаются при сопоставлении данных дночерпательных сборов и уловов куколкуловителями. Эти цифры, конечно, не точны, но все же по ним можно судить как об общем количестве потерь личинок тендипедид, так и о том,



Фиг. 71. Схема динамики биомассы мотыля в озере. (По Боруцкому, 1939).

Кружки со стрелками — ход годового цикла развития: 1 — биомасса личинок перед окукливанием; 2 — куколки в грунте; 3 — куколки перед вылетом, поднявшиеся на поверхность воды; 4 — имаго; 5 — кладки; 6 — молодое поколение; 7 — взрослые насекомые. Черные треугольники — биомасса отмерших организмов; белые треугольники — биомасса съеденных организмов водными и наземными животными; черные квадраты — вещество, поступающее обратно в водоем при метаморфозе.

сколько личинок погибло и сколько приблизительно съедено рыбой. Величины, получающиеся от вычитания количества вылетевших комаров из максимального количества личинок на дне озера, показывают (по Боруцкому, 1939) количество погибших личинок и куколок вообще. Учет мертвых личинок и куколок в дночерпательных сериях и в установках куколкуловителей дает частичную цифру отмерших организмов. Величину, полученную вычетом отмерших личинок и куколок из общего числа потерь, можно считать за числовое выражение количества организмов, съеденных рыбами и другими животными, потребляющими тендипедид. Однако эта величина содержит и некоторое количество тендипедид, погибших естественной смертью, но не учтенных из-за быстрого разложения.

5) Учет количества комаров, поедаемых птицами и летучими мышами, может быть произведен лишь грубо-приблизительно.

Изучив все элементы биологии и количественные изменения, происходящие с изучаемым видом в водоеме и в воздухе в течение года, в схему, намеченную перед началом работы, ставят полученные показатели. При этом, однако, не все графы могут заполниться данными собственными наблюдениями, и часть цифр берется из сопоставлений и из литературы, что, конечно, снижает точность последующих исчислений.

Методы изучения экологии червей

Экологическое изучение червей строится по тем же принципам, которые мы изложили в отношении всех прочих групп пресноводной фауны.

Первоначальные экологические сведения получают из экологических карточек, на основе которых составляются экологические спектры изучаемых видов.

На типовых водоемах, в местах распространения изучаемого (или изучаемых) вида (видов) организуются круглогодичные количественные сборы червей с помощью трубчатых дночерпателей или стратометра, причем сборы (которые должны захватывать слой грунта до 20 см) обрабатываются послойно. Для этого применим разделитель А. А. Черновского (см. выше, стр. 299). На мягких илистых грунтах хорошие результаты может дать высокий фракционный дночерпатель Е. В. Боруцкого. Изучение результатов этих сборов должно дать, прежде всего, представление о закономерностях вертикального распределения червей в грунте в различные сезоны года, при различном физиологическом состоянии червей, в различных условиях внешней среды (при различных температуре и содержании кислорода у дна), что имеет непосредственное отношение к вопросу о доступности червей как пищи для рыб. Затем эти сборы используются как материал для познания динамики численности и биомассы червей, для изучения их роста и размножения. Следует помнить, что решение всех этих вопросов требует большого количественного материала, поэтому сборы не должны ограничиваться единичными выемками (особенно это относится к сборам количественными орудиями с малой площадью захвата).

Собранный в течение года (с промежутками между сборами в летнее время не свыше месяца, а в зимнее — через 2—3 месяца) материал подвергается измерению и взвешиванию. Ввиду трудностей, возникающих при взвешивании олигохет и полихет (малые размеры молодых особей, разрывы крупных экземпляров, наличие в кишечном тракте песчинок, искажающих вес, и пр.), можно рекомендовать составление для массовых видов таблиц и графиков соотношений размеров и веса, из которых впоследствии всегда можно получить по размеру особи ее вес и обратно.

Такого рода таблицы следует составлять по живому материалу после выдерживания животных в чистой воде в течение суток. В таблицы необходимо внести поправочные коэффициенты по влиянию на размеры и вес применяющихся в работе фиксаторов (спирт, формалин, в разных растворах).

При изучении солоноватоводного червя нериса (*Nereis succinea*) Г. М. Беляев (1953) использовал в качестве индикатора веса ширину челюстей, находящуюся в известной коррелятивной связи с весом червя. Делалось это таким образом. Путем непосредственного взвешивания был определен живой вес у 150 неповрежденных живых червей различных

размеров, выданных в чистой воде для измерения путем измерения веса всех особей. В пределах каждой группы соответствующие средние значения на графики. Количество челюстей (по способу получения) деления веса шивания и в результате фи

Каждую пр (после точного их весов по т может приве в изучаемом в ческих услови

Одновременно вания половы даст материал

Установлен ности червей обусловливаю родный режим тами или возн едания червей

Видовая п червей только экземплярам, и попадаются тельного тракт следует испол кальные и не смотреть толь рой степенью червей.

Для многи и веса съеденн в кишечнике

Изучение п содержимого в условиях, та

Выловленн делала Е. А. ным надавли жимого через стекло. Эти во причем произ ждение части

Таким пут Мелкая фрак

размеров, выдержанных после сбора их в течение суток в чистой каспийской воде для освобождения кишечника от грунта. У каждого из них путем измерения под микроскопом были определены размеры челюстей. Веса всех обработанных таким образом червей были разбиты на классы. В пределах каждого класса был вычислен средний вес одного червя и соответствующие ему средние размеры челюстей. Полученные данные нанесены на графики. В дальнейшем при обработке средних качественных и количественных проб живой вес каждого червя определялся по величине челюстей (по графикам). Г. М. Беляев отмечает, что примененный им способ получения живого веса червей оказался более точным, чем определение веса фиксированных червей путем их непосредственного взвешивания и введения поправочного коэффициента за счет потери веса в результате фиксации.

Каждую пробу, взятую из водоема в течение года, следует подвергать (после точного видового определения, измерения червей и определения их весов по таблицам или графикам) биометрическому анализу, который может привести к установлению количества генераций данного вида в изучаемом водоеме и к выяснению темпа роста червя в данных экологических условиях.

Одновременное изучение плодовитости червя (подсчетом яиц), созревания половых продуктов, времени формирования и откладки коконов даст материал по вопросу продуктивности червя.

Установление причин потерь в годовой динамике биомассы и численности червей должно идти как по линии выяснения внешних факторов, обуславливающих отмирание особей (временный неблагоприятный кислородный режим, временное повышение мутности воды, поражение паразитами или возникновение эпизоотии и т. п.), так и по линии изучения выедания червей рыбами.

Видовая принадлежность и количество съеденных рыбой щетинковых червей только в редких случаях могут быть установлены по цельным экземплярам, так как такие экземпляры редко попадаются рыбам, а если и попадаются, то быстро разрушаются и перевариваются в пищеварительном тракте. Для целей определения и подсчета червей в пище рыб следует использовать щетинки червей, особенно ларвальные, сперматокальные и цениальные. По общему числу щетинок, которые можно рассмотреть только при большом увеличении микроскопа, можно с некоторой степенью точности подойти к исчислению количества съеденных червей.

Для многощетинковых червей, подобных нереис, учет количества и веса съеденных особей можно вести по числу и размерам челюстей червя в кишечнике рыб.

Изучение питания червей следует производить как путем исследования содержимого их кишечника у особей, собранных в различных природных условиях, так и постановкой специальных опытов в лаборатории.

Выловленных живых червей измеряют и взвешивают. Затем [как это делала Е. А. Яблонская (1953) при изучении питания нереис] осторожно надавливанием на кишечник производится выдавливание его содержимого через анальное отверстие небольшими порциями на предметное стекло. Эти небольшие порции тут же просматриваются под биноклем, причем производится подсчет более крупных остатков и отмечается нахождение частиц грунта.

Таким путем просматривается постепенно все содержимое кишечника. Мелкая фракция, обозначаемая обычно как каша, собирается пипеткой

и разбалтывается в капле воды, покрывается покровным стеклом и просматривается под микроскопом. Количество микроскопических организмов определяется визуально по встречаемости в различных полях зрения и по покрытию площади поля по четырехбалльной системе. Путем специального исследования для каждого из баллов в конкретных условиях исследуемого животного можно найти числовые показатели. Так, например, в работе Е. А. Яблонской над нерис балл четыре обозначал свыше 50 тыс. диатомей в 1 мг содержимого желудка, балл три — 18 тыс., балл два — 450 экз. и балл один — от 12 до 16 экз.

Результаты изучения содержимого пищеварительных трактов червей следует записывать по определенной форме, удобной для обобщений и выводов. Е. А. Яблонская (1953) дает такую форму записи:

СОДЕРЖИМОЕ КИШЕЧНИКА (НАИМЕНОВАНИЕ ЧЕРВЯ),
ВЫЛОВЛЕННОГО В (НАЗВАНИЕ ВОДОЕМА) В ГОДУ

	Дата наблюдений					
	число, месяц	число, месяц	число, месяц			
			
Количество исследованных червей						
Степень наполнения кишечника (в %)						
Длина червя (в мм)						
Средний вес червей (в мг)						
Содержимое кишечника	Частота встречаемости (в %)	Количество	Частота встречаемости (в %)	Количество	Частота встречаемости (в %)	Количество
Грунт						
Растительные остатки						
Животные остатки						

Экспериментальные работы по изучению питания червей ведутся в небольших сосудах, в которых подопытному животному предлагается различная пища в разных количествах.

Большое значение имеют наблюдения за биологией встречающихся червей. Для экспериментальных работ тот же принцип, что и в работах по изучению места в работах по изучению получения олиго-

Освобождение (Nais communis) прудовой стерилизованной (про- ся 5 червей на дятся в стерили- и вторично перо концентрации н дважды промы- вергаются бакт- севом на мяс- бульон.

Стерилизация (bifex tubifex), варяется освоб- что можно дост- мельченной сте- колбочка, в ко- ной прудовой - ходного ривано- 4—5 освобожд- ники (Tubifex) риванолу, пом- лы — на 1 1/2 - промываются с- бактериологич- ной бульон).

Некоторые частицы, пропу- исследовать, (Alsterberg, 19 в воде и нали- drilus) через к- работу, котор- ный цилиндр, в которую из- свои кишечни- линдр, и тем- пускаемого ч-

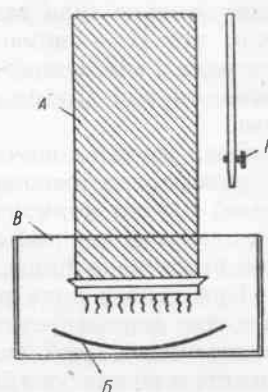
Исследования по продуктивности ядных рыб, п-

Большое значение в этих работах имеет вопрос о роли бактерий (в изоляции встречающихся в местах обитания червей) в питании червей. Для экспериментальных работ, преследующих эту цель, необходимо получать червей, свободных от бактерий. К. П. Барышева (1940), применив тот же принцип стерилизации подопытных животных, который находит место в работах Н. С. Гаевской, А. Г. Родиной и других исследователей, получала олигохет, освобожденных от бактерий с помощью риванола.

Освобождение от бактерий мелких олигохет (*Chaetogaster diaphanus*, *Nais communis*) производится следующим образом. В пробирку с 20 мл прудовой стерильной воды добавляется 0.1 мл исходного (продажного) риванола и помещается 5 червей на 40 минут. Затем черви переводятся в стерильную воду на час (для отдыха) и вторично пересаживаются в риванол той же концентрации на 40 минут. После этого черви дважды промываются стерильной водой и подвергаются бактериологическому контролю посевом на мясо-пептонный агар и мясной бульон.

Стерилизация более крупных олигохет (*Tubifex tubifex*, *Limnodrilus hoffmeisteri*) предваряется освобождением кишечника от пищи, что можно достигнуть кормлением червей размельченной стерильной злodeей. Затем берется колбочка, в которую наливается 40 мл стерильной прудовой воды и добавляется 0.6 мл исходного риванола. В этот раствор помещается 4—5 освобожденных от пищи червей: трубочники (*Tubifex*), как более чувствительные к риванолу, помещаются на 1 час, лимnodрилы — на 1½ часа. После этого черви дважды промываются стерильной водой и подвергаются бактериологическому контролю (посевом на мясо-пептонный агар и мясной бульон).

Некоторые стороны питания олигохет, касающиеся количества иловых частиц, пропускаемых червем через свой пищеварительный тракт, можно исследовать, помещая олигохет вместе с илом в стеклянный цилиндр (Alsterberg, 1924). Если ил с населяющими его олигохетами разболтать в воде и налить в стеклянный цилиндр, то олигохеты (*Tubifex*, *Limnodrilus*) через короткое время поднимутся к поверхности ила и начнут свою работу, которую можно наблюдать простым глазом. Перевернув стеклянный цилиндр, доверху заполненный илом и завязанный канвой, в чашку, в которую из крана поступает вода, можно заставить червей опорожнять свои кишечники в часовое стекло, подставленное под перевернутый цилиндр, и тем самым получить материал для количественного учета пропускаемого червем через свой организм ила (фиг. 72).



Фиг. 72. Схема опыта с олигохетами. (По Alsterberg, 1924).

А — перевернутый цилиндр, завязанный снизу канвой; Б — часовое стекло для сбора фекалий; В — наружный сосуд; Г — трубка от водопроводного крана.

Заключение

Исследование главнейших представителей донной фауны в биолого-продукционном отношении с одновременным изучением питания бентосоядных рыб, при умелом сочетании данных количественного учета и основ-

ных моментов экологии массовых видов, должно привести к установлению количественных взаимосвязей между донной фауной и рыбой в водоеме.

Рассмотрение особенностей размножения, роста и потерь в численности и биомассе, характеризующих жизненные циклы отдельных групп фауны, приводит к твердому выводу о том, что биомасса водных животных, учитываемая дночерпателем, не может быть единственным показателем биологической продуктивности. За биомассой кроется какое-то количество органического вещества (в виде отрождающихся животных), которое выражается различными величинами не только у разных групп фауны, но и у одного и того же вида в разных условиях обитания. Поэтому, только зная величину П/Б для момента исследования (ибо мы видели, что Б — биомасса — меняется в течение года в весьма широких пределах), мы можем сказать, какое количество пищевого вещества дает рыбам та или другая группа фауны (или тот или другой вид) в течение года.

Зная же это количество, выразив его в весовых показателях (особенно в показателях основных питательных веществ — жиров, белка, углеводов) и зная кормовой коэффициент данного вида пищи, можно вычислить количество рыбы (в весовых единицах), которое продуцируется за счет этого вида пищи.

При такого рода расчислениях никогда не следует забывать, во-первых, что донная фауна не является единственным видом пищи даже для бентосоядных рыб (помимо этого рыба питается рыбой, планктоном, растительностью, детритом, бактериями) и, во-вторых, что наряду с пищей первостепенную роль в воспроизводстве рыбных запасов имеют условия размножения рыб и сохранения их молоди. Доступность пищи для рыб определяется не только степенью ее локализации в участках водоема, куда рыба не может проникнуть вследствие наличия неблагоприятных для нее физико-химических условий, или нахождением (обитанием) кормовых животных глубоко в грунте, но и степенью ее обилия, так как при малом обилии рыба будет тратить на поиски пищи больше энергии, чем она получит от потребления этой пищи.

ВОПРОСЫ АККЛИМАТИЗАЦИИ ВОДНЫХ БЕСПОЗВОНОЧНЫХ

Работы по вопросам акклиматизации водных беспозвоночных сводятся к следующим четырем моментам: 1) изучение насыщенности данного водоема доступной для рыб донной фауной, 2) изучение экологии ценных промысловых видов или полезных в кормовом отношении беспозвоночных, как возможных объектов акклиматизации, 3) разработка способов перевозки и вселения акклиматизируемых животных, 4) изучение экологии переселенного животного в новом местообитании.

1) Исследование степени насыщенности водоема доступной для рыб донной фауной ведется обычной количественной методикой. Производится гидробиологическая съемка водоема на всей его площади, в разные годы его становления (это относится к новым водоемам — водохранилищам, прудам) и в разные сезоны. Устанавливаются зоны водоема, бедные донной фауной в течение всего года (например удаленные от берегов участки водохранилищ), и зоны, лишающиеся фауны вследствие сезонных колебаний уровня (осушенная зона водохранилищ). Изучаются условия обитания недоступной для рыб фауны (глубокое закапывание в грунт олигохет), области с неблагоприятным придонным газовым режимом. В результате исследования производится анализ причин, обуславливаю-

щих ненасыщен-
ление путей на

2) Изучение
как возможных
ского исследов

Помимо этого
кислородного п
ных стадиях р
тома. Изучаетс
мест обитания
кислорода. Вы
зитарных забо

3) Виды, п
в большом кол
ления.

Приведу не
ции, составлен
фауны водохра

Мизиды вы
и Дона салазо
канвы-конгрес
кого шелка и
Размер бидон
они изготовл
бидоны из оц
неоднократно
щелочи (для

При ловле
в землю и пр
нии лова вод
вать воду сле
открытыми.

При пере
том мизиды
Вода налива
пользовании
том бидоны
дует менять,
(мутную или
воду налива
возки мизид
начало октя

Хороших
животных,
электромото
перевозки,
животного у
лоты в воду
возки мизид
руемыми в

Перевезе
через шелк
от каких-ли

щих ненасыщенность фауной того или иного участка водоема, и определение путей насыщения водоема фауной.

2) Изучение экологии ценных в кормовом отношении беспозвоночных, как возможных объектов акклиматизации, ведется методами экологического исследования, описанными в настоящей главе.

Помимо этого проводится экспериментальная работа по установлению кислородного порога данного вида из разных мест его обитания и на разных стадиях развития и роста методом, описанным во второй части этого тома. Изучается также потребление кислорода индивидуумами из разных мест обитания при разных температурах и разном парциальном давлении кислорода. Выясняется вопрос о роли данного вида в передаче паразитарных заболеваний.

3) Виды, признанные пригодными для акклиматизации, собираются в большом количестве и переводятся в водоем, предназначенный для заселения.

Приведу некоторые указания по вылову и перевозке мизид из инструкции, составленной П. А. Журавель, при его работах по обогащению фауны водохранилищ (Журавель, 1950).

Мизиды вылавливаются в водоемах низовьев Днепра, Южного Буга и Дона салазочным тралом с мешком из очень редкого мельничного шелка, канвы-конгресс или марли. Улов промывается через промывалку из редкого шелка и высаживается в бидоны с водой, взятой вдали от берега. Размер бидонов произвольный — от 1 до 25 л; материал, из которого они изготавливаются, — белая жесть, алюминий, но не допускаются бидоны из оцинкованного железа. После приобретения в магазине бидоны неоднократно тщательно промываются водой с примесью слабого раствора щелочи (для удаления возможных остатков кислоты).

При ловле мизид бидоны ставятся в воду или закапываются неглубоко в землю и прикрываются сверху, с целью защиты от нагрева. По окончании лова вода в бидоне меняется, а погибшие мизиды удаляются. Наливать воду следует слоем не выше $1/4$ — $1/2$ высоты бидона и бидоны держать открытыми.

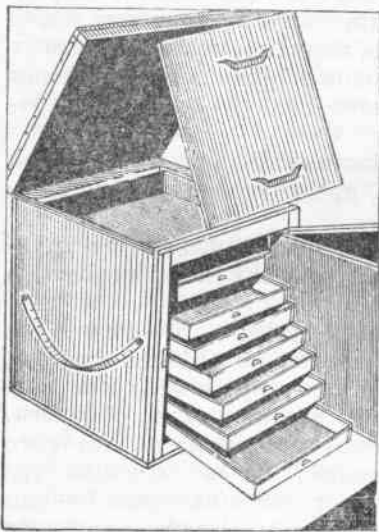
При перевозке железнодорожным, водным или воздушным транспортом мизиды помещаются в бидоны из расчета 50—100 штук на 1 л воды. Вода наливается до $1/4$ — $1/2$ высоты бидонов, и они не закрываются. При пользовании грузовым автотранспортом или гужевым (конным) транспортом бидоны наливается водой до верха и закрываются. По пути воду следует менять, пользуясь чистой прохладной водой естественных водоемов (мутную или богатую планктоном воду и хлорированную водопроводную воду наливаться в бидоны не следует). Наилучшим временем года для перевозки мизид следует считать весну (март—апрель) и осень (сентябрь—начало октября).

Хороших результатов можно достичь при перевозке мизид и других животных, аэрируя воду, для чего можно пользоваться портативным электромоторчиком с воздуходувкой. Воду, предназначенную для целей перевозки, рекомендуется пропускать через фильтр из активированного животного угля (0.25 % к весу воды); для связывания свободной углекислоты в воду кладут толченый мрамор (Марковский, 1954). Для перевозки мизид в больших количествах пользуются садками, транспортируемыми в прорезях (Круглова, 1955; Иоффе, 1956).

Перевезенные мизиды выпускают в водоем, сливая воду из бидона через шелковую промывалку. Выпускать следует в пункты, удаленные от каких-либо загрязняющих стоков, в местах выхода родников. В водо-

хранилищах выпуск мизид следует производить в верховых участках, обеспеченных более или менее постоянным горизонтом, вдали от осушной зоны. Моллюски и раки перевозятся без воды во мху в корзинах или ящиках, пропускающих воздух.

Если объектом акклиматизации служат черви (малощетинковые или полихеты), то при перевозке их можно воспользоваться удачным опытом



Фиг. 73. Изотермический ящик для перевозки живых животных. (По Боковой, 1953).

транспортировки нереис из Азовского моря в Каспий. Е. Н. Бокова (1953) сконструировала для этих целей изотермический аппарат — ящик, построенный по принципу комнатных ледников (фиг. 73). Он обладает двойными стенками из оцинкованного железа и вставляется в легкий деревянный ящик. В промежуток между стенками оцинкованного ящика засыпается лед, а между деревянным ящиком и железным прокладывается слой войлока; для стока талой воды внизу металлического ящика устраивается трубка, снабженная пробкой. Внутри металлического ящика на деревянных планках устанавливаются один над другим ряд выдвижных противней из оцинкованного железа. Эти противни перед употреблением тщательно промываются щелочной водой для нейтрализации кислоты, применяющейся при пайке. В противни кладется влажный песок с добавлением 20% животного (костяного) угля и помещаются черви в количестве, которое может быть установленно

опытным путем: для нереис на $1/6$ м² поверхности противня помещалось 500 экз. длиной от 6 до 20 см.

4) После переселения животного в новый водоем начинаются наблюдения над его приживаемостью в новых условиях. Изучается его распространение по водоему (обычными количественными приборами), локализация в определенных биотопах. Производится исследование морфологических и экологических изменений особей у популяций, развившихся в новых водоемах: отмечаются особенности питания, изменение инстинкта миграций, время и интенсивность размножения и пр.

Путем просмотра содержимого пищеварительных трактов рыб устанавливается роль введенного (акклиматизированного) животного в эконике водоема.

ЛИТЕРАТУРА

- Барышева К. П. Методика получения бактериально стерильных малощетинковых червей. Тр. Моск. техн. инст. рыбн. промышл. и хоз. им. А. И. Микояна, 3, 1940.
- Беклемишев В. Н. Экология малярийного комара. М., 1944.
- Бекман М. И. Биология *Sammargus lacustris* Sars прибайкальских водоемов. Тр. Байкальск. лимнолог. ст., XIV, 1954.
- Беляев Г. М. Биология *Nereis succinea* в Северном Каспии. Сборник работ об акклиматизации *Nereis succinea* в Каспийском море. Матер. к познанию фауны и флоры, изд. Моск. общ. испыт. прир., нов. серия, Отд. зоол., 33, 1953.
- Березина Н. А. Весовая характеристика *Chironomus plumosus*. Тр. Моск. техн. инст. рыбн. промышл. и хоз. им. А. И. Микояна, 3, 1940.

Березина 1946.

Березина Моск. общ. испыт.

Березина водных насекомых

Березина курентов молод. р. Кояна, IV, 1951.

Близнак 1952.

Бокова Е. матизации *Nereis* s. Моск. общ. испыт.

Борудский I. Оценка дочерн. лова для количеств

Борудский II. К методике об. деления сырого ве

Борудский III. К методике о. веса. Тр. Лимнол.

Борудский IV. Методика опре. ст. в Косине, 19.

Борудский V. Стандартные м. Тр. Лимнолог. ст.

Борудский отложений и значе. ст. в Косине, 20.

Борудский озера. Тр. Лимно.

Борудский иловых отложений

Борудский *molitrix*

Борудский номид. Тр. Всесо.

Брискина торых морских и 10, 1950.

Бут В. И. I. мах. Докл. АН С.

Винберг определения орга. сов водоема. Тр.

Виноград ний. Наставления 1927.

Виноград Тр. Карадагск. би.

Виноград (pus) maenas L. в

Властов (Unionidae), не м. XXXV, 1, 1955.

Вовк Ф. I. исследователских. тия рыбного хозяй. промышл., 1948.

Воробьев исслед. инст. мор.

Воскресе стема моря. Тр.

- Березина Н. А. Питание личинок стрекоз. Зоол. журн. XXV, вып. 6, 1946.
- Березина Н. А. Питание личинок стрекоз из подотряда Anisoptera. Бюлл. Моск. общ. испыт. прир., VI, 1947.
- Березина Н. А. Явление элективности пищи у личинок некоторых хищных водных насекомых. Тр. Всесоюз. Гидробиолог. общ., I, 1949.
- Березина Н. А. Питание водных жуков и их личинок как вредителей и конкурентов молоди рыб. Тр. Моск. технич. инст. рыбн. промысл. и хоз. им. А. И. Микояна, IV, 1951.
- Близняк Е. В. Водные исследования. Изд. Мин. речного флота СССР, М., 1952.
- Бокова Е. Н. Методика перевозки *Nereis succinea*. Сборник работ об акклиматизации *Nereis succinea* в Каспийском море. Матер. к познанию фауны и флоры, изд. Моск. общ. испыт. прир., 33, 1953.
- Борущий Е. В. К вопросу о технике количественного учета донной фауны. I. Оценка дночерпателя системы Ekman—Birge площадью в 250 см² как орудия лова для количественного учета донной фауны. Тр. Лимнолог. ст. в Косине, 15, 1932.
- Борущий Е. В. К вопросу о технике количественного учета донной фауны. II. К методике обработки количественных проб озерного бентоса. Методика определения сырого веса. Тр. Лимнолог. ст. в Косине, 17, 1934а.
- Борущий Е. В. К вопросу о технике количественного учета донной фауны. III. К методике обработки озерного бентоса. Сравнение живого и формалинового веса. Тр. Лимнолог. ст. в Косине, 18, 1934б.
- Борущий Е. В. К вопросу о технике количественного учета донной фауны. IV. Методика определения сухого веса фиксированного материала. Тр. Лимнолог. ст. в Косине, 19, 1935а.
- Борущий Е. В. К вопросу о технике количественного учета донной фауны. V. Стандартные методы фиксации и количественной обработки озерного бентоса. Тр. Лимнолог. ст. в Косине, 19, 1935б.
- Борущий Е. В. Вертикальное распределение бентоса в толще озерных отложений и значение этого фактора в оценке кормности водоемов. Тр. лимнолог. ст. в Косине, 20, 1935в.
- Борущий Е. В. Динамика биомассы *Ch. plumosus* профундали Белого озера. Тр. Лимнолог. ст. в Косине, 22, 1939.
- Борущий Е. В. Вертикальное распределение биомассы бентоса в толще иловых отложений в некоторых подмосковных озерах. Зоол. журн., XIX, 1940.
- Борущий Е. В. Материалы о питании амурского толстолобика (*Hypophthalmichthys molitrix* Val.). Тр. Амурск. ихтиолог. экспед., I, 1950.
- Борущий Е. В. Новая ловушка для количественного учета вылета хирономид. Тр. Всесоюз. Гидробиолог. общ., VI, 1955.
- Брискина М. М. Материалы по биологии развития и размножения некоторых морских и солоноватоводных амфипод. Тр. Карадагск. биол. ст. АН УССР, 10, 1950.
- Бут В. И. Количественная драга для исследования бентоса зарослей в водоемах. Докл. АН СССР, XXI, 1938.
- Винберг Г., В. Ивлев, Т. Платова, Л. Россодимо. Методика определения органического вещества и опыт калорической оценки кормовых запасов водоема. Тр. Лимнолог. ст. в Косине, 18, 1934.
- Виноградов А. П. Правила определения среднего веса животных и растений. Наставления для определения геохимических постоянных. Изд. АН СССР, 3, 1927.
- Виноградова З. А. Материалы по биологии моллюсков Черного моря. Тр. Карадагск. биол. ст. АН УССР, 9, 1950а.
- Виноградова З. А. О плодовитости травяного краба *Carcinides* (*Carcinus*) *maenas* L. в Черном море. Тр. Карадагск. биол. ст. АН УССР, 9, 1950б.
- Властов Б. В. Прижизненная диагностика пола у видов перловицевых (*Unionidae*), не имеющих внешних признаков полового диморфизма. Зоол. журн., XXXV, 1, 1955.
- Вовк Ф. И. Отборка проб зообентоса соляным раствором. Задачи научно-исследовательских организаций в Четвертой сталинской пятилетке в области развития рыбного хозяйства Сибири. Изд. Зап.-Сиб. фил. АН СССР и Главн. управл. рыбн. промысл., 1948.
- Воробьев В. П. Бентос Азовского моря. Тр. Азовско-Черноморск. научно-исслед. инст. морск. рыбн. хоз. и океанограф., 13, 1949.
- Воскресенский К. А. Пояс фильтраторов как биогидрологическая система моря. Тр. Гос. океанограф. инст., 6 (18), 1948.

- Гаевская Н. С. О некоторых новых методах в изучении питания водных организмов. I. Определение точного веса мелких водных животных в живом состоянии. Зоол. журн., XVII, 1, 1938a.
- Гаевская Н. С. О некоторых новых методах в изучении питания водных организмов. II. Методы получения бактериологически чистых Cladocera, Ostracoda, Copepoda и Rotatoria. Зоол. журн., XVII, 6, 1938b.
- Гаевская Н. С. О некоторых новых методах в изучении питания водных организмов. III. Прибор для изучения питания водных животных (дворики). Зоол. журн., XVIII, 6, 1939.
- Гаевская Н. С. О методах выращивания живого корма для рыб. Тр. Моск. техн. инст. рыбн. промысл. и хоз., 3, 1940.
- Гаевская Н. С. О некоторых новых методах в изучении питания водных организмов. IV. Новый метод получения бактериологически чистых культур водорослей в короткие сроки времени. Бюлл. Моск. общ. испыт. прир., Отд. биол., LI, 2, 1946.
- Гаевская Н. С. О некоторых новых методах в изучении питания водных организмов. V. Метод быстрого определения влажности организмов. Зоол. журн., XXVIII, 5, 1949.
- Гаевская Н. С. Питание и пищевые связи животных, обитающих среди донной растительности и в береговых выбросах Черного моря. Сообщение I. Питание брюхоного моллюска *Rissoia splendida* Eichw. Тр. Инст. океанолог. АН СССР, VIII, 1954.
- Гарбер Б. И. Наблюдения за развитием и размножением *Calanipeda aquae dulcis* Kritsch. (Copepoda, Calanoida). Тр. Карадагск. биол. ст. АН УССР, 11, 1951.
- Герд С. В. К вопросу о принципах биомического картирования озер. Тр. проблем. и тематич. совещ. ЗИН, I, 1951a.
- Герд С. В. Опыты количественного учета фауны каменистой литорали. Тр. проблем. и тематич. совещ. ЗИН, I, 1951b.
- Гирялович Н. А. Гидрометрия. Л., 1932.
- Горбунов Г. П., Н. И. Тарасов, П. В. Ушаков. Исследования зообентоса континентального плато. Инструкции по биологическим исследованиям вод. Часть I. Биология морей. Раздел А. Исследование бентоса, вып. 1, 2, 1931.
- Гордеев В. Д. Зоологическая количественная драга. Изв. Тихоокеанск. научно-исслед. инст. морск. рыбн. хоз. и океанограф., XXII, 1946.
- Граевский Э. Я. К вопросу о холодостойкости пресноводных животных. Зоол. журн., XIX, 3, 1940.
- Граевский Э. Я. Холодостойкость пресноводных беспозвоночных. Зоол. журн., XXVII, 1, 1948.
- Грандлевская-Дексбах М. Л. Материалы к биологии Chironomidae различных водоемов. (К вопросу о колебаниях количества и биомассы личинок). Тр. Лимнолог. ст. в Косине, 19, 1935.
- Грезе В. Н. Количественная драга для учета донной фауны. Зоол. журн., XXIII, 2-3, 1944.
- Грезе В. Н. Продукция *Pontoporeia affinis* и метод ее определения. Тр. Всесоюз. Гидробиол. общ., III, 1951a.
- Грезе В. Н. Байкальские элементы фауны как акклиматизационный фонд. Тр. Всесоюз. Гидробиол. общ., III, 1951b.
- Грезе В. Н. Придонный планктон, его роль в питании рыб и методика учета. Зоол. журн., XXX, 1, 1951в.
- Денъгина Р. С. О новом приборе для количественных сборов на скалистом грунте. Зоол. журн., XXVIII, 3, 1949.
- Долгов Г. И. О неоднородности воды в реке. Русск. Гидробиол. журн., VI, 3-4, 1928.
- Долгов Г. И., Я. Я. Никитинский. Гидробиологические методы исследования. Стандартные методы исследования питьевых и сточных вод. М., 1927.
- Домрачев П. Ф. Драга для количественного исследования бентоса мелководных озер. Русск. Гидробиол. журн., III, 6-7, 1924.
- Дремкова П. П. Донная фауна реки Волги в районе строительства Сталинградской ГЭС и роль в ней каспийских бокоплавов. Автореферат диссертации, 1954.
- Дулькейт Г. Д. Вращающийся количественный скребок. Информац. бюлл. Консультационн. бюро Всесоюз. Научно-исслед. инст. озерн. и речн. рыбн. хоз. (ВНИОРХ), № 5, 1939.
- Дуплаков С. Н. К изучению биоценозов подводных предметов. Русск. Гидробиол. журн., IV, 1-2, 1925.
- Дуплаков С. Н. Материалы к изучению перифитона. Тр. лимнолог. ст. в Косине, 16, 1933.

Ермакова, И. хозгиз, 1952.

Жадин

Жадин

3-4, 1940.

Жадин

изменении. Тр.

Жадин

Жадин

фауне СССР, из

Жадин

нием плотины.

Жильцов

комых в условиях

Жураве

востока Украины

Заболо

общ. естествоис

Засухи

чению микроско

биол. журн.,

Зенкеви

Баренцова мор

Иванов

Иоганзе

Инструкция по с

ции. I. Изд. «К

Иоффе П

роль в заселении

рыбн. хоз. (ВН

Иоффе П

водохранилища

Исакова

значение для пр

№ 15, 1950.

Карзин

щепромиздат, М.

Кирпич

станций Академ

Констан

ственно выращи

I, 1951a.

Констан

I. Методика опр

ВНИРО, I, 1951

Констан

СССР, 79, № 4,

Констан

Бюлл. Моск. общ

Кордэ Н

Биол. ст. «Бор

Кордэ Н

отложений. Тр. Ж

Круглова

на кормовую баз

унив., XXIX, 2,

Кузнец

море. Тр. Зоолог

Кузнец

Восточного Мурм

Кузнец

позвоночных. Пр

Кузнец

беспозвоночных.

- Ермаков А. И., В. В. Арасимович, М. И. Смирнова-Иконникова, И. К. Мурри. Методы биохимического исследования растений. Сельхозгиз, 1952.
- Жадин В. И. Моллюски. Сем. Unionidae. Фауна СССР, 18, 1938.
- Жадин В. И. Фауна рек и водохранилищ. Тр. Зоолог. инст. АН СССР, V, 3—4, 1940.
- Жадин В. И. Донная фауна Волги от Свиьги до Жигулей и ее возможные изменения. Тр. Зоолог. инст. АН СССР, VIII, 1948.
- Жадин В. И. Изучение донной фауны водоемов. В помощь работающим на ползающих лесных полосах. Изд. АН СССР, М.—Л., 1950.
- Жадин В. И. Моллюски пресных и солоноватых вод СССР, Определит. по фауне СССР, издаваемые Зоолог. инст. АН СССР, 46, 1952.
- Жадин В. И. Программа гидробиологического изучения реки перед сооружением плотины. Тр. проблемы и темат. совещ. ЗИН, II, 1954.
- Жильцова Л. А. и А. К. Чистикова. Работа с садками для выведения насекомых в условиях горной речки Малого Кавказа. Тр. Инст. зоолог. АН ГрузССР, 1956.
- Журавель П. А. К проблеме обогащения кормности водохранилищ юго-востока Украины. Зоолог. журн., XXIX, 2, 1950.
- Заболоцкий А. А. О беспружинном штанговом дночерпателе. Тр. Ленингр. общ. естествоисп., XV, 2, 1936.
- Засухин Д. Н., Н. М. Кабанов и Е. С. Неизвестнова. К изучению микроскопического населения наносных песков в русле реки Оки. Русск. Гидробиолог. журн., VI, 3—5, 1927.
- Зенкевич Л. А. Количественный учет донной фауны Печорского района Баренцова моря и Белого моря. Тр. Пловуч. морск. научн. инст., II, 4, 1927.
- Иванов Н. Н. Методы физиологии и биохимии растений. 1946.
- Иоганзен Б. Г. Краткое пособие к изучению пресноводных беспозвоночных. Инструкция по биологическим исследованиям для краеведов. Зоологические инструкции. I. Изд. «Красное Знамя», Томск, 1939.
- Иоффе Ц. И. К методике изучения сноса бентических организмов рекой и его роль в заселении водохранилища. Изв. Всесоюз. научно-исслед. инст. озерн. и речн. рыбн. хоз. (ВНИОРХ), 29, 1949.
- Иоффе Ц. И. Первые работы по обогащению кормовой базы Цимлянского водохранилища. Научно-техн. бюлл. ВНИОРХ, № 1—2, 1956.
- Исакова-Кео М. М. Зональный метод выращивания живых кормов и его значение для прудовых хозяйств и рыбоводных заводов. Вестн. Ленингр. ун-в., № 15, 1950.
- Карзинкин Г. С. Основы биологической продуктивности водоемов. Пищепромиздат, М., 1952.
- Кирпиченко М. Новый пневматичный дночерпак. Труды гидробиологической станции Академии наук УРСР, 12, 1936.
- Константинов А. С. О разведении личинок хирономид как корма искусственно выращиваемой молодежи рыб. Тр. Саратовск. отд. Каспийск. фил. ВНИРО, I, 1951a.
- Константинов А. С. О количественном учете хирономид в пище рыб. I. Методика определения возраста личинок. Тр. Саратовск. отд. Каспийск. фил. ВНИРО, I, 1951b.
- Константинов А. С. О разведении нового корма для рыб. Докл. АН СССР, 79, № 4, 1951b.
- Константинов А. С. О биологии и развитии *Chironomus dorsalis* Meig. Бюлл. Моск. общ. испыт. прир., 57 (1), 1952.
- Кордэ Н. В. О зависимости между микробентосом и потамопланктоном. Тр. Биолог. ст. «Борок», I, 1950.
- Кордэ Н. В. и Н. И. Пьявченко. Приборы для взятия проб озерных отложений. Тр. Лабор. сапропел. отлож., IV, 1950.
- Круглова В. М. Влияние опреснения воды Веселовского водохранилища на кормовую базу бентосоядных рыб. Тр. Н.-иссл. биолог. инст. Ростовск. п/Д. ун-в., XXIX, 2, 1955.
- Кузнецов В. В. Динамика биоценоза *Microphorella ciliata* в Баренцовом море. Тр. Зоолог. инст. АН СССР, VII, 2, 1941.
- Кузнецов В. В. Питание и рост растительноядных морских беспозвоночных Восточного Мурмана. Изв. АН СССР, Отд. биолог. наук, № 4, 1946a.
- Кузнецов В. В. Некоторые новые способы изучения биологии морских беспозвоночных. Природа, 7, 1946b.
- Кузнецов В. В. Биозоологическая характеристика массовых видов морских беспозвоночных. Изд. АН СССР, сер. биолог., № 5, 1948.

- Куренков И. И. Биология и экология некоторых пресноводных декапод в связи с возможностью их акклиматизации. Московский технический институт рыбной промышленности и хозяйства. Автореферат диссертации на соискание ученой степени кандидата биологических наук. М., 1950.
- Леванидов В. Я. Применение метода Гаевской к массовому взвешиванию и взвешиванию крупных водных беспозвоночных. Зоол. журн., XXIV, 1945.
- Леванидов В. Я. Значение аллохтонного материала как пищевого ресурса в водоеме на примере питания водяного ослика (*Asellus aquaticus* L.). Тр. Всесоюз. Гидробиолог. общ., I, 1949.
- Лепнева С. Сетки-сажки для изучения метаморфоза водяных насекомых. Русск. Гидробиолог. журн., VI, 1927.
- Липин А. Н. К методике количественного учета бентоса. Русск. гидробиолог. журн., IV, 1925.
- Липин А. Н. Пресные воды и их жизнь. Учпедгиз, 1950.
- Липины Н. Н. и А. Н. К методике гидробиологических работ. Тр. лабор. сапропел. отлож., I, 1939.
- Лисицын А. П. и Г. Б. Удинцев. Новая модель дночерпателя. Тр. Всесоюз. Гидробиолог. общ., VI, 1955.
- Ляхов С. М. Материалы по биологии черноморской креветки *Leander squilla* (L.). Тр. Карадагск. биол. ст. АН УССР, 11, 1951.
- Ляхов С. М. и Л. Ф. Жидков. Донная ловушка — прибор для изучения сноса донных организмов в речном потоке. Зоол. журн., XXXII, 5, 1953.
- Макаров А. К. и А. Е. Пилевская. Материалы по биологии черноморской креветки *Leander adspersus* Rathke. Тр. Карадагск. биол. ст. АН УССР, 11, 1951.
- Маликова Е. М. Химический состав некоторых кормовых беспозвоночных. Тр. Латв. отд. ВНИРО, вып. 1, 1952.
- Марковский Ю. М. Фауна беспозвоночных низовьев рек Украины, условия ее существования и пути использования. Часть I. Водоемы дельты Днестра и Днестровский лиман. АН УССР, Киев, 1953.
- Марковский Ю. М. Результаты работы Института гидробиологии Академии наук УССР по переселению некоторых кормовых беспозвоночных. Тр. Совещания по проблеме акклиматизации рыб и кормовых беспозвоночных. Изд. АН СССР, М., 1954.
- Маркосян А. К. Биология гаммарусов оз. Севан. Тр. Севанск. гидробиолог. ст., X, 1948.
- Мешкова Н. П., С. Е. Северин. Практикум по биохимии животных. «Советская наука», 1950.
- Мордухай-Болтовской Ф. Д. Распределение бентоса в дельте Днепра. Зоол. журн., XXVII, 1948.
- Неизвестнова-Жади́на Е. С. Распределение и сезонная динамика биоценозов речного русла и методы их изучения. Изв. АН СССР, отд. математ. и естеств. наук, 1937.
- Неизвестнова-Жади́на Е. С. и С. М. Ляхов. Динамика донных биоценозов р. Оки в связи с динамикой гидрологических факторов. Тр. Зоол. инст. АН СССР, VII, 1, 1941.
- Никитинский Я. Я. Водные грибы. Бактерии. Жизнь пресных вод СССР, II, гл. 21 и 22, 1949.
- Панкратова В. Я. Материалы по питанию воляжских рыб. Тр. Зоол. инст. АН СССР, VIII, 1948.
- Перцов Н. А. Массовые беспозвоночные литорали Белого моря как компоненты питания рыб и птиц, и методика определения их средних размеров и весов. Тр. Всесоюз. Гидробиолог. общ., IV, 1952.
- Пирожников П. Л. К познанию оз. Сартлана. Тр. Сиб. научн. рыбохоз. ст., IV, 2, 1929.
- Пирожников П. Л. Новый дночерпатель. Тр. Астраханск. технич. инст. рыбн. промысл. и хоз., I, 1941.
- Поляков Б. В. Исследование стока взвешенных и донных наносов. Изд. Гос. Гидролог. инст., Л., 1935.
- Поляков Б. В. Методика исследований речных наносов и перекатов. Гидрометеоролог. изд., М.—Л., 1940.
- Полянский Ю. И. О стойкости зародышей некоторых морских брюхоногих моллюсков к низким температурам. Докл. АН СССР, XXII, 6, 1950а.
- Полянский Ю. И. Сравнительное изучение стойкости многощетинковых кольцецов *Spirorbis borealis* Dondin и *Spirorbis spirillum* (L.) к некоторым внешним факторам. Докл. АН СССР, XXIII, 2, 1950б.

- Попова А. издаваемые Зоолог. Пчелкин Всесоюз. Гидробиолог. Расс Т. С. издат, 1939.
- Родина А. союзн. Гидробиолог. Садовский фил. АН СССР, I, Садовский зообентоса в горн. Сицилиа Т. пропеля, 2, 1941.
- Сущкина Всесоюз. Гидробиолог. Уломский грунтах. Тр. Всесоюз. Усачев Г. нометр) для опре. посвященный нау. Ушаков пройденного пути. 1951.
- Фортуна журн., XXX, 6, Шаронов ст., XII, 1951.
- Шорыгин моря (осетровых). дат, 1952.
- Цееб Я. Я. с ее применением. Цееб Я. Я. бентоса. Природ. Чаянова моря. Тр. Карадагск. Черновосейна. IV Гидробиолог. Черновос которых озер ок. Черновос. Определит. по ф. Чугунов. ной фауны в све. ихтиолог. лабор.
- Яблонские V. Усвоение ния кормности в. Яблонские работ об акклиматизации флоры, изд. М. Alsterberg Hydrobiolog., X, Birge E. 1. Its quantity and Survey, № 64 (1914). Cleland. ture and function Soc. London, 30. Dendy J. Monographs, 14, Geng H. 23, 1925.
- Hunter Müller. Proc. Zool.

- Попова А. Н. Личинки стрекоз фауны СССР. Определит. по фауне СССР, издаваемые Зоолог. инст. АН СССР, 50, 1953.
- Пчелкина Н. В. О питании некоторых водных личинок двукрылых. Тр. Всесоюз. Гидробиолог. общ., II, 1950.
- Расс Т. С. Инструкция по сбору икринок и мальков рыб. ВНИРО. Пищепромиздат, 1939.
- Родина А. Г. Экспериментальное исследование питания дафний. Тр. Всесоюз. Гидробиолог. общ., II, 1950.
- Садовский А. А. Проблема сапробности в горных реках. Сообщ. Грузинск. фил. АН СССР, I, 5, 1940.
- Садовский А. А. Бентометр — новый прибор для количественного сбора зообентоса в горных реках. Сообщ. АН ГрузССР, IX, 6, 1948.
- Синица Т. И. Определение кислорода в иле. Тр. Лаборатории генезиса сапробия, 2, 1941.
- Сушкина А. П. Питание и рост некоторых брюхоногих моллюсков. Тр. Всесоюз. Гидробиолог. общ., I, 1949.
- Уломский С. Н. Опыт количественного учета бентоса на плотных речных грунтах. Тр. Всесоюз. Гидробиолог. общ., IV, 1952.
- Усачев П. И. Описание и методика применения новых приборов (волюминетр) для определения объема планктона в экспедиционной обстановке. Сборник, посвященный научной деятельности Н. М. Книповича. М., 1939.
- Ушаков П. В. Практика и перспективы применения самописца для учета пройденного пути при работе с тралями. Тр. Инст. океанолог. АН СССР, V, 1951.
- Фортунатова К. Р. Методика изучения питания хищных рыб. Зоолог. журн., XXX, 6, 1951.
- Шаронов И. В. Личинки тендипедид оз. Севан. Тр. Севанск. гидробиолог. ст., XII, 1951.
- Шорыгин А. А. Питание и пищевые взаимоотношения рыб Каспийского моря (осетровых, карповых, бычковых, окуневых и хищных сельдей). Пищепромиздат, 1952.
- Цееб Я. Я. К методике количественного учета микрофауны пелагиона в связи с ее применением на соленых озерах Крыма. Зоолог. журн., XVI, 1937.
- Цееб Я. Я. Трубочатый лот для глубинных количественных проб микробентоса. Природа, № 11, 1940.
- Чаянова Л. А. Размножение и развитие пелагических Copepoda Черного моря. Тр. Карадагск. биол. ст. АН УССР, 10, 1950.
- Черновский А. А. Методы исследования бентоса озер Балтийского бассейна. IV Гидрологическая конференция балтийских стран. Л., 1933.
- Черновский А. А. Вертикальное распределение животных в толще ила некоторых озер окрестностей Ленинграда. Зоолог. журн., XVII, 6, 1938.
- Черновский А. А. Определитель личинок комаров сем. Tendipedidae. Определит. по фауне СССР, издаваемые Зоолог. инст. АН СССР, 31, 1949.
- Чугунов Н. Л. Опыт количественного исследования продуктивности донной фауны в северном Каспии и типичных водоемах дельты р. Волги. Тр. Астраханск. ихтиолог. лабор., V, 1, 1923.
- Яблонская Е. А. К познанию рыбной продуктивности водоемов. Сообщение V. Усвоение естественных кормов зеркальным карпом и оценка с этой точки зрения кормности водоемов. Тр. Лимнолог. ст. в Косине, 20, 1935.
- Яблонская Е. А. Питание *Nereis succinea* в Каспийском море. Сборник работ об акклиматизации *Nereis succinea* в Каспийском море. Матер. к познанию фауны и флоры, изд. Моск. общ. испыт. прир., нов. серия, Отд. зоолог., 33, 1953.
- Alsterberg G. Die Nahrungszirkulation einiger Binnenseetypen. Arch. f. Hydrobiolog., XV, 1924.
- Birge E. A. and Ch. J. J. The Inland Lakes of Wisconsin. The Plankton. 1. Its quantity and chemical composition. Bull. Wisconsin geol. and natur. hist. Survey, № 64 (13), 1922.
- Clelland D. M. A study of the habits of *Valvata piscinalis* (Müller) and the structure and function of the alimentary canal and reproductive system. Proc. Malacolog. Soc. London, 30, 1954.
- Dendy J. S. The fate of animals in stream when carried into lakes. Ecological Monographs, 14, 3, 1944.
- Geng H. Der Futterwert der natürlichen Fischnahrung. Zeitschr. f. Fischerei, 23, 1925.
- Hunter W. R. On the growth of the fresh-water Limpet, *Ancylus fluviatilis* Müller. Proc. Zool. Soc. London, 123, part 3, 1953a.

- Hunter W. R. On migrations of *Lymnaea peregra* (Müller) on the shores of Loch Lomond. Proc. Roy. Soc. Edinburgh, 65, 1, 1953b.
- Jaeckel S. H. Praktikum der Weichtierkunde, Jena, 1953.
- Moore G. M. A limnological investigation of the microscopic bentic fauna of Douglas Lake, Michigan. Ecol. Monographs, 9, 1939.
- Naumann E. See und Teich. Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, IX, 2, 1927.
- Pennak R. W. Fresh-water Invertebrates of the United States. New York, 1953.
- Radu Dimitrie. Principii noi pentru determinarea productivitatii naturale a bunurilor piscicole. Bul. Institut. de cercetari piscicole, Anul XIV, № 2, 1955.
- Thiel M. E. Versuch, die Verbreitung der Arten der Gattung *Sphaerium* in der Elbe bei Hamburg aus ihrer Lebensweise zu erklären. Arch. f. Hydrobiolog., Suppl. IV, 1924.
- Thiel M. E. Formwachstumsversuche an *Sphaerium corneum*. Wilhelm Roux. Arch. f. Entwicklungsmechanik der Organismen, 108, I, 1926a.
- Thiel M. E. Die Vermehrung von *Sphaerium corneum* im Hamburger Hafen. Mitt. aus dem Zoolog. Staatsinstitut u. Zoolog. Museum Hamburg., 41, 1926b.
- Thiel M. E. Zur Biologie unserer Süßwasser-Muscheln. Zeitschr. f. Morpholog. u. Oekolog. der Tiere, 13, 1/2, 1928.
- Thiel M. E. Untersuchungen über den Einfluss der Abwässer von Hamburg-Altona auf die Verbreitung der Arten der Gattung *Sphaerium* in der Elbe bei Hamburg. Internationale Revue der gesamten Hydrobiologie und Hydrographie, 24, 5—6, 1930.
- Walter H. E. The behavior of the pond snail *Lymnaeus elodes* Say. Brooklyn Inst. of Arts and Sc. (Cold spring harbor monograph, XI, 1906).
- Welch P. S. Limnological Methods. Philadelphia. Toronto, 1948.
- Wundsch H. H. Die Arbeitsmethoden der Fischereibiologie, Abderhalden's Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, Abt. IX, Teil 2, 2. Hälfte, Heft 1, 1927.
- Zinn D. J. and J. D. Jfft. A new limnophotometer with a special adaptation for the measurement of the penetration of light through ice under natural conditions. Ecology, vol. 22, № 2, 1941.

МЕТОДИКА БИОГЕОХИМИЧЕСКОГО ОЗЕР (ПОЛ)

Для современ-
донных отложе-
гидрофитов и сре-
в значительной

С другой сто-
ское применение
для известковани-
животных. Осади-
чения некоторы-
спирта, парафин-
для газификации
применяют гряз-
ротологии явля-
пелей для целей
Костромская обл.

В теоретичес-
жениях остатков
представляют со-
вать пути разви-
гическом отноше-
реснейшая глава
чен в водоемах
одного и того же

В. В. Алабын-
логических особ-
ландшафтных зо-
ральные лечеб-
пронели — к пр-

Озерные отло-
вание их предста-
гидробиологов,

В зависимость
няются и детали-
щей статье мы
приемов.

Глава 41

МЕТОДИКА БИОЛОГИЧЕСКОГО ИЗУЧЕНИЯ ДОННЫХ ОТЛОЖЕНИЙ ОЗЕР (ПОЛЕВАЯ РАБОТА И БИОЛОГИЧЕСКИЙ АНАЛИЗ)

Н. В. КОРДЭ

Для современной гидробиологии имеет большое значение изучение донных отложений. Последние являются субстратом для укоренения гидрофитов и средой жизни ряда бентических организмов, определяющих в значительной степени биологическую продуктивность водоема.

С другой стороны, сами отложения имеют разнообразное практическое применение: в сельском хозяйстве их применяют как удобрение, для известкования почв и в качестве подкормки для сельскохозяйственных животных. Осадки, богатые органическим веществом, пригодны для получения некоторых химических продуктов (дегтей, фенолов, метилового спирта, парафина). Они могут использоваться для топливных целей, для газификации, как изоляционный материал. Бальнеологи уже давно применяют грязи наших засоленных водоемов. Заслугой советской курортологии является начавшееся в последнее время использование сапропелей для целей грязелечения (Свердловская, Тюменская, Ярославская, Костромская области, Латвийская ССР, БССР и другие).

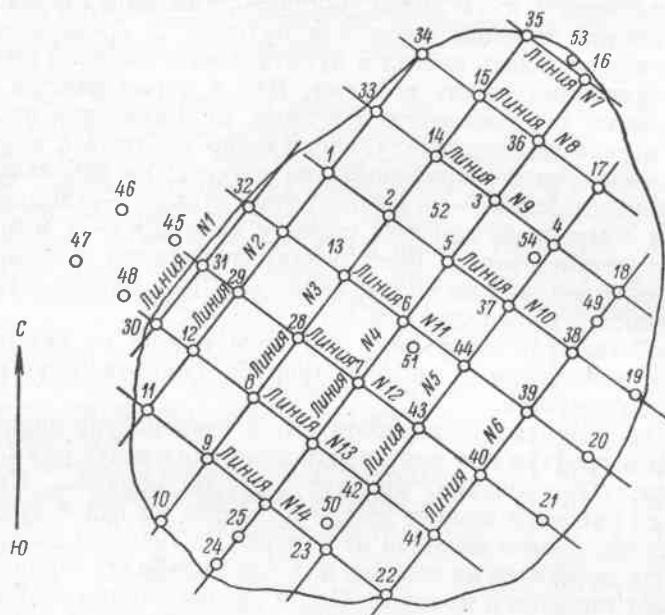
В теоретическом отношении весьма интересен факт сохранности в отложениях остатков организмов, населявших когда-то водоем. Остатки эти представляют собою своеобразную летопись, позволяющую восстанавливать пути развития водоемов. Большинство наших озер молоды в геологическом отношении: на основе изучения их прошлого составляется интереснейшая глава истории голоцена. Характер донных отложений различен в водоемах разных типов, часто неодинаков он и в разных участках одного и того же водоема, изменяется он и с глубиной залегания.

В. В. Алабышев (1932) указал на зависимость типа отложений от геологических особенностей местности; он же отметил, что для различных ландшафтных зон характерны разнотипные озерные отложения: минеральные лечебные грязи приурочены к засушливой степной полосе, сапропели — к пресноводному поясу умеренных широт.

Озерные отложения СССР изучены далеко еще недостаточно; исследование их представляет благодарную задачу не только для специалистов-гидробиологов, но и для краеведов, учителей, школьной молодежи.

В зависимости от целей, стоящих перед исследователем, видоизменяются и детализируются методы изучения донных отложений. В настоящей статье мы останавливаемся на описании основных методических приемов.

В верхних слоях отложений пробы берут обычно через 50—100 см, ближе к коренному дну — через 25—10 см и чаще.



Фиг. 1. Схема распределения скважин и разведочных линий на оз. Молтаево Свердловской области. (По Ковалеву и Кулаковой, 1951).

При расчете длины буровых штанг, естественно, принимается во внимание толщина водного слоя.

Условия зимней и летней работы и снаряжение исследователей

Работу по бурению водоемов можно проводить как летом, так и зимой.

Летняя одежда исследователей должна защищаться фартуком, для обтирания рук должно быть запасено полотенце.

В холодное время года наиболее удобно работать в ватнике (куртка и брюки) и непромокаемом плаще, хорошо защищающем как от дождя, так и от ветра. Ноги должны быть обуты в резиновые сапоги или в валенки с галошами. Рукавицы подвешиваются на пшур (как у детей), потому что ряд операций приходится делать голыми руками, после чего руки ополаскивают, вытирают полотенцем, перекинутым через пояс, и прячут для обогревания в рукавицы.

Буровые работы должны проводить два человека, выемку и упаковку образца — один человек. Он же может вести и записи, но лучше, если имеется специальное лицо с чистыми сухими руками, ведущее рабочий журнал.

Летом можно работать со сплавины, с плота, с лодок, с катера. Плот нужно строить значительных размеров, не менее чем 3×3 м для того, чтобы разместить на нем довольно тяжелую буровую аппаратуру и иметь достаточно места для свинчивания и разъединения буровых штанг, а также для укладывания их в свинченном виде. В центре плота должно быть отверстие, предназначенное для опускания буровых приборов (доста-

точно 25×25 см); края плота должны быть с закраинами из досок для того, чтобы буровое оборудование не скатывалось в воду.

Удобно работать с двух лодок, поставленных параллельно и сбитых друг с другом при помощи досок или брусьев. В средней части обеих лодок лучше всего сделать настил и бурить с него, опуская штанги в промежуток, оставленный между лодками. Нос и корма каждой лодки свободны от настила, там располагаются лица, принимающие пробы и ведущие записи в рабочем журнале. Очень удобно работать с кормы катера.

Укрепляются средства транспорта на якорях; на небольшой глубине при наличии вязких илов — на шестах; при глубине 3—4 м можно использовать шесты с веревкой, для чего к шесту длиной в 6—7 м привязывают в нижней его трети веревку. Шест резким движением вгоняют наклонно в ил, веревку закрепляют на плоту, на лодке. Шест должен быть наклонен в направлении, противоположном тяге веревки.

Зимой работают на прорубях, при этом нужно не забывать делать на некотором расстоянии от рабочей проруби одно отверстие во льду для промывки инструментов.

На льду не рекомендуется работать при температуре ниже $11-12^\circ \text{C}$, особенно при ветре, так как при холодной погоде стынут руки, смерзается металлическое оборудование, мерзнут вынутые образцы. При наличии обогреваемого рабочего домика можно выходить на лед и при более низкой температуре. Домик делается из фанеры, он снабжен дверью и застекленным окном, поставлен на полозья для того, чтобы его можно было легко передвигать от проруби к проруби. Пол и крыша домика снабжены закрывающимися люками для продвижения штанг. Обогревание производится при помощи примуса.

При отсутствии домика можно обогреваться, разводя у проруби костер. Именно зимой удобнее производить полную съемку озерных отложений, так как точки бурения остаются точно фиксированными на льду, в то время как летом не так легко разбить поверхность озера на квадраты; кроме того, при ветре может мешать работе снос транспортных средств.

Аппаратура и пользование ею

Работа по взятию вертикальной серии проб отложений начинается с определения глубины воды в пункте, намеченном для бурения. Эта операция не так проста при наличии илов полужидкой консистенции, так как любой лот глубоко входит в ил и не позволяет точно фиксировать границу между водой и грунтом. Менее значительно погружается диск Секки, но и он часто не удерживается точно на поверхности отложений. Для определения границы между водой и илом лучше всего пользоваться простым и легким прибором — илочерпателем, ранее описанным нами (Кордэ, 1950, 1953а). Прибор (фиг. 2) изготовлен из толстостенного градуированного цилиндра (Ц) с входным отверстием 15 см. Длина цилиндра 35—40 см. Для отяжеления на оба конца его вплотную надеты толстые металлические обоймы (Об). При опускании на дно прибор погружается до половины в сапропель. К нижней обойме приделана крышечка (Кр) с резиновой прокладкой (РП). На крышке закреплены открывающий (ОШ) и закрывающий (ЗШ) шнуры разных цветов. Шнуры пропущены через ушки (У) обеих обойм и крышки. На открывающем шнуре имеется узелок (Уз); он не позволяет крышке отгибаться более чем до вертикального положения. Над верхним концом цилиндра шнуры имеют боковые ответвления (Б), закрепленные на противоположных краях верхней

обоймы и служат при его опускании скается на дно чения за закры пывается.

Илочерпатель бину, чтобы вн оказался ил с донной воды. Д ра или отметок ряется расстоян цилиндры до нижн следнего. Эта ц глубины, сделан ре перед момен

Илочерпатель же для взятия отложений (пел

Последняя о нена при помош применяющегося (илочерпателя п 40 в этой книге. Если при взятии значительное ко от нее лучше из в крупных сосудах (бидон, канна) в то время, когд Отстоявшуюся в ный сачок, изгс газа и снабженн жденную от изб ждают в приго проб тару, сюда тавшийся в ст сачка. Если про ческого анализа излишней воды шенный полотно

Определив гл пелогена, перехо более глубоких с крепляется к неб на последних д карандашом, отв стия бурового п равное глубине в точки идет разме короткие промеж Штанги к бур трубок. Они свин образуя муфту. Н

обоймы и служащие для сохранения вертикального положения цилиндра при его опускании (или поднятии) на любом из шнуров. Прибор опускается на дно с открытой крышкой на открывающем шнуре. При извлечении за закрывающий шнур прибор захлопывается.

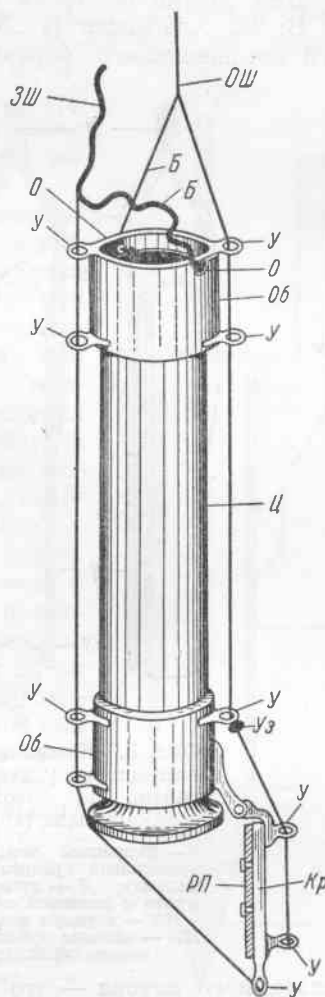
Илочерпатель опускается на такую глубину, чтобы внутри стеклянного цилиндра оказался ил с некоторым количеством придонной воды. Далее, при помощи сантиметра или отметок на самом цилиндре, определяется расстояние от поверхности ила в цилиндре до нижнего входного отверстия последнего. Эта цифра вычитается из отметки глубины, сделанной на закрывающем шнуре перед моментом поднимания прибора.

Илочерпатель можно использовать также для взятия проб поверхностного слоя отложений (пелогена).

Последняя операция может быть выполнена при помощи любого другого прибора, применяющегося для исследования бентоса (дночерпателя илососа и т. д., — см. главу 40 в этой книге, а также: Жадин, 1950). Если при взятии пробы пелогена захвачено значительное количество придонной воды, то от нее лучше избавиться путем отстаивания в крупных сосудах, взятых на место работы (бидон, канна); отстаивание происходит в то время, когда берутся остальные пробы. Отстоявшуюся воду сливают в фильтровальный сачок, изготовленный из мельничного газа и снабженный стаканчиком. Освобожденную от избытка воды пробу препровождают в приготовленную для перевозки проб тару, сюда же прибавляют осадок, оставшийся в стаканчике фильтровального сачка. Если проба предназначена для химического анализа, то для освобождения от излишней воды ее можно вылить в подвешенный полотняный мешочек.

Определив глубину воды и взяв пробы пелогена, переходят к выемке образцов из более глубоких слоев. Буровой прибор прикрепляется к небольшому количеству штанг, на последних делается отметка восковым карандашом, отвечающая уровню пелогена. Для этого от входного отверстия бурового прибора вверх по штангам откладывается расстояние, равное глубине воды в пункте бурения, и ставится пометка «О». От этой точки идет разметка штанг через 0.5 м, а если нужно, то через более короткие промежутки.

Штанги к буровым приборам изготавливаются из металлических полых трубок. Они свинчиваются друг с другом или надеваются одна на другую, образуя муфту. В последнем случае скрепление достигается при помощи



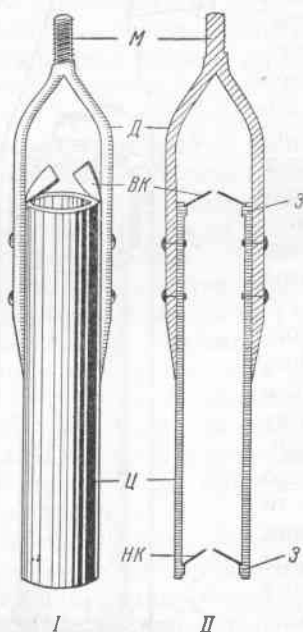
Фиг. 2. Стеклянный илочерпатель на шнурах. (По Кордэ, 1950).

О — отверстие верхней обоймы. Остальное объяснение в тексте.

ниппелей, ввинчивающихся ключом в стенки муфты. Винтовое скрепление может применяться только при пользовании приборами, не требующими вращательного движения штанг.

Для взятия образцов грунта применяются различные приборы.

В. В. Алабышев (1928) употреблял желонку (или цилиндрический бур остатковского образца), изображенную на фиг. 3. По описанию

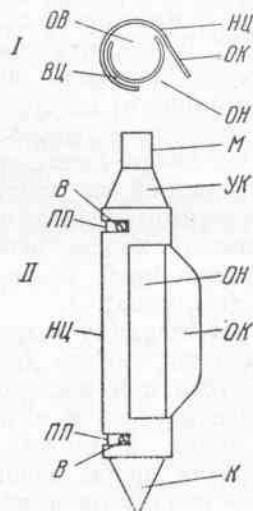


Фиг. 3. Желонка В. В. Алабышева. [Схематизировано по фотографии Алабышева (1928)].

I — наружный вид; II — продольный разрез. Ц — цилиндр; Д — дуга; М — муфта с винтовой нарезкой; ВК — верхние крышки; НК — нижние крышки; З — зазоры цилиндра.

названного автора — это «латунный цилиндр длиной около 30 см при диаметре 6 см с двумя полукруглыми крышками, открывающимися кверху и помещенными по верхнему краю цилиндра. Цилиндр при помощи дужки, полученной из распиленной газовой трубки, прикреплен к муфте, на которую навинчиваются штанги торфяного бура». При работе с жидкими илами крышки-клапаны помещались также и у нижнего конца цилиндра, как это изображено на рисунке.

В настоящее время желонка Алабышева с верхними и нижними клапанами применяется организациями, добывающими большие количества полужидких отложений (для промышленных целей, для грязелечения, удобрения и т. д.). В этих случаях обычно изготавливаются приборы значительно больших размеров, чем это было указано автором. Применяются для тех же целей ведра, черпаки на длинных ручках и другие предметы хозяйственного обихода. Еще в 1903 г. В. Н. Сукачев сконструировал торфяной бур, применявшийся также для взятия проб озер-



Фиг. 4. Торфяной бур В. Н. Сукачева. (По Сукачеву, 1906).

I — поперечный разрез; II — внешний вид. НК — наружный цилиндр; ВЦ — внутренний цилиндр; ОК — отогнутый край наружного цилиндра; ОН — отверстие наружного цилиндра; ОБ — отверстие внутреннего цилиндра; К — конус наружного цилиндра; В — винт внутреннего цилиндра; ПП — поперечный разрез наружного цилиндра; М — муфта; УК — усеченный конус.

ных отложений. Взят из статьи, изменен в раз-образной лопа-нером Гиллер-странение в ч. Пьявченко лю-ное им сопост-авторов пока-словно повтор-

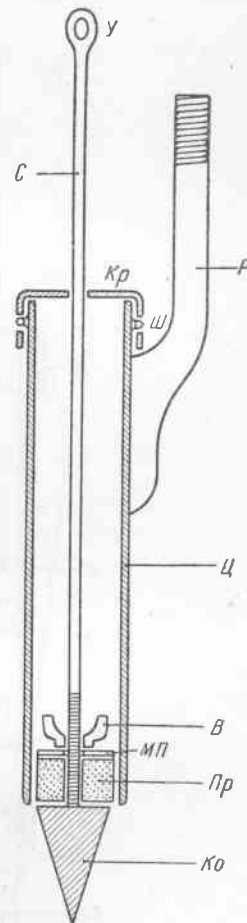
Торфоведе-ются «буром» и Штецко (М. 1950) и бур-эти приборы-ющий, в бол-работе с озер-ходя водную-некоторое ко-пробе и загр-будило В. Н.-женный рези-ющим пробу-которая попа-рисунк ране-ра (Кордэ, 19-ляет собою-и диаметром-ной ручкой (скрепления-жется порпе-длиной в 30-конуса (К₀)-кой (Пр). П-жимающего-сдавливается-стенками ци-по спираль-Сверху бур-в центре, пр-ляется шпен-концу трубки-сторон крыш-

Бур опу-тельно уста-полностью в-шнур, прив-соприкоснов-рается сапр-из бура ост-образец пр-ную массу, бура.

ных отложений. Описан он был в 1906 г., приведенный рисунок (фиг. 4) взят из статьи В. Н. Сукачева. Впоследствии торфяной бур был несколько изменен в размерах, кроме того, нижний конус в нем был заменен винтообразной лопастью, в таком виде бур был запатентован шведским инженером Гиллером и под фамилией последнего получил широкое распространение в частности и в России. Профессор Н. И. Пьявченко любезно сообщил мне, что произведенное им сопоставление текстов описаний буров обоих авторов показывает, что текст Гиллера почти дословно повторяет текст В. Н. Сукачева.

Торфоведа по настоящее время широко пользуются «буром Гиллера», наравне с буром Пьявченко и Штецко (Минкина, 1939; Кордэ и Пьявченко 1950) и буром Инсторфа (Минкина, 1939). Но все эти приборы имеют общий недостаток, не позволяющий, в большинстве случаев применять их при работе с озерными отложениями, а именно: проходя водную толщу, они забирают внутрь челнока некоторое количество воды, примешивающейся к пробе и загрязняющей ее. Это обстоятельство побудило В. Н. Сукачева сконструировать бур, снабженный резиновым поршнем, совершенно изолирующим пробу грунта от соприкосновения с водой, которая попадает внутрь прибора. Привожу текст и рисунок ранее напечатанного описания этого прибора (Кордэ, 1953а). Поршневой бур (фиг. 5) представляет собою латунный цилиндр (Ц) длиной в 22 см и диаметром в 3,5 см с припаянной к нему массивной ручкой (Р), снабженной винтовой нарезкой для крепления со штангами. Внутри цилиндра движется поршень, укрепленный на конце стержня (С), длиной в 32 см. Поршень состоит из стального конуса (Кс) с наложенной на него резиновой пробкой (Пр). Последняя при помощи винта (В), нажимающего на металлическую пластинку (МП), сдвигается до полного соприкосновения со стенками цилиндра. Винт ходит вниз и вверх по спиральной нарезке нижней части стержня. Сверху бур закрыт крышкой (Кр) с отверстием в центре, пропускающим стержень. Крышка крепится шпильками (Ш), приделанными к верхнему концу трубки и входящими в прорезки боковых сторон крышки.

Бур опускают на нужную глубину, предварительно установив поршень у нижнего конца бура так, чтобы конус полностью выдавался наружу. Придерживая штанги, тянут вверх за шнур, привязанный к ушку (У) верхнего конца стержня, вплоть до соприкосновения поршня с крышкой бура. В полость цилиндра набирается сапропель, последний, по извлечении прибора, выдавливается из бура осторожным надавливанием поршня. Взятый таким способом образец представляет собою в значительной степени перемешанную массу, поступившую из области, смежной с входным отверстием бура.



Фиг. 5. Поршневой бур системы В. Н. Сукачева в разрезе. (По Кордэ, 1953а).

Объяснение в тексте.

Описанный бур хорошо работает в сапропелях, но при соприкосновении с плотными торфяными прослойками или с прослойками песка, или глины поршень «проскакивает» внутрь, делая невозможной работу в подстилающих слоях. В связи с этим мы внесли некоторые изменения в вышеописанную конструкцию, а именно, как это видно на фиг. 6, конус

отделен от поршня и навинчен на нижний конец цилиндра. Конус пронзен каналом (*Ka*), позволяющим вдвинуть отвертывающий штифт. Отвертывание производится при промывании прибора. Пробка поршня зажата между двумя металлическими пластинками; на нижней закреплен стержень. Проба набирается через два овальные отверстия (*O*), сделанные в нижней части цилиндра. Во время работы поршень опускается до соприкосновения с конусом, при этом резиновая пробка плотно затыкает оба входные отверстия. При натягивании поршня сапропель входит в бур.

Для взятия монолитных проб поверхностных слоев Б. В. Перфильевым был сконструирован прибор стратометр, состоящий из тяжелой рамы, несущей металлические или стеклянные



Фиг. 6. Поршневой бур, видоизмененный Н. В. Кордэ. (По Кордэ, 1953а).

I — продольный разрез; *II* — внешний вид нижней части бура. *П* — цилиндр; *P* — ручка; *O* — входные отверстия цилиндра; *C* — стержень поршня; *У* — ушко стержня; *Пр* — резиновая пробка поршня; *МП* — металлические пластинки поршня; *В* — винт, натягивающий резиновую пробку поршня; *Ка* — конус, навинчивающийся в цилиндр; *Ка* — канал конуса; *Кр* — крышечка цилиндра; *Ш* — закрепительный шпенец цилиндра.

ные трубки, автоматически замыкающиеся сверху (а иногда и снизу) при соприкосновении с грунтом или при помощи посыльного груза. Модификация стратометра применялась Г. С. Карзинкиным на Косинской лимнологической станции. Оба эти прибора изображены и описаны в главе 34 этой книги (а также: Родина, 1950) и в статьях Перфильева (19276) и Карзинкина и Кузнецова (1931).

при соприкосно-
вении слоев песка,
возможной работу
которые изменения
на фиг. 6, конус
навинчен на ниж-
нюю часть. Конус пронзен
вертикальным ввинчивающим
элементом. Отвертывание
при промывании при-
бора заката между
пластинками;
стержень. Проба
овальные отвер-
стия в нижней части
работы поршень
основания с ко-
нусообразной пробкой
однородные отверстия.
шина сапропель

итных проб по-
В. Перфилье-
н прибор стра-
н тяжелой рамы,
или стеклян-

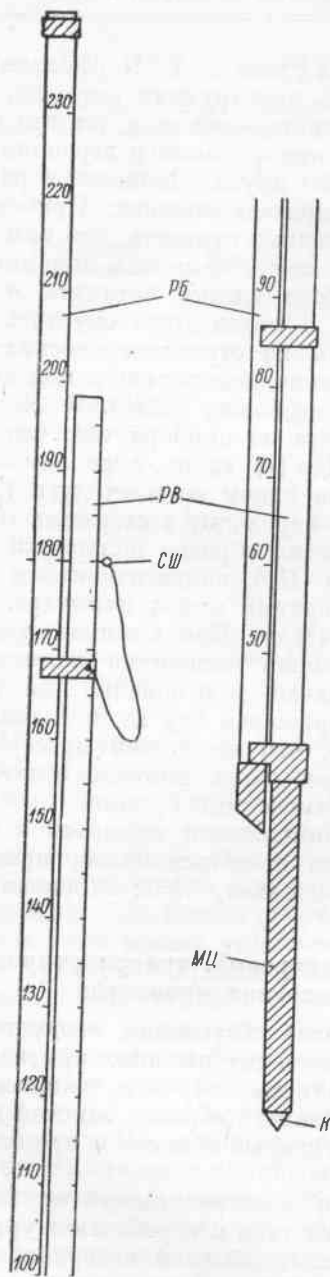
ко

а

рда, 1953а).

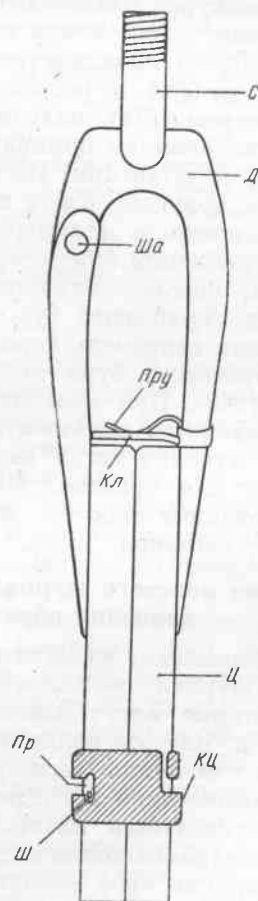
Ц —
стержень;
шина;
вертикальный
стержень;
шина

огда и снизу)
ного груза.
ным на Ко-
ажены и опи-
и в статьях



Фиг. 7. Поршневой бур
Б. В. Перфильева. (По
Перфильеву, 19276).

РВ — рейка ведущая; РБ —
рейка берущая; К — конусо-
видный конец деревянного
стержня ведущей рейки; МЦ —
металлический цилиндр беру-
щей рейки; СШ — скрепляю-
щая шпилька, входящая в от-
верстия обеих реек.



Фиг. 8. Трубча-
тый бур В. Н. Су-
качева, внешний
вид. (По Кордэ,
1953а).

Объяснение в тексте.

Для взятия монолитов более глубоких слоев Б. В. Перфильев (1927б) предложил поршневой бур (фиг. 7), суть конструкции которого состоит в следующем. Вглубь отложений опускается цилиндр, плотно надетый на деревянный стержень. Обе эти части прикреплены к деревянным рейкам, движущимся на роликах друг около друга. Движением рейки цилиндр сдвигается вниз со стержня и вырезает монолит. Прибор может работать на небольших глубинах. Необходимо отметить, что при помощи поршневого бура В. Н. Сукачева также можно вырезать монолиты, если у опущенного вглубь отложений прибора слегка натянуть и прочно фиксировать шнур, не сдвигая пробки, а после этого опустить штанги на длину цилиндра. Монолитные пробы из стратометрических трубок и поршневых буров извлекаются выталкиванием поршнем или стержнем с укрепленным на его конце диском (Перфильев, 1927б). В. Н. Сукачев избегает процесса выталкивания монолита из прибора тем, что в своем трубчатом буре (фиг. 8) разрезает цилиндр (*Ц*) вдоль, скрепляя обе половинки шарниром (*Ша*), находящимся на одном из плеч дуги (*Д*), прикрепленной к половинкам цилиндра. Дуга переходит в стержень (*С*), свинчивающийся со штангами. Во время взятия образца половинки прибора скрепляются кольцом (*Кц*) с прорезами (*Пр*), надвигающимися на отвечающие им шпепьки цилиндра (*Ш*). Верхний конец цилиндра снабжен крышечкой-клананом (*Кл*) с пружиной (*Пру*). При вынимании монолита из прибора, кольцо снимается, подвижная половинка цилиндра приподнимается. Трубчатый бур предназначен, в основном, для плотных, подстилающих сапропель пород, где поршневой бур не применим. Недостатком трубчатого бура является то, что последний прессует пробу (Косинин, 1949). При прохождении через очень плотные подстилающие породы приходится пользоваться геологическими бурами.

В тех случаях, когда сапропель приходится добывать в больших количествах для производственных или лечебных целей, применяются механизированные способы добычи (Соловьев, 1932; Ковалев и Кулакова, 1951; Смирнов, 1956).

Ведение полевого журнала, этикетировка, транспортировка, хранение образцов и разделка монолитов

Все наблюдения, сделанные в полевой обстановке, следует заносить в полевой журнал, особенно это касается тех внешних признаков отложений, которые могут изменяться со временем, как, например, цвет, запах и т. д. Как это видно из приложенного образца записей в полевой журнал, в нем нужно регистрировать данные о месте и времени взятия проб и о назначении последних.

Не рекомендуется класть этикетки непосредственно во взятые образцы, все надписи должны делаться на таре и в рабочем журнале. Для транспортировки проб можно употреблять обычные материальные банки с корковыми, стеклянными или винтовыми пластмассовыми пробками, но гораздо целесообразнее использовать небыющую тару. Не очень влажные образцы можно перевозить в мешочках из хлорвинила и в парафинированных полотняных мешочках. Самой лучшей тарой являются медицинские резиновые (не клеенчатые) пузыри для льда. Они имеют диаметр 15, 20 и 25 см. Наиболее удобен средний размер. На пластмассовых крышках этих пузырей острым предметом вырезают номера. Такие пузыри удобно упаковывать в чемодан для отдачи в багаж.

Особенно тщательно следует упаковывать взятые монолиты. Е. М. Титов предложил перед взятием пробы вкладывать в трубчатый

ОБ
10 VII 1954,
дер. Воржа, в 300

Глубина от поверхности сапропеля (в м)	Характер отложения
0	Коричневая, оливковая, жидкая
2	Коричневая, оливковая, невидимая

бур В. Н. Сукачевой трубки той же конструкции последней вставленной в металл в нержавеющую завертывают в номер пробы и нутые монолитические футляры.

Пробы до консервирования с водой) при кипячении в сосудах с кипящей водой. Больших стекловидных для хранения, перевоза.

По приезду тертыми резиной руются. Этикетки концы их на бумагу). Мож случае не сле из полевого Во избежание рейшей подго цилиндра, св Из миллимет и закрепляют

ОБРАЗЕЦ ЗАПИСИ В ПОЛЕВОМ ЖУРНАЛЕ

10 VII 1954, озеро Неро Ярославской области, серия № 3 на траверсе Кремль — дер. Воржа, в 300 м от городского берега. Глубина воды 3.5 м.

Глубина от поверхности сапропеля (в м)	Характер отложений	Прибор	Тара	Фиксация	Назначение пробы
0	Коричневато-оливковая полужидкая масса.	Илочерпатель.	Банка № 1.	Не фиксировано.	Для химического анализа и для остатков крупных организмов.
			Банка № 2.	Формалин.	Для изучения микроскопических остатков организмов.
			Банка № 3.	Спирт.	Для остракод.
			Банка № 4.	Формалин.	Остатки крупных организмов, отмытых из сапропеля объемом 1000 см ³ .
2	Коричневато-оливковая студневидная масса.	Поршневый бур.	Пузырь № 7.	Не фиксировано.	Для химического и биологического анализов.

бур В. Н. Сукачева точно пригнанный к внутренней поверхности буровой трубки тонкий глянцевитый лист из нержавеющей стали. При наливании последнего бур легче скользит в отложениях и вынимается завернутым в металл, что весьма удобно при транспортировке. Заключенный в нержавеющую сталь образец перевязывают шнурком поверх металла, завертывают в целлофан или пергамент, на поверхности которых ставят номер пробы и обязательно отмечают верх и низ взятого монолита. Завернутые монолиты можно укладывать в специально изготовленные металлические футляры с крышкой или в ящики.

Пробы донных отложений на месте обычно ничем не фиксируют, консервируются только пробы-целогена (верхнего слоя, граничащего с водой) прибавлением формалина, спирта, путем стерилизации в стеклянном сосуде, помещенном на какой-нибудь подставке в кастрюлю с кипящей водой, или путем высушивания на воздухе на поверхности больших стекол. Последние два приема относятся к образцам, предназначенным для химических анализов. Пробы, взятые для определения влажности, перевозят в медицинских пузырях в нефиксированном виде.

По приезде в лабораторию образцы перекладываются в банки с притертыми резиновыми или парафинированными пробками и этикетированы. Этикетки наклеиваются так, чтобы они охватывали банку и концы их накладывались бы друг на друга (во избежание отклеивания бумаги). Можно также делать надписи восковым карандашом, но ни в коем случае не следует класть этикетки внутрь нефиксированного ила. Записи из полевого журнала тщательно переносятся в лабораторный журнал. Во избежание подсыхания привезенных монолитов, их подвергают скорейшей подготовительной обработке. Пробу вынимают из упаковочного цилиндра, снимают обертывающие ее целлофан и нержавеющую сталь. Из миллиметровой бумаги вырезают ленту, равную длине монолита и закрепляют ее булавками на боковой стороне образца. Если последний

внешне не однороден, то делают его описание, а иногда зарисовку или фотографию.

При взятии образцов на пылецевой анализ В. Н. Сукачев удаляет ножом поверхностный слой монолита, следя за тем, чтобы движение ножа шло в направлении, параллельном слоистости, иначе может произойти смещение горизонтальных слоев. В обнаженную таким образом массу втыкают через 1 см нарезанные тонкостенные стеклянные трубочки, которые в дальнейшем затыкают с обоих концов резиновыми пробками. Каждую пробу завертывают в бумагу, являющуюся вместе с тем и этикеткой. Образцы на биологический анализ берут через 1—2 см; взятие их лучше всего сопровождать ориентировочным просмотром под микроскопом, так как при обнаруженной однородности состава количество проб может быть сокращено. Этот последний материал нельзя подсушивать, поэтому его следует помещать в маленькие баночки с резиновыми пробками. Наиболее удобны склянки из-под пенициллина. Остатки монолита можно использовать для макроскопического и химического анализов.

Результаты разделки монолита протоколируют в лабораторном журнале, запись выглядит примерно так:

26 VI 1952 г. Озеро Ущмерово Ярославской области. Проба, взятая трубчатым буром в центре озера с глубины отложений 10.6 м.

Длина монолита сверху (в см)	Соответствующая глубина отложений (в м)	Нумерация тары для хранения образцов, исследуемых на:			
		пыльцу	микроскопические остатки	макроскопические остатки	химический и минералогический состав
1	10.41	1	22	—	—
2	10.42	2	—	—	—
3	10.43	3	—	Банка № 55	Банка № 56
4	10.44	4	23	—	—
5	10.45	5	—	—	—
и т. д.					

Б. В. Перфильев разработал методику изучения тонкой слоистости озерных отложений. Вынимая пробы при помощи стратометра или описанного выше поршневого бура его системы, он подвергает взятый монолит специальной лабораторной обработке — образец разрезается на тонкие слои при помощи прибора, пелотома (Перфильев, 1927б).

На приведенном здесь рисунке (фиг. 9) пелотом изображен в разрезе; состоит он из основания (О) с полукруглым латунным желобом (Ж), заканчивающимся короткой муфтой с вырезом для штыкового скрепления со стратиметрической трубкой, заключающей внутри себя взятый образец. На основании помещается 5 пар металлических (латунных) пластин (Мп) в 2 мм толщиной, скрепленных между собой короткими шипами (Ш), входящими в соответствующие углубления нижележащей поверхности. Сверху прибор прикрыт крышкой (Кр) с верхним желобом (ВЖ). Крышка скрепляется с основанием двумя парами винтов (В) с барашками (Б). Проба из стратиметрического цилиндра выдавливается поршневым диском в образовавшийся канал пелотома, после чего крышка снимается, а выпуклый край обнаружившегося монолита сглаживается ножом. На сглаженную поверхность накладывается продолго-

ватая лату
краями (фи
заются в мо
ским широк

лических п
при резан
стинкой ос
от микроск
того, чтобы

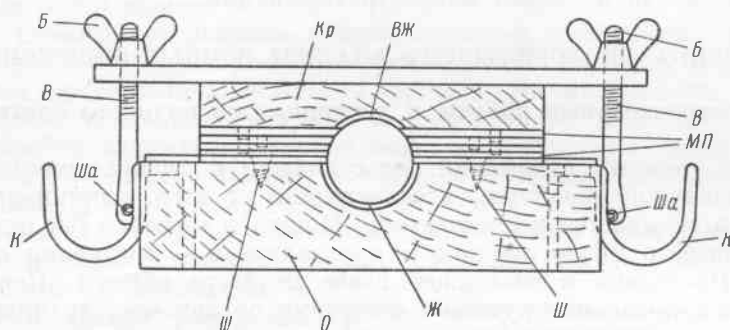
II Кр



Фиг.

снабженну
срезом, за
ние, клем
готовление
маются, на
краями, со
металличес
стинками
поваренно

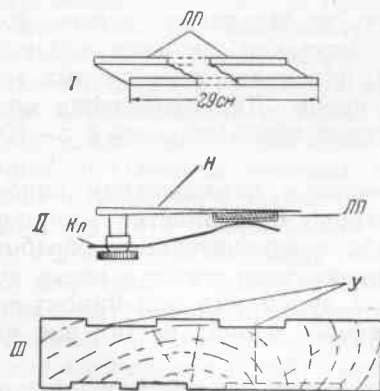
ватая латунная пластинка (ЛП) с загнутыми вниз под прямым углом краями (фиг. 10, I). Последние имеют высоту в 1—1.25 мм; края врезаются в монолит, предохраняя его от деформации во время резки плоским широким ножом (фиг. 10, II), скользящим по поверхности метал-



Фиг. 9. Pelotom Б. В. Перфильева в разрезе. (По Перфильеву, 19276).

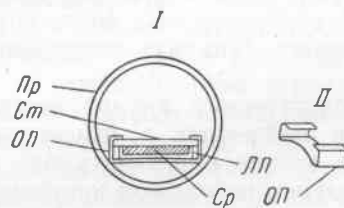
Шд — шарниры; К — крючья. Остальное объяснение в тексте.

лических пластин под наложенной латунной пластинкой. Последняя при резаньи слегка придерживается рукой; срез вместе с латунной пластинкой остается на поверхности ножа, где он укрепляется клеммой от микроскопа. После этого нож перевортывают срезом вниз (II) для того, чтобы перенести последний на доску для выправления (фиг. 10, III),



Фиг. 10. (По Перфильеву, 19276).

Объяснение в тексте.



Фиг. 11. Пробирка с латунной и объемлющей пластинками. (По Перфильеву, 19276).

I — разрез пробирки; II — объемлющая пластинка. Пр — пробирка; Ст — стекло; ОП — объемлющая пластинка; ЛП — латунная пластинка; Ср — срез.

снабженную небольшими продольными углублениями (У) для принятия срезов, заключенных в латунной пластинке. Срез переносится в углубление, клеммы (Кл) отводятся, нож (Н) сдвигается в сторону. Перед приготовлением следующего среза нож моется, верхние пластинки снимаются, на монолит накладывается новая пластинка с загнутыми вниз краями, создается возможность для скольжения ножа по второму ряду металлических пластинок. Полученные срезы вместе с латунными пластинками хранят в пробирках или стеклянных ванночках в растворе поваренной соли (5—10%) и формалина (4% по объему) или в 80° спирте.

Чтобы срез не отстал от пластинки его покрывают стеклом (фиг. 11), прижимаясь посредством объемлющей латунной пластинки.

Характерно, что через 10—12 дней срезы на поверхности латуни вытравливают рисунки слоистости — «пеллограммы», которые могут быть использованы для изучения микростратификации.

МЕТОДИКА БИОЛОГИЧЕСКОГО АНАЛИЗА ДОННЫХ ОТЛОЖЕНИЙ

Подготовительные работы и установление видового состава

Образцы донных отложений, поступившие в лабораторию, подвергаются различной обработке, в зависимости от того, какими группами организмов занимается исследователь. Можно говорить о биологическом макроанализе, о биологическом микроанализе и о бактериологическом анализе. Последний в настоящей главе не затрагивается. Первый же имеет дело с довольно крупными остатками организмов, видимыми простым глазом или в лупу: это обрывки тканей макрофитов, их семена, раковины моллюсков, статобласты мшанок, остатки личинок насекомых. Микроанализ оперирует с остатками, видимыми под микроскопом: с пылью наземных растений, с домиками простейших животных, с клетками, влагилицем, спорами водорослей, с панцирями и раковинками низших ракообразных, со склерами губок и т. д. Во всех трех случаях приемы исследования различны, но поскольку представители некоторых систематических групп могут попадаться как в микро-, так и в макрофракциях, необходима взаимная корректировка между результатами этих двух видов анализов.

Приступая к биологическому анализу, исследователь должен иметь достаточное количество материала: для изучения личинок насекомых 50 мл (см^3), для моллюсков 500 мл (см^3), для поисков различных семян иногда требуются еще более объемистые пробы. Для проведения микроскопического анализа совершенно достаточен объем образца в 5—10 мл (см^3).

Биологический анализ всегда начинается с установления видового состава найденных в отложениях остатков. Большинство микроорганизмов можно определять без какой-либо предварительной обработки, распределив небольшой комочек или на предметном стекле в капле воды. Более крупные организмы изучаются под лупой или под биноклем после предварительного отмучивания наиболее мелких частиц или через сито с ячеей 0.25—0.5 мм.

Из найденных организмов можно готовить постоянные препараты в канадском бальзаме, глицерин-желатине; некоторые группы, как, например, моллюски, остракоды лучше хранить в сухом виде. При приготовлении препаратов из ракушковых рачков З. С. Бронштейн (1947) рекомендует вырезать кусочек плотной бумаги по размеру покровного стекла, оставляя в центре отверстие, превышающее размеры объекта, помещаемого в центре и заключаемого в канадский бальзам. Для изучения срезов, сделанных на пелотоме Б. В. Перфильева, автор рекомендует: 1) изготавливать тотальные препараты из материала отдельных микрозон, 2) применять метод монолитных мазков, изготавливать парафиновые срезы илов.

Ю. В. Первольф и А. И. Прошкина-Лавренко (1937) и Ю. В. Первольф (1953) при изготовлении монолитных мазков пользовались бритвой «жилет» или специально изготовленной лопаточкой, при помощи

которых срезают известное количество глины, распределяют ее по каплям глины (фиг. 12). При этом применял метод

Для точности необходимо указателем пинцетом изготавлять сред подробный анализ» (1949—водорослей»

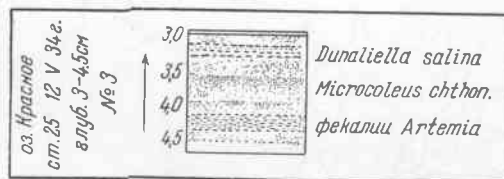
Мы считаем, что нами модифицирован. Состоит эта процедура в следующем. помещают в чашку и заливают серной кислотой десятикратной пробой в смеси с ней кислоты увеличивают количество H_2SO_4 и оставляют несколько двуххромовую пробу осторожно комочки. Частицы оставляют в пробирке перекаливают. Сжигают черные, образуются осторожно отсасывают сток отстояться, пока жидкое станет давая частицами, сливая их в него также ее в другой белоснежной и глины, приотсасывают мента изотомытое спиртом помощи протести стеклышко кусочек горелке, не стеклом с руют.

которых срез размазывался тонким слоем на предметное стекло, смазанное глицерином. Движение лопаточки по стеклу велось в направлении распространения микрозон. Поверх слегка подсушенного мазка капали глицерин, после чего препарат покрывался покровным стеклом (фиг. 12). Г. Г. Мартинсон (1954) при изучении илов Байкала также применял метод мазков.

Для точного определения видового состава диатомовых водорослей необходимо делать препараты, заключая створки диатомей в среду с показателем преломления, отличным от такового кремнезема. Методика изготовления подобных препаратов и описание пригодных для этой цели сред подробно изложены в первой книге руководства «Диатомовый анализ» (1949—1950, стр. 87—94), а также в «Определителе пресноводных водорослей» (1951, IV, стр. 56—79).

Мы считаем наиболее удобной при работе с илами ранее предложенную нами модификацию способа мокрого сжигания Бруна (Кордэ, 1953б).

Состоит эта модификация в следующем. Около грамма ила помещают в небольшую чашечку и заливают концентрированной серной кислотой, взятой в десятикратном количестве, если проба вскипает при прибавлении кислоты, то объем последней увеличивают, создавая избыток H_2SO_4 ; туда же прибавляют несколько кристалликов двуххромовокислого калия, пробу осторожно перемешивают, разбивая при этом имеющиеся в ней комочки. Чашку ставят на 2—5 часов на кипящую водяную баню или же оставляют на 1—2 суток при комнатной температуре. Время от времени пробу перемешивают и если требуется добавляют двуххромовокислого калия. Сжигание нужно считать окончанным, когда в пробе исчезнут черные, обугленные частицы вещества. С отстоявшегося осадка осторожно отсасывают избыток кислоты, осадок смывают в литровый химический стакан с профильтрованной водопроводной водой. Образцу дают отстояться, после чего воду сменяют, повторяя эту операцию до тех пор, пока жидкость в стакане потеряет цвет двуххромовокислого калия и перестанет давать кислую реакцию на лакмус. Если проба богата глинистыми частицами, то во время декантации им не дают полностью осесть, сливая их вместе с водой. Если в образце имеется примесь песка, то от него также освобождаются путем резкого взмучивания пробы и сливания ее в другой стакан так, чтобы песок остался на дне первого. Промытый белоснежный осадок, в значительной степени освобожденный от песка и глины, переносят в склянку емкостью 5—10 см³, дают отстояться, отсасывают избыток воды и заливают 70° спиртом для хранения до момента изготовления препарата. Приготавливая последний, на хорошо промытое спиртом тонкое покровное стекло кладут каплю осадка, при помощи препаровальной иглы распределяют его равномерно по поверхности стекла и тщательно просушивают. На предметное стекло помещают кусочек той или иной среды, расплавляют его на спиртовой горелке, не доводя до кипения, и покрывают подогретым покровным стеклом с высохшей на нем каплей осадка. Далее препарат этикетировуют.



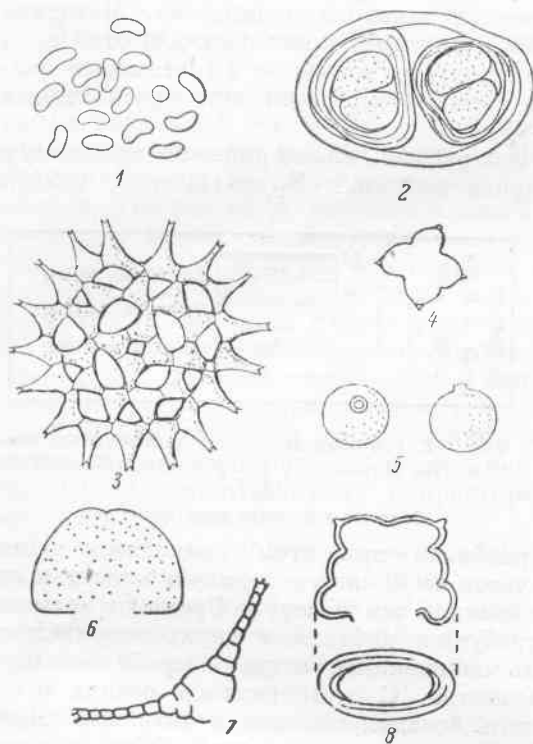
Фиг. 12. Готовый препарат с монолитным мазком. (По Перволюфу и Прошкиной-Лавренко, 1937).

Стрелка указывает вверх препарата.

При определении остатков нужно иметь в виду, что некоторые организмы в отложениях встречаются в распавшемся состоянии, так, например, клетки десмидиевых водорослей родов: *Closterium*, *Cosmarium*, *Euastrum*, *Stauroastrum*, распадаются на половинки (фиг. 13), тело *Cladocera* обычно представлено в отложениях тремя разрозненными частями: головным щитом, створками и каудой (фиг. 14), от некоторых организмов сохраняются только более стойкие, покоящиеся стадии: споры *Anabaena*, цисты хризомонад, эфиппии дафний, статобласты мипанок.

Из числа простейших животных встречаются только формы, обладающие домиком; от губок остаются только склеры и амфидиски. Такие характерные группы, как *Rotatoria*, *Copepoda* и *Asarina*, попадаются в отложениях крайне редко. Естественно, что указанные особенности захоронения остатков организмов создают при определении трудности, не позволяющие иногда довести работу до установления вида.

При определении остатков организмов в отложениях можно пользоваться обычными определителями, например таблицами, приведенными в I и II томах настоящего издания, и определителями: А. Л. Бенинга (1941), З. С. Бронштейна (1947), А. А. Еленкина (1938, 1949), В. И. Жакина (1933, 1952), Н. Н. Липиной (1928), П. Д. Резвого (1936), А. А. Черновского (1949), а также «Определителем пресноводных водорослей»,



Фиг. 13. Характерные остатки водорослей в отложениях озер.

1 — споры *Anabaena*; 2 — *Gloeocapsa turgida*; 3 — *Pediastrum clathratum*; 4 — *Tetraedron minimum*; 5 — цисты хризомонад; 6 — *Cosmarium granatum*; 7 — *Stauroastrum paradoxum*; 8 — *Euastrum binale*.

издающимся под редакцией М. М. Голлербаха и В. И. Полянского. Кроме того можно рекомендовать более специальную литературу: статью М. И. Нейштадт (1939а); для определения остатков высших растений — В. Н. Сукачева (1922), М. Я. Короткиной (1939) и Н. И. Пьявченко (1953); для плодов и семян — атласы Н. Я. Кац и С. В. Кац (1933, 1946); по сфагновым мхам — статью А. А. Гребенщицкой (1939), по гипновым мхам — работу М. И. Нейштадт (1939б), при определении пыльцы лучше всего использовать монографию «Пыльцевой анализ» (1950), краткие данные можно получить в статье М. И. Нейштадт (1939в). Для определения диатомовых водорослей лучшим руководством является монография «Диатомовый анализ» (1949—1950). Животные остатки можно определять по атласу Л. Л. Россолимо (1927),

хорошо и
вой (1924

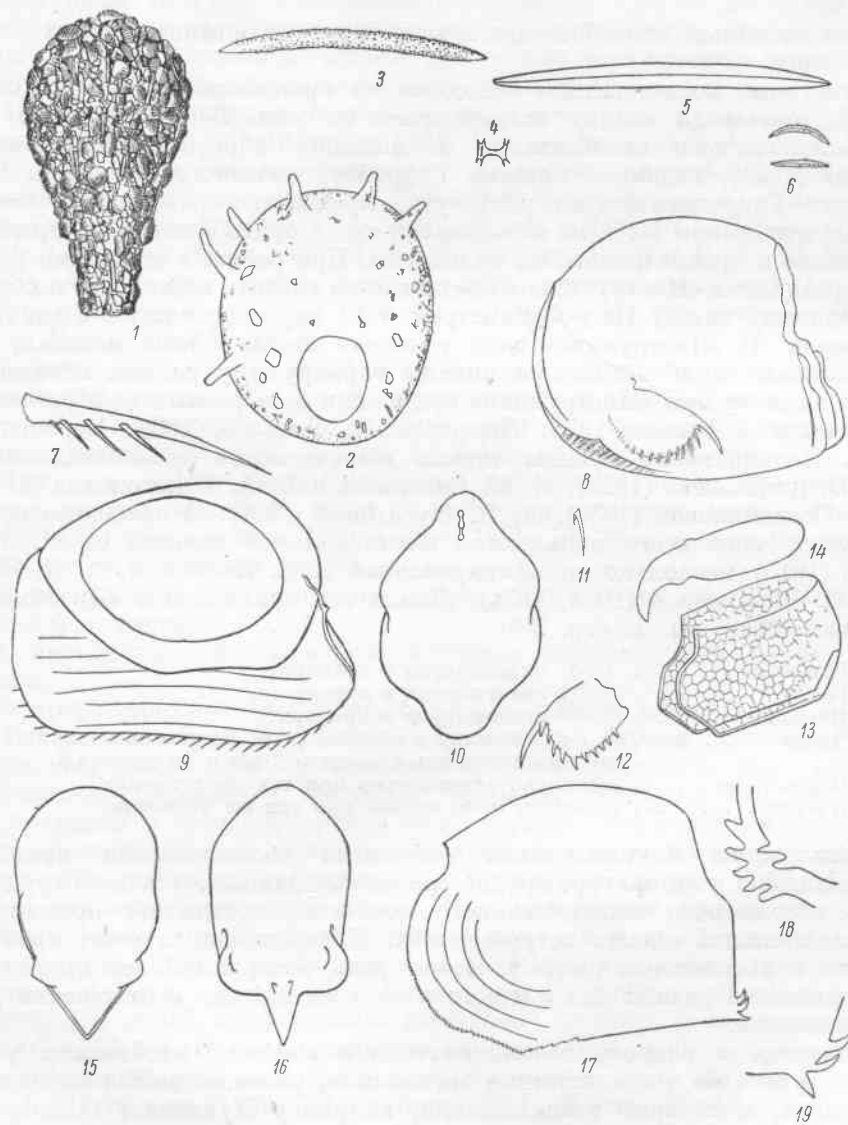


1 — ДИ
макро
росклер
9—11 —
коготок
щит; 16

Метод

Редко
вершался

хорошо использовать также статьи И. И. Месяцева (1924) и О. А. Куровой (1924).



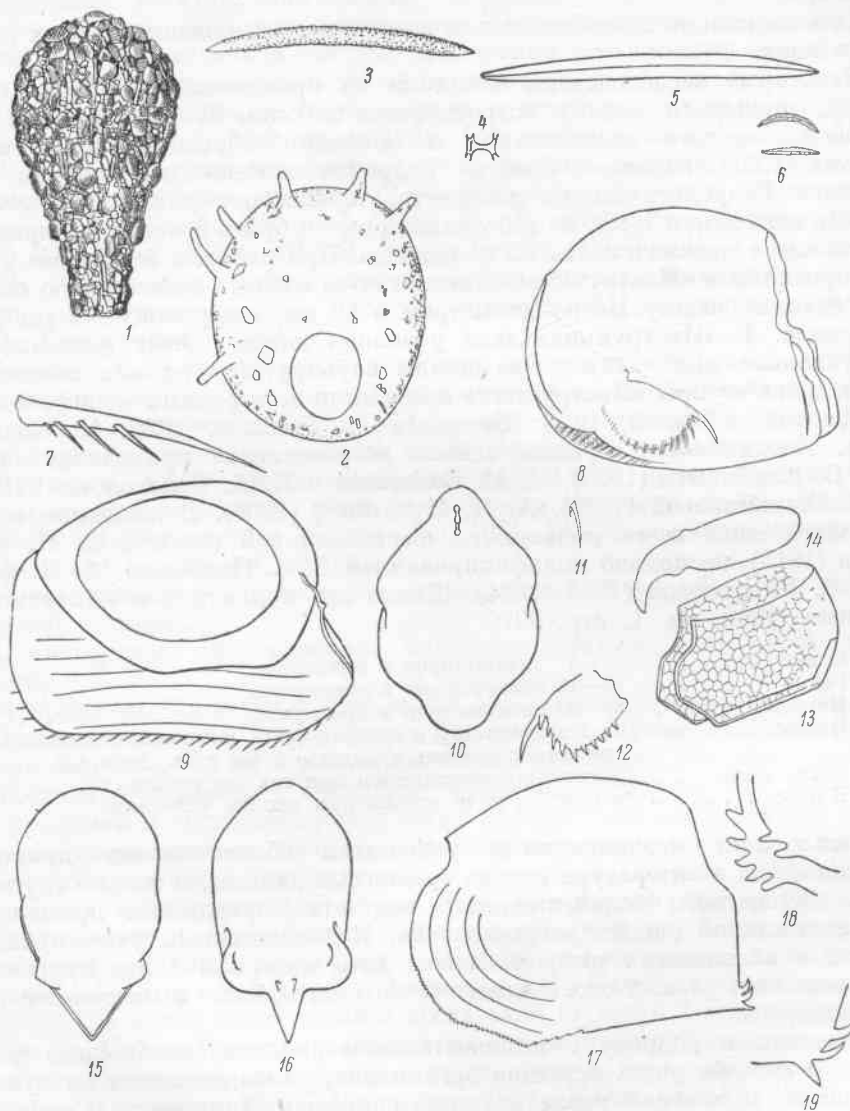
Фиг. 14. Характерные остатки микроскопических животных в отложениях озер.

1 — *Diffugia pyriformis*; 2 — *Centropyxis aculeata*; 3, 4 — *Ephydatia mülleri*, 3 — макросклеры, 4 — амфидиск; 5, 6 — *Spongilla lacustris*, 5 — макросклеры, 6 — микросклеры; 7 — *Sida crystallina* — коготок; 8 — *Leydigia leydigii* — створка и кауда; 9 — 11 — *Alona rectangularis*, 9 — эфиппальная створка, 10 — головной щит, 11 — коготок; 12 — 15 — *Chydorus sphaericus*, 12 — кауда, 13 — створки, 14, 15 — головной щит; 16 — 19 — *Pleuroxus uncinatis*, 16 — головной щит, 17 — створка, 18, 19 — нижние углы створок. (Увел. 1—6 и 8—17 около 100).

Методы оценки встречаемости и обилия остатков организмов

Редко и главным образом в наиболее ранних работах биоанализ завершался составлением систематических списков найденных организмов.

хорошо использовать также статьи И. И. Месяцева (1924) и О. А. Куровой (1924).



Фиг. 14. Характерные остатки микроскопических животных в отложениях озер.

1 — *Diffugia pyriformis*; 2 — *Centropyxis aculeata*; 3, 4 — *Ephydatia mülleri*, 3 — макросклеры, 4 — амфидиск; 5, 6 — *Spongilla lacustris*, 5 — макросклеры, 6 — микросклеры; 7 — *Sida crystallina* — коготок; 8 — *Leydigia leydigii* — створка и кауда; 9 — 11 — *Alona rectangularis*, 9 — эфиппальная створка, 10 — головной щит, 11 — коготок; 12 — 15 — *Chydorus sphaericus*, 12 — кауда, 13 — створка, 14, 15 — головной щит; 16 — 19 — *Pleuroxus uncinatis*, 16 — головной щит, 17 — створка, 18, 19 — нижние углы створок. (Увел. 1—6 и 8—17 около 100).

Методы оценки встречаемости и обилия остатков организмов

Редко и главным образом в наиболее ранних работах биоанализ завершался составлением систематических списков найденных организ-

и органических компонентов (хлопья гумуса, крупный и мелкий детрит, структурные остатки организмов). Определив под микроскопом площадь покрытия препарата отдельными компонентами отложения, названный исследователь вычислял процентные соотношения между ними и переходил далее к типологическим выводам.

Прием Г. Лундквиста использовали и некоторые русские исследователи (Соловьев и Белоголовая, 1934; Стальмакова, 1939; Гричук, 1949а, 1949б). Мы полагаем, что физические и химические свойства отложений правильнее и точнее изучать обычными физическими и химическими методами, изложенными в работах Е. И. Казакова (1953а, 1953б), Д. Ф. Соколова (1953а, 1953б), Е. М. Титова (1953) и Н. Т. Шабаровой (1953). Существует также хорошо разработанная методика изучения минералогического состава донных отложений, освещенная отчасти Е. А. Виноградовой (1953).

Задачей биолога является возможно полное исследование остатков организмов, определение их видового состава и установление их экологической значимости — это та база, при использовании которой делаются указанные ниже выводы из биологического анализа.

Для того, чтобы иметь сравнимые результаты по различным горизонтам многих водоемов, нами разработана методика количественного комплексного биоанализа (Кордэ 1949, 1951, 1953б), характеризующегося следующими основными чертами:

- 1) исследованию подвергается определенный объем обводненного (набухшего) отложения;
- 2) проводится одновременное изучение остатков всех групп организмов;
- 3) производится подсчет остатков в абсолютных цифрах.

При исследовании большинства биоостатков (кроме диатомей, цист, хризомонад, склер губок) неприменимы высохшие образцы, поэтому приходится пользоваться влажными пробами. Учитывая, что последние при хранении и транспортировке легко теряют свою естественную влажность, а следовательно, меняют исходный объем, лучше всего пользоваться обводненными (набухшими) отложениями (Кордэ, 1949, 1953б), стойко сохраняющими свой объем. При обводнении пробы тщательно разбалтываются в воде, попадающиеся комочки и агрегаты осторожно разминаются. Далее, необходимое количество материала отстаивается в течение 1—2 суток в мерном цилиндре до установления постоянного уровня. Для целей микроанализа достаточно отстоять 2 мл осадка в цилиндре на 10 мл. При производстве макроанализа требуется более значительное количество материала, отстаиваемого в более крупной мерной посуде (Ласточкин, 1949; Козловская, 1951; Константинов, 1956). При подготовке образцов к микроанализу приходится делать несколько разведений проб для подсчета организмов различной встречаемости. Первый цилиндр с осадком и водой, доведенной до верхнего полевого уровня, будет содержать в себе первое разведение. При последующих разведениях 1 мл тщательно перемешанной пробы переносится при помощи шпатель-пипетки из первого цилиндра в такой же второй и разбавляется водой, доводимой до верхней метки. В случае необходимости из этого второго разведения делают третье, а иногда и четвертое. Таким образом, если в первом цилиндре находилось 2 мл отложений, то в последующих эти количества соответственно равны: 0.2, 0.02, 0.002 мл. Число необходимых разведений устанавливается эмпирически для каждой обрабатываемой пробы. Капли тщательно перемешанной жидкости,

взятые при помощи штемпель-пипетки в 0.1 мл из проб разных разведений, будут содержать соответственно: 0.02, 0.002, 0.0002 и 0.00002 мл отложений. Капли эти переносятся на предметные стекла, покрываются покровными стеклами, содержимое препаратов просчитывается полностью при большом или среднем увеличении счетного микроскопа. При отсутствии штемпель-пипетки все манипуляции по разведению проб и по переносу необходимого количества материала на предметные стекла могут производиться обычной пипеткой с хорошей резиновой грушей, при использовании калибровки мерных цилиндров. Подсчет проб начинается с максимального разведения, при этом подсчитывается все, что находится в препарате. Массовые формы, встречающиеся в каждом препарате десятками, подсчитываются в четвертом разведении, далее счет их прекращается. Если в объеме 0.0001 мл подсчитано n экземпляров, то в 1 мл отложений будет находиться $n \times 10\,000$. Формы, встречающиеся единицами, продолжают подсчитываться в третьем разведении. Наиболее редкие остатки продолжают подсчитывать во втором разведении, после чего вычисляется содержание всех форм в 1 мл отложений.

Применяя описанный способ ступенчатого подсчета,¹ мы достигаем более или менее одинаковой точности при определении обилия форм различной встречаемости и в значительной мере сокращаем время количественной обработки материала.

При количественном макроанализе мы проводим также ступенчатый подсчет, с той только разницей, что обводненный сапропель изучается не в разбавленном виде, а в концентрированном. Концентрация биоостатков достигается отмучиванием тонкой фракции ила через сита. В связи с различной частотой встречаемости различных организмов, мы проходим через три счетных ступени. Для подсчета наиболее обильных макроостатков мы пропускаем каждую пробу через сито с ячейей в 0.25 см, смывая каждый раз осадок в маленькую чашку Петри. Содержимое последней подсчитывается полностью под лупой (при необходимости, для определения отдельных видов применяется микроскоп). Счет наиболее частых форм на этом заканчивается. Сумма пяти подсчетов дает содержание в 10 мл. Далее просчитываются 4 мензурки, содержащие по 10 мл. Учитывая результаты предыдущего подсчета, мы даем содержание менее обильных форм в 50 мл отложений. Наиболее редко встречающиеся формы, как, например, некоторые из моллюсков, считаются в объеме 500 мл. На третьей ступени можно применять сито с ячейей в 0.5 мм.

В тех случаях, когда исследователь не заинтересован в данных об абсолютном содержании остатков в отложениях, но желает получить представление о процентных соотношениях между организмами, нет необходимости оперировать с тем или иным исходным объемом или весом осадков. Можно проводить работу с произвольным количеством илов, подобно тому как это делают при проведении пылевого анализа. Так, например, А. И. Прошкина-Лавренко (1953) при определении относительной роли диатомей, характеризующих различную степень солености водоемов, подсчитывает все водоросли в 25 произвольно взятых полях зрения препарата.

При определении соотношений между организмами мы пользуемся счетными квадратами, унифицирующими процесс счета и облегчающими

¹ Методика ступенчатого подсчета была первоначально разработана нами для планктонных проб, где применение ее весьма целесообразно.

установление пр или в чашке Пе сразу заносятся считанный орган дельную клеточ ждого организма определенным с

При учете р организмов, дост водорослей запс ждый на 100 кл

Применение би

Биологически применяться для

1. При изуче чае исследовате с развитой жизн настоящей книги при изучении би ше внимания на щее время. Нап водорослям (Кор гать более чем к

2. На основан мов, можно вос водоемов. Нужн нена далеко не п Таким образом водоемов. Для р видов, относящи например, в ряд рии сапропелевы уровней отложе ленных отрезко комплексов, с п водоема.

При изучени на возможность через притоки, н проникавших, п димо также обра дов в связи с из наблюдалась в о sphagnum var горизонт озера ный для более о ния А. Клеве-Эй Тэкерн, где она дов, попадавших благоприятные у

установление процентных соотношений. Мы проводим счет в препарате или в чашке Петри с произвольным объемом осадка. Результаты счета сразу заносятся в квадрат, разделенный на 100 клеточек. Каждый просчитанный организм, обозначаемый условным знаком, заносится в отдельную клеточку. После заполнения квадрата сумма попаданий каждого организма является вместе с тем и его процентным показателем, определенным с точностью до единицы.

При учете редко встречающихся остатков, в частности животных организмов, достаточно бывает подсчитать 100 попаданий. При счете водорослей заполняют не менее десяти квадратов, разделенных каждый на 100 клеточек.

Применение биологического анализа донных отложений и способы оформления его результатов

Биологический анализ поверхностных и субфоссильных илов может применяться для разрешения следующих вопросов:

1. При изучении количества организмов на дне водоемов. В этом случае исследователя интересуют только поверхностные слои отложений с развитой жизнью. Поскольку этому вопросу посвящены другие главы настоящей книги, мы на нем не останавливаемся. Отметим только, что при изучении биологической продуктивности дна следует обращать больше внимания на микробентос и на обрастания, чем это делается в настоящее время. Наши исследования по одним только донным синезеленым водорослям (Кордэ, 1950) показали, что биомасса последних может достигать более чем килограммового веса на 1 м^2 дна.

2. На основании изучения находимых в отложениях остатков организмов, можно восстанавливать историю водного населения исследуемых водоемов. Нужно только помнить, что данная задача может быть выполнена далеко не полно из-за неодинаковой сохранности разных организмов. Таким образом можно говорить лишь об истории сохранного населения водоемов. Для решения этой задачи составляют систематические списки видов, относящиеся к ряду последовательных горизонтов, как это сделано, например, в ряде работ, помещенных в 3—5 выпусках «Трудов Лаборатории сапропелевых отложений». Сопоставляя списки организмов с разных уровней отложений, устанавливают наиболее характерные для определенных отрезков времени комплексы видов и связывают наличие этих комплексов с предполагаемыми особенностями внешней среды былого водоема.

При изучении истории фауны и флоры водоемов обращают внимание на возможность попадания в водоем новых видов, например путем вноса через притоки, как это делала Л. С. Козловская (1956) для моллюсков, проникавших, по ее мнению, в водоем в паводочные периоды. Необходимо также обращать внимание на явление варьирования отдельных видов в связи с изменениями условий внешней среды. Так, например, нами наблюдалась в отложениях озер Зауралья смена мезогалобов *Aptomoeoneis sphaerophora* var. *polygramma* и var. *sculpta*, приуроченных к засоленным горизонтам озерных отложений, на галофильный основной вид, характерный для более опресненных водоемов (Кордэ, 1951). Интересны наблюдения А. Клеве-Эйлер (Cleve-Euler, 1932) над отложениями шведского озера Тэкерн, где она обратила внимание на явление угнетения некоторых видов, попадавших в процессе исторических изменений среды водоема в неблагоприятные условия и давших новые регрессивные варианты, а также

на процветание некоторых форм при наличии подходящих для них условий жизни. Таким образом, на материале по субфоссильной фауне и флоре могут решаться некоторые вопросы, связанные с проблемой видообразования.

3. Результаты биологического анализа могут быть использованы при изучении истории водной фауны и флоры данной местности, района, страны или географической области. Как и в предыдущем случае, речь может идти только о сохранных в илах организмах. При решении данного вопроса сопоставляются списки видов и характерных комплексов, установленных для отдельных водоемов данной местности, и делаются обобщения, относящиеся ко всему изученному району.

4. Результаты биологического анализа нужны также для установления характерных этапов исторического развития самого водоема, а отчасти окружающего водоем ландшафта. Так, например, Д. А. Ласточкин (1949) разбивает историю озер Зауралья на три этапа (стр. 132): «древний — с глинистыми отложениями и пресноводно-солонвальной флорой и фауной, средний — с карбонатными и торфянистыми отложениями и жестководной флорой и фауной, и новый — с сапропелевыми отложениями и с сапропелевой фауной».

При решении этого вопроса основываются на знании экологии видов, сохраняющихся в отложениях, и на допущении того, что экологические свойства видов в основном оставались неизменными на протяжении голоцена. Найденные в отложениях организмы делятся на группы по тем или иным экологическим признакам, например: по местообитанию — на планктонные, донные и эпифитные; по отношению к солености — на пресноводные, солонвальные и солонвально-пресноводные; по отношению к температурным условиям — на теплолюбивые и холодолюбивые, и т. д. Устанавливая преобладание в отложениях представителей тех или иных экологических групп, переходят к выводам о глубине бывшего водоема, о его проточности, о степени развития литоральных зарослей и береговых сплавин, о степени минерализации воды бывшего водоема. По остаткам пыльцы в отложениях делают заключения о характере растительности приозерного ландшафта (Нейштадт, 1940). Некоторые исследователи проводят эту работу исключительно методом диатомового анализа (Порецкий, Жузе, Шешукова, 1933, 1934; Жузе, 1939; Шешукова, 1951; Анисимова, 1951; Прошкина-Лавренко, 1953; Лак, 1954), привлекая иногда лишь данные пыльцевого анализа; другие же используют материал по всем сохранным группам водорослей, а иногда и по животным остаткам (Соловьев и Белоголовая, 1934; Прошкина-Лавренко, 1945). Сотрудники Лаборатории сапропелевых отложений Института леса АН СССР и связанные с лабораторией лица решают ту же задачу, используя возможно более широкий биологический материал, данные химического анализа, становясь на путь комплексирования самих исследований (Труды Лаборатории сапропелевых отложений, вып. III—VI, 1949—1956).

Основные результаты подобного экологического анализа изображаются графически. Так, например, альгологи школы покойного В. С. Порецкого часто приводят диаграммы, подобные напечатанной здесь схеме для озера Вавилова (фиг. 15).

5. На основании данных биологического анализа можно устанавливать микростратификацию и стратификацию отложений. Начало изучения микростратификации было положено Нипковым (Nipkow, 1920) на Цюрихском озере и хорошо теоретически и методически разработано Б. В. Перфильевым (1923, 1926, 1927а, 1927б, 1932, 1933).

Следует отметить, что простой метод, описанный в предыдущем разделе — промывание илососудом — является на основе



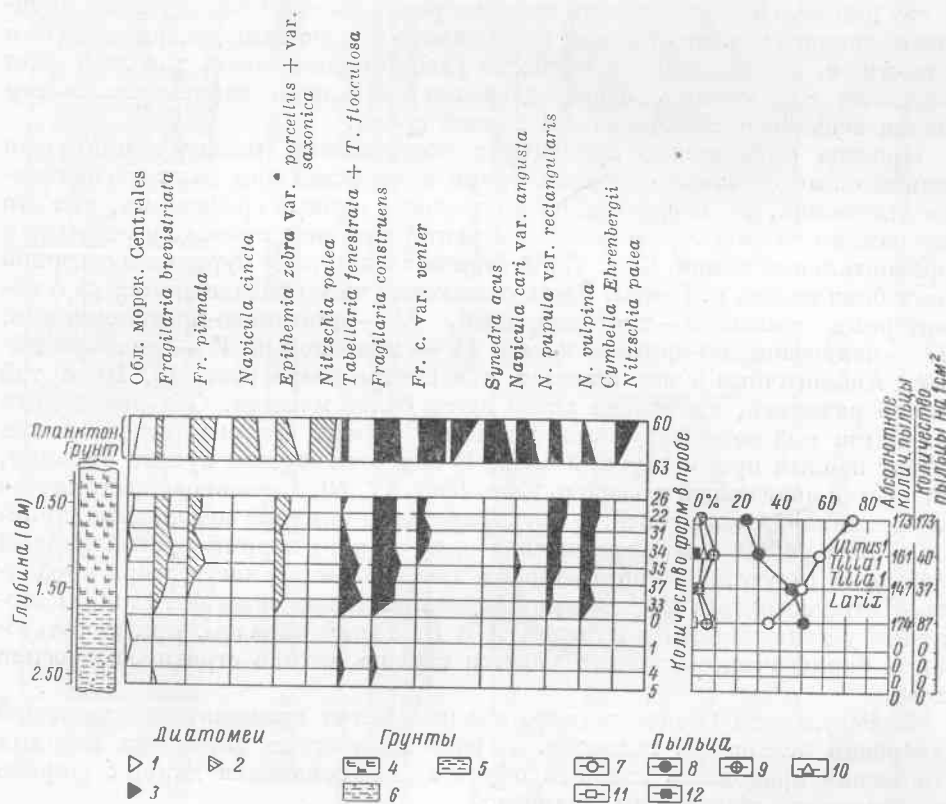
Фиг. 15. Диатомовый анализ озера Вавилова. 1 — морские формы диатомей; II — кривая пыльцы березы; III — кривая пыльцы ели.

наличие тех или иных экологических и химических признаков. В. Н. Сукачев (1951) (см. нашу работу, 1951) приводит диаграммы, подобные напечатанной здесь схеме для озера Вавилова (фиг. 15).

При исследовании озер для установления микростратификации и стратификации отложений необходимо сопоставлять данные биологического анализа с данными геохимического анализа. Сопоставляя данные биологического анализа с данными геохимического анализа, проведенных в озере Вавилово, Галицкого и др.

Следует отметить, что В. Н. Сукачев и Г. И. Поплавская (1946) дают простой метод, позволяющий расчленить толщу отложений на годовичные слои — промораживание монолитов.

Изучение макростратификации отложений водоемов чаще всего делается на основании чисто визуальных показателей (цвет, консистенция,



Фиг. 15. Диатомовая и пыльцевая диаграммы оз. Вавилова. (По Шешуковой, 1951)

1 — морские формы диатомей; 2 — пресноводно-солонководные формы диатомей; 3 — пресноводные формы диатомей; 4 — сапропелевый торф; 5 — сапропелит; 6 — глина с примесью песка; 7 — кривая пыльцы березы; 8 — кривая пыльцы сосны; 9 — кривая пыльцы ивы; 10 — кривая пыльцы ели; 11 — кривая пыльцы ольхи; 12 — кривая пыльцы широколиственных пород.

наличие тех или иных примесей), иногда с привлечением некоторых биологических и химических данных (наличие торфянистых частиц, раковин, вскипание от кислоты). При использовании именно таких признаков проводили работы по изучению стратификации озер Л. Д. Штурм (1932), В. Н. Сукачев и Г. И. Поплавская (1946), В. Ф. Ковалев и В. Я. Кулакова (1951 (см. нашу фиг. 16), В. В. Эпштейн и Г. М. Катаева (1956). В частности В. Н. Сукачев и Г. И. Поплавская установили 7 типов стратификации отложений изученных ими озер Зауралья.

При использовании чисто химических показателей также производят расчленение сапропелевой толщи на слои (Титов, 1949; Коншин, 1949).

Сопоставляя результаты биологических и химических анализов, проведенных в различных пунктах озер Неро Ярославской области и Галичского Костромской области, мы пришли к выводу (Кордэ, 1956а, б):

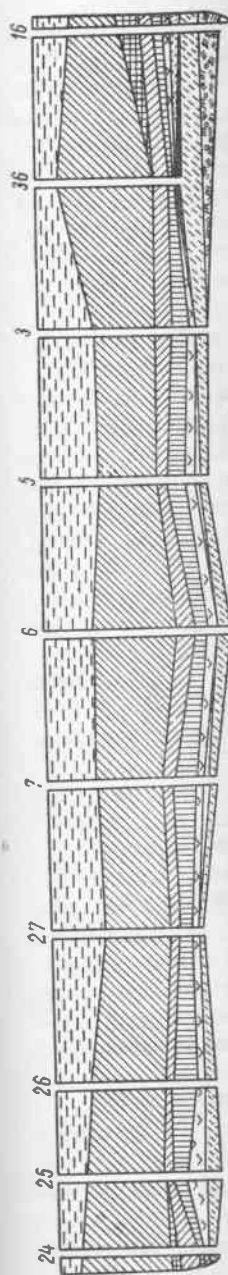
1) что особенности хемотратификации водоема* в значительной мере определяются местными и внешними по отношению к водоему факторами, в то время как биологические показатели в большей мере характеризуют внутреннее, типичные особенности озера; 2) что при использовании биологических показателей удастся гораздо более тонко и точно расчленить толщу осадков на слои, чем при использовании других показателей; 3) что для целей стратиграфии целесообразно использовать данные группового экологического анализа, проводимого по основным систематическим группам, и, наконец, 4) что наиболее удобно использовать для этой цели водоросли как группу, непосредственно связанную характером своего обмена веществ с особенностями водной среды.

Проведя определение процентных соотношений между суммарными количествами остатков основных групп водорослей для разных горизонтов отложений, мы представляем полученные данные графически, как это изображено на фиг. 17, и выделяем характерные слои, проводя на чертежах горизонтальные линии. Фиг. 17, А относится к пункту бурения в северной части близ истока р. Вексы. Здесь отложения четко расчленяются на 5 характерных слоев: I — протококковый, II — диатомово-протококковый, III — цианофициейно-протококковый, IV — диатомовый, V — цианофициейный. Аналогичные слои имеются и в центре озера (фиг. 17, Б), с той только разницей, что толщина слоев здесь более мощная. Оба эти пункта находятся под евтрофирующим влиянием города Ростова, отчего в них развит первый протококковый слой. В наиболее южном пункте бурения, близ устья впадающей в озеро р. Сары (фиг. 17, В), хорошо осуществляется подток минеральных солей, а евтрофирующее влияние населенных пунктов в этом районе сказывается слабее, из-за чего первый протококковый слой здесь отсутствует: по настоящее время в южной части озера продолжают откладываться диатомовые сапропели. Ниже залегают слои, аналогичные установленным в пунктах А и Б. Таким образом, при использовании биологических данных удастся строить четкие стратиграфические схемы.

6. Результаты биологического анализа могут применяться для целей датировки отложений голоцена. В настоящее время датировка озерных отложений проводится главным образом на основании данных широко применяемого пылевого анализа.

Мы разработали аналогичный метод при использовании биологических данных относящихся к населению самого водоема. Считая, что все представители крупных систематических групп, захороняющихся в отложениях, должны обладать некоторыми наиболее общими требованиями к условиям внешней среды, мы проводим групповой экологический анализ по основным систематическим группам водорослей и строим альгологические диаграммы, подобные тем, которые мы только что описали в пункте о стратиграфии.

Мы полагаем, что диатомовые водоросли должны преобладать в отложениях в те моменты истории водоема, когда последний получает достаточный подток минеральных солей, т. е. в илювиальные периоды. Цианофицией, особенно донные, могут развиваться в водоемах даже в условиях ограниченного минерального питания, поскольку эта группа способна к гетеротрофному питанию и даже к фиксации молекулярного азота. Преобладание цианофицией в осадках может свидетельствовать о заболачивании и дистрофировании водоема, приуроченным к засушливым климатическим периодам. Кремневые цисты хризомонад также указывают на некоторую заболаченность водоема. Захороненные в отложениях протокок-



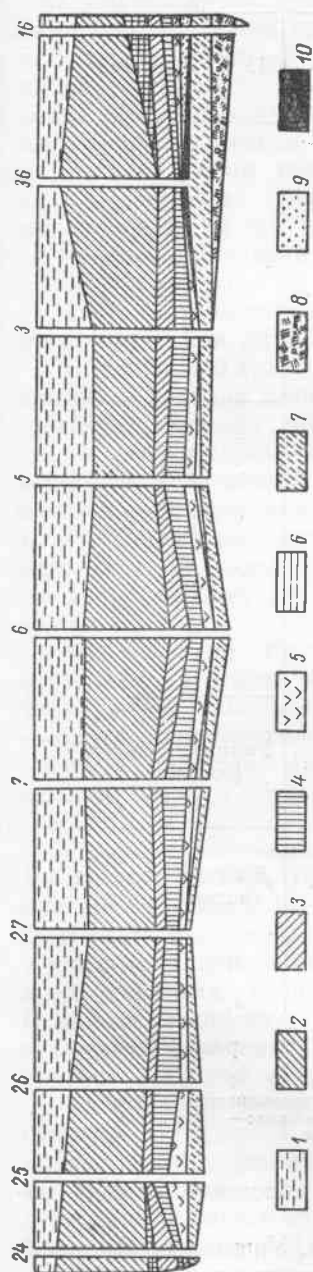
ительной мере
му факторами,
характеризуют
ьзовании био-
но расчленить
показателей;
данные груп-
стематическим
для этой цели
ктером своего

суммарными
вных горизон-
чески, как это
я на чертежах
ия в северной
ются на 5 ха-
отококковый,
цианофидей-
17, Б), с той
а эти пункта
отчего в них
кте бурения,
уществляется
енных пунк-
отококковый
озера продол-
слои, анало-
ри использо-
играфические

я для целей
вка озерных
ных широко

ологических
то все пред-
в отложе-
реованиями
ский анализ
и альгологи-
али в пункте

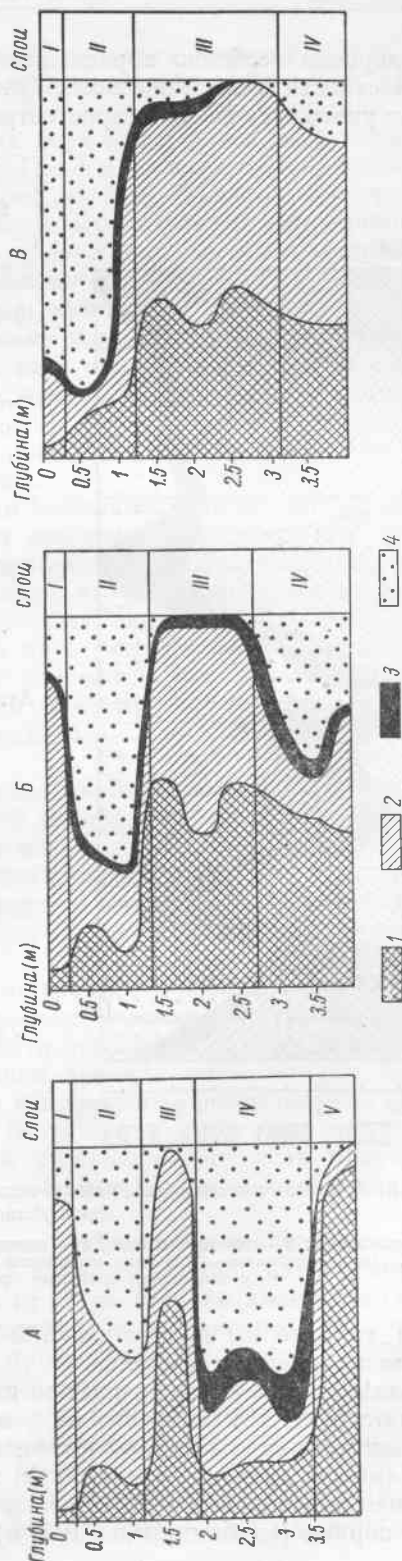
дать в отло-
учает доста-
оды. Циано-
в условиях
па способна
азота. Пре-
о заболачи-
ым климати-
зывают на
х протокок-



Фиг. 16. Литологический профиль оз. Молтава Свердловской области. (По Ковалеву и Кулакову, 1951).

1 — вода; 2 — оливково-серый илистый и глинистый сапропель; 3 — светлосерый, зернистый с растительными остатками сапропель; 4 — розовый ступенчатый сапропель; 5 — оливково-бурый сапропель; 6 — розовый ступенчатый сапропель; 7 — торф; 8 — торф; 9 — торф; 10 — торф.

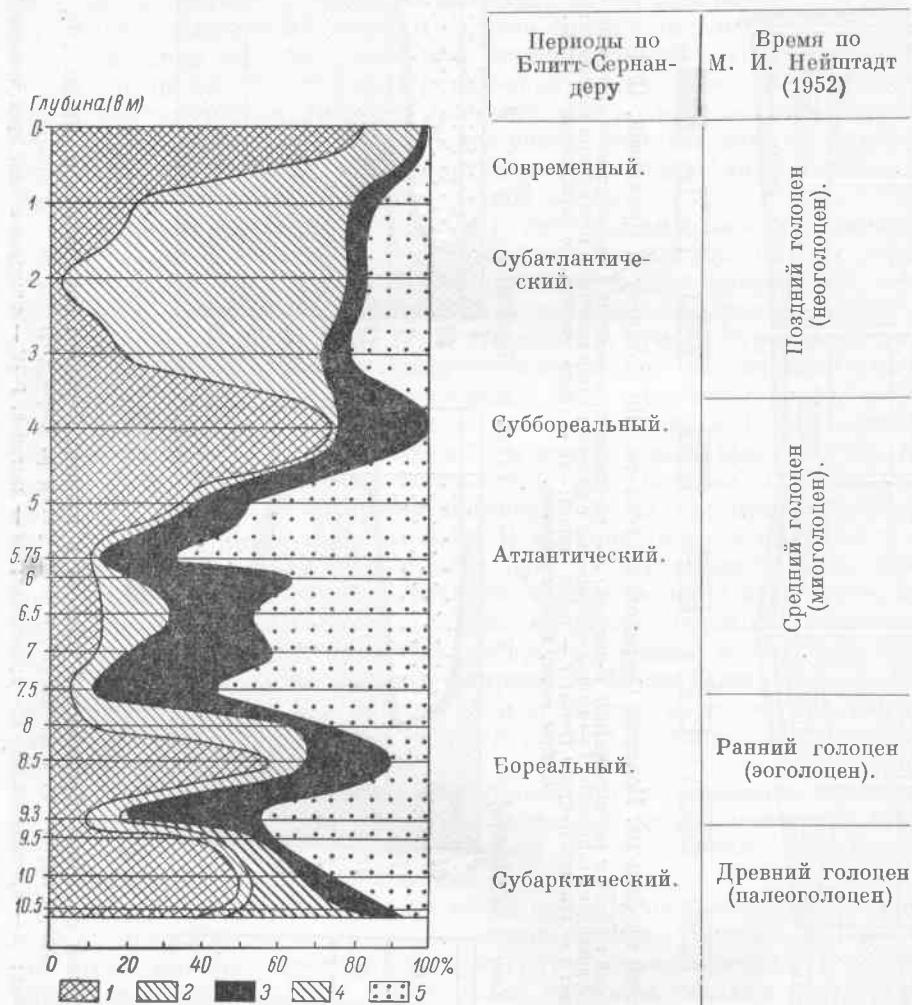
Цифры сверху номера скважин.



Фиг. 17. Биостратификация отложений оз. Неро Ярославской области в пунктах бурения: близ истока р. Вексы (А), в центре озера против г. Ростова (Б) и близ устья р. Сары (В).

Остатки водорослей: 1 — синезеленых; 2 — синезеленых; 3 — хризомонад; 4 — диатомей. I—V — синхронные слои трех пунктов бурения.

ковые водоросли особенно хорошо вегетируют при достаточном подтоке азота, в частности и органического. Преобладание протококковых в осадках может указывать на некоторое евтрофирование водоема. Десмидиевые



Фиг. 18. Альгологическая диаграмма отложений оз. Ущмерово Ярославской области.

1 — синезеленые; 2 — протококковые; 3 — десмидиевые; 4 — хризомонады; 5 — диатомеи. По оси ординат — глубины отложений (в м); по оси абсцисс — процентные соотношения основных групп водорослей.

водоросли характерны для отложений мшистых, холодных, иногда несколько засоленных водоемов.

Приводимая здесь альгологическая диаграмма оз. Ущмерово Ярославской области (фиг. 18) построена на основании учета процентных соотношений между суммарными количествами остатков основных групп водорослей. Наиболее древние слои осадков, характеризующиеся значительным содержанием десмидиевых и синезеленых водорослей, отложились в субарктический период (глубины 10.5—10.6 м). Уровень 8.5 м отвечает моменту

максимального скопления водорослей, откладывавшихся при значительном разноминерализации. Засушливое озеро на четырехметровом уровне находится в состоянии озерной вакулюляции, в котором преобладают цианобактерии и ризомы.

Установленная С. Н. Тюремова последовательность проведенного на оз. Ущмерово озерного анализа.

Животные останки не обнаружены.

7. Данные биологического исследования типов водоемов.

В настоящей работе дано краткое описание озерного разбора, в котором, отсылая к статье (Кордэ, 1955), можно использовать материалы в разных случаях. Классификация озерных водоемов по численности водорослей дана автором.

Мы полагаем, что озерные водоемы строятся на основании данных, характеризующих илы, органические, минеральные, внешние осадки, в которых следует отметить особенности данного типа водоемов.

Озерные отложения, исследованные в 1953, 1954, 1955 гг., исходя из особенностей, являющихся в илах компонентов, являются сложными. Озерные отложения, в которых эти взаимодействия, являются сложными.

Отложения, относящиеся к группе пелей; при содержании в них 15% — обедненных водоемов, повышенной зольности (15%) мы относим к группе пелей.

При изучении озерных водоемов, имеющих типологическую особенность, в результате исследования многих водоемов.

максимального снижения уровня бореального времени. Слои 5—7.5 м откладывались при усилившемся подтоке минеральных солей, вызвавших значительное развитие диатомей. Это — время атлантического обводнения. Засушливому суббореальному периоду отвечает выступ цианофицей на четырехметровом уровне. Выше (1—3 м) залегают слои, отложившиеся в более влажный субатлантический период. В настоящее время озеро находится в состоянии естественного заболачивания, вызванного заполнением озерной ванны осадками, — опять наблюдается характерный выступ цианофицей и резкое снижение обилия диатомей.

Установленная нами датировка полностью согласуется с выводами С. Н. Тюремнова (1956), сделанными на основании пыльцевого анализа, проведенного на тех же образцах ила, с которыми работали и мы.

Животные остатки менее пригодны для целей группового экологического анализа.

7. Данные биологического анализа могут быть использованы при установлении типов донных отложений.

В настоящей главе мы не имеем возможности останавливаться на критическом разборе многочисленных классификационных схем озерных отложений, отсылая читателя к специально посвященной этому вопросу статье (Кордэ, 1956б). Отметим только, что поскольку донные отложения могут использоваться в разнообразных направлениях, то и изучались они в разных случаях со стороны их отдельных, специфических свойств. Классификационные схемы часто строились при использовании подобных частных данных и без учета выводов смежных областей. Отсюда многочисленность и несогласованность классификаций различных авторов.

Мы полагаем, что типологическая система донных отложений должна строиться на основе сопоставлений по возможности всех данных, характеризующих илы: результатов физического, химического, гранулометрического, минералогического, биологического анализов, а также данных внешнего осмотра. При типологической характеристике отложений естественно следует обращать внимание на наиболее резко выраженные особенности данного осадка.

Озерные отложения мы делим на группы, а последние на типы (Кордэ, 1953б, 1954, 1956а, 1956б). При основном разделении на группы следует исходить из наиболее общих свойств отложений. Таким наиболее общим свойством является, с нашей точки зрения, относительное содержание в илах компонентов биогенного и абиогенного происхождения. Водоем — арена сложных взаимодействий биотических и абиотических процессов. Озерные отложения в известной степени отображают конечный итог этих взаимодействий, находящий свое выражение в содержании органического вещества в илах.

Отложения, содержащие свыше 50% органического вещества, мы относим к группе I — собственно сапропелей, или малозольных сапропелей; при содержании органики от 50 до 15% мы имеем дело с группой II — обедненных органическим веществом сапропелей, или сапропелей повышенной зольности. Бедные органическим веществом осадки (ниже 15%) мы относим к III группе илов.

При изучении отложений отдельных водоемов, мы, на основе сопоставления всех имеющихся у нас аналитических данных, даем послойную типологическую характеристику осадков.

В результате сопоставления итогов типологических анализов отложений многих водоемов строится типологическая система донных отложе-

ний континентальных водоемов СССР. Это весьма необходимая и неотложная задача, в разрешении которой должны принять участие исследователи из различных районов нашей страны.

В задачу исследователей входит расшифровка причин, вызвавших в свое время образование тех или иных типов отложений, создавших те или иные типы стратификации. Эта задача может быть облегчена изучением условий образования современных разнотипных отложений. При проведении этой работы необходимо учитывать геоморфологические особенности окружающей водоем местности, принимать во внимание почвенные, гидрографические и общеклиматические факторы. Палеолимнологические работы должны сочетаться с общегидробиологическими. Особое внимание нужно обратить на комплексность исследования. Последняя должна выражаться в наиболее полном охвате анализом всех компонентов отложений, а также в тесной взаимной увязке работ биологов, химиков, минерологов, геологов.

ЛИТЕРАТУРА

- Алабышев В. В. Материалы по вопросу о задачах и методике биологического исследования сапропели. Изв. сапропел. комит., вып. 4, 1928.
- Алабышев В. В. Зональность озерных отложений. Там же, вып. 6, 1932.
- Анисимова Н. В. Диатомовые болотных и озерных отложений Кокчетовского района (Сев. Казахстан). Тр. Лабор. сапропел. отлож., вып. V, 1951.
- Беннинг А. Л. Кладочера Кавказа. Грузмедгиз, 1941.
- Бронштейн З. С. Ostracoda пресных вод СССР. Фауна СССР, нов. сер., № 31, 1947.
- Верещагин Г. Ю. Биологический анализ сапропелей озера Белого и других в Вышневолоцком уезде Тверской области. Изв. Сапропел. комит., вып. 3, 1926.
- Верещагин Г. Ю. и К. К. Гильзен. К познанию грунтов некоторых озер Витебской губернии. Там же, 1926.
- Виноградова Е. А. Методика изучения минералогического состава сапропелевых отложений. Метод. изучен. сапропел. отлож., вып. 1, 1953.
- Вислоух С. М. Биологический анализ воды. (Приложение к книге С. И. Златогорова «Руководство к теоретической и практической микробиологии»). Практ. медиц., вып. 7, 8, 1915.
- Гребенщикова А. А. Определение сфагновых мхов в торфе. Методы исследования торфяных болот, ч. II, 1939.
- Гричук В. П. Типы озерных илов. Труды Юбилейной сессии, посвященной столетию со дня рождения В. В. Докучаева, 1949а.
- Гричук В. П. Структурно-литологические типы озерных илов и некоторые закономерности их географического распространения. Тр. Инст. географ., т. XVIII, 1949б.
- Диатомовый анализ, кн. 1—3, Госгеолиздат, 1949—1950.
- Еленкин А. А. Синезеленые водоросли СССР, т. II, 1938; т. III, 1949.
- Жадин В. И. Пресноводные моллюски СССР. ОГИЗ, 1933.
- Жадин В. И. Изучение донной фауны водоемов. Изд. Зоол. инст. АН СССР, «В помощь работающим на полезащитных лесных полосах», вып. 7, 1950.
- Жадин В. И. Моллюски пресных и солоноватых вод СССР. Определители по фауне СССР. Изд. Зоол. инст. АН СССР, 1952.
- Жизнь пресных вод СССР, т. I, 1940; т. II, 1949; т. III, 1950.
- Жузе А. П. Палеогеография водоемов на основе диатомового анализа. Тр. Верхневолжск. эксп. ЛГУ, вып. 4, 1939.
- Инструкция для микроскопического исследования и описания образцов планктона и грунта. (Выработана Советом Гидробиологического отделения Российского Гидрологического института). Изв. Главн. ботан. сада РСФСР, т. XX, вып. 1, 1921; а также: Изв. Росс. Гидролог. инст., № 1—3, 1921.
- Казakov Е. И. Методика компонентного анализа органического вещества сапропелей. Метод. изучен. сапропел. отлож., вып. 1, изд. АН СССР, 1953а.
- Казakov Е. И. Методика химического анализа дегтевых продуктов низкотемпературного разложения сапропелей и торфа. Там же, 1953б.

Карзинкин
Тр. Лимн. ст. в К.
Кац Н. Я.
Кац Н. Я. и
Изд. Моск. общ. и
Ковалев
чебные ресурсы о
Козловск
озер Зауралья и
1951.
Козловск
состояния озер в
Констан
ника «Боровое» (С
Коншин
1949.
Кордэ Н.
вып. III, 1949.
Кордэ Н.
ний. Сообщ. I. Д
Кордэ Н.
Там же, вып. V.
Кордэ Н.
мая для этого а
Кордэ Н.
1953б.
Кордэ Н.
т. III, 1954.
Кордэ Н.
Лабор. сапропел
Кордэ Н.
1956б.
Кордэ Н.
отложений. Там
Коротк
фяных болот, ч.
Курова
ст., т. I, вып.
Лак Г. Л.
Ласточ
сапропел. отлож
Липина
Изд. Научн. ин
Мартин
Байкальск. лим
Месяце
ст., т. I, вып.
Минкин
проб торфа на
Мусато
озер Залучья.
Нейшта
торфяных боло
Нейшта
1939б.
Нейшта
Нейшта
СССР, Пробл.
Нейшт
Нейшта
или голоценов
1952.
Опреде
баха и В. И. Р
Перво
Тр. Лабор. оз

- Карзинкин Г. С. и С. И. Кузнецов. Новые методы в лимнологии. Тр. Лими. ст. в Косине, вып. 13—14, 1931.
- Кац Н. Я. и С. В. Кац. Атлас растительных остатков в торфе. М., 1933.
- Кац Н. Я. и С. В. Кац. Атлас и определитель плодов и семян в торфах и илах. Изд. Моск. общ. иснт. прир., 1946.
- Ковалев В. Ф. и В. Я. Кулакова. Гидрогеологические условия и лечебные ресурсы озера Молтаево. Сапропели озера Молтаево. Свердловск, ГИЗ, 1951.
- Козловская Л. С. К истории субфоссильной фауны моллюсков некоторых озер Зауралья и Северного Казахстана. Тр. Лабор. сапропел. отлож., вып. V, 1951.
- Козловская Л. С. Субфоссильные комплексы моллюсков как показатели состояния озер в голоцене. Там же, вып. VI, 1956.
- Константинов А. С. История фауны хирономид некоторых озер Заповедника «Боровое» (Северный Казахстан). Там же, вып. VI, 1956.
- Коншин В. Д. Хемостратификация озер Среднего Урала. Там же, вып. III, 1949.
- Кордэ Н. В. История альгофлоры некоторых озер Среднего Урала. Там же, вып. III, 1949.
- Кордэ Н. В. Синезеленые водоросли как образователи сапропелевых отложений. Сообщ. I. Донные синезеленые озер Залучья. Там же, вып. IV, 1950.
- Кордэ Н. В. История озер заповедника «Боровое» в Северном Казахстане. Там же, вып. V, 1951.
- Кордэ Н. В. Методика полевого исследования донных отложений и применяемая для этого аппаратура. Метод. изуч. сапропел. отлож., вып. 1, 1953а.
- Кордэ Н. В. Методика биологического анализа донных отложений. Там же, 1953б.
- Кордэ Н. В. Типология сапропелевых отложений. Тр. Инст. торфа АН БССР, т. III, 1954.
- Кордэ Н. В. Типологическая характеристика отложений озера Неро. Тр. Лабор. сапропел. отлож., вып. VI, 1956а.
- Кордэ Н. В. О номенклатуре и типологии сапропелевых отложений. Там же, 1956б.
- Кордэ Н. В. и Н. И. Пьявченко. Приборы для взятия проб озерных отложений. Там же, вып. IV, 1950.
- Короткина М. Я. Ботанический анализ торфа. Методы исследования торфяных болот, ч. II, 1939.
- Курова О. А. Фауна Rhizopoda косинских водоемов. Тр. Косинск. биол. ст., т. I, вып. 1, 1924.
- Лак Г. Ц. Диатомовые четвертичных отложений Западной Карелии. 1954.
- Ласточкин Д. А. Очерки по палеолимнологии Среднего Урала. Тр. Лабор. сапропел. отлож., вып. III, 1949.
- Липина Н. Н. Личинки и куколки хирономид. Экология и систематика. Изд. Научн. инст. рыбн. хоз., 1928.
- Мартинсон Г. Г. Зоологический анализ донных отложений Байкала. Тр. Байкальск. лимнолог. ст., т. XIV, 1954.
- Месяцев И. И. Ископаемая фауна Косинских озер. Тр. Косинск. биол. ст., т. I, вып. 1, 1924.
- Минкина Ц. И. Зондирование торфяной залежи, распределение и взятие проб торфа на болоте. Методы исслед. торфяных болот, ч. 1, 1939.
- Мусатова А. Я. Некоторые данные к изучению водорослей сапропелевых озер Залучья. Тр. Лабор. генез. сапропеля, вып. 1, 1939.
- Нейштадт М. И. Полевое определение сапропелей. Методы исследования торфяных болот, ч. I, 1939а.
- Нейштадт М. И. Определение гипновых (бурых) мхов в торфе. Там же, ч. II, 1939б.
- Нейштадт М. И. Анализ пыльцы. Там же, 1939в.
- Нейштадт М. И. Роль торфяных отложений в восстановлении ландшафтов СССР. Пробл. физич. географ., в. VIII, 1940.
- Нейштадт М. И. 38-метровая толща сапропелей. Вестн. АН СССР, 11, 1949.
- Нейштадт М. И. О подразделении позднечетвертичной (послевалдайской или голоценовой) эпохи в СССР и Европе. Мат. по четвертичн. периоду СССР, вып. 3, 1952.
- Определитель пресноводных водорослей СССР под ред. М. М. Голлербаха и В. И. Полянского, I и IV, 1951; II, 1953; III, 1954.
- Перволюф Ю. В. Илы и условия их образования в соляных озерах Крыма. Тр. Лабор. озеровед. АН СССР, т. II, 1953.

- Перволюф Ю. В. и А. И. Прошкина-Лавренко. К методике микроразнонального анализа иловых профилей. Тр. Солян. лабор. Всес. Инст. галлург., вып. XIV, 1937.
- Перфильев Б. В. К вопросу о биологических типах водоемов. Тр. I Всесоюз. Съезда зоол. анат. и гистол., 1922; Русск. Гидробиол. журн., т. 2, №№ 5—7, 1923.
- Перфильев Б. В. Новые данные о роли микробов в рудообразовании. Изв. Геол. ком., т. 45, вып. 7, 1926 (1927).
- Перфильев Б. В. К изучению озерных отложений. Изв. Гос. Гидролог. инст., № 19, 1927а.
- Перфильев Б. В. К методике изучения иловых отложений. Тр. Бородинск. биол. ст., т. V, 1927б.
- Перфильев Б. В. Биология лечебных грязей. Основы курортологии, т. I, 1932.
- Перфильев Б. В. К ближайшим задачам изучения иловых отложений Прибалтийского бассейна. IV Гидролог. конфер. балт. стран, № 44, 1933.
- Перфильев Б. В. и В. М. Рылов. Предварительные результаты ботанического и зоологического исследования сапропеля некоторых озер Средней России. Изв. Сапропел. комит., вып. 1, 1923.
- Порецкий В. С., А. П. Жузе и В. С. Шешукова. Диатомовые поздние и последних отложений северо-западной части Ленинградской области. Тр. II Межд. Конфер. (АНЧПЕ), вып. 3, 1933.
- Порецкий В. С., А. П. Жузе и В. С. Шешукова. Диатомовые Кольского полуострова в связи с микроскопическим строением Кольских диатомовых. Тр. Геоморфолог. инст. АН СССР, вып. 8, 1934.
- Прошкина-Лавренко А. И. Альгофлора сапропелей озер Среднего Урала. Докл. АН СССР, т. 50, 1945.
- Прошкина-Лавренко А. И. Диатомовые водоросли — показатели солености воды. Диатомовый сборник. Изд. ЛГУ, 1953.
- Пыльцевой анализ. Госгеоллиздат, 1950.
- Пьявченко Н. И. К методике определения остатков высших растений в сапропелях. Метод изучен. сапропел. отлож., вып. 1, 1953.
- Резвой П. Д. Губки, т. II, вып. 2. Пресноводные губки. Фауна СССР, нов. серия, № 3, 1936.
- Родина А. Г. Микробиологические исследования водоемов. Изд. Зоол. инст. АН СССР. «В помощь работающим на защитных лесных полосах», 10, 1950.
- Россолимо Л. Л. Атлас остатков животных организмов в торфах и сапропелях. Тр. Центр. торф. ст., Москва, 1927.
- Смирнов А. В. Сапропели озера Неро и их использование на удобрение, 1953.
- Смирнов А. В. Запасы сапропелей озера Неро, опыты по их использованию на удобрение и способы производственной добычи. Тр. Лабор. сапропел. отлож., вып. 6, 1956.
- Соколов Д. Ф. Определение неорганических компонентов в сапропелях. Метод. изучен. сапропел. отлож., вып. 1, 1953а.
- Соколов Д. Ф. Суммарное определение легко гидролизующихся соединений азота, углерода и фосфора в сапропелях. Там же, 1953б.
- Соловьев М. М. Проблема сапропеля в СССР, 1932.
- Соловьев М. М. и Л. А. Белоголовая. Основные типы озерных и сапропелевых отложений. Тр. Сапропел. инст., т. I, 1934.
- Стальмакова Г. А. К характеристике донных отложений озер Залучья. Тр. Лабор. генез. сапропеля, вып. 1, 1939.
- Сукачев В. Н. Материалы по изучению болот и торфяников озерной области. Тр. Пресноводн. биол. ст. СПб. общ. естествоиспытат., т. II, 1906.
- Сукачев В. Н. Таблицы для определения древесных остатков из торфяников. 1922.
- Сукачев В. Н. и Г. И. Поплавская. Очерк истории озер и растительности Ср. Урала. Бюлл. Ком. изуч. четвертич. пер., № 8, 1946.
- Титов Е. М. О химическом составе золь уральских сапропелей и к вопросу об образовании известковых сапропелей. Тр. Лабор. сапропел. отлож., вып. III, 1949.
- Титов Е. М. Методика определения углерода и водорода в органической массе сапропелей. Метод. изучен. сапропел. отлож., вып. 1, 1953.
- Труды лабораторий сапропелевых отложений, III, 1949; IV, 1950; V, 1951; VI, 1956.
- Тюремнов С. Н. Геоботаническое и пыльцевое исследование озера Ущмерова (близ Ярославля). Там же, вып. VI, 1956.

Черновский
Определители по фау-
Шабарова
тод изучен. сапропел-
Шешукова
мовой флоры. Тр. Ла-
Штурм Л. Д.
ломской и Семеновск
Элштейн В.
химическая характер
Тр. Лабор. сапропел
Cleve-Eule
Vet. Ac. Handl., Bd.
Lundqvist
Binnengewässer, Bd.
Nipkow F.
zes in Zürichsee. Rev

- Черновский А. А. Определитель личинок комаров сем. Tendipedidae. Определители по фауне СССР, изд. Зоол. инст. АН СССР, вып. 31, 1949.
- Шабарова Н. Т. Определение общего азота и его форм в сапропелях. Метод изучен. сапропел. отлож., вып. 1, 1953.
- Шешукова В. С. История водоемов Зауралья на основе изучения их диатомовой флоры. Тр. Лабор. сапропел. отлож., вып. V, 1951.
- Штурм Л. Д. Предварительный отчет о зимней экспедиции в Галицкий, Чухломской и Семеновский районы в 1931 г. Изв. Сапропел. комит., вып. 6, 1932.
- Эпштейн В. В. и Г. М. Катаева. Физико-географическая и физико-химическая характеристика сапропелевого озера Ущмерова близ гор. Ярославля. Тр. Лабор. сапропел. отлож., вып. VI, 1956.
- Cleave-Euler A. Die Kieselalgen des Toakernsees in Schweden. Kg. Sv. Vet. Ac. Handl., Bd. 41, № 2, 1932.
- Lundqvist G. Bodenablagerungen und Entwicklungstypen der Seen. Die Binnengewässer, Bd. II, 1927.
- Nipkow F. Vorläufige Mitteilungen über Untersuchungen des Schlammabsatzes in Zürichsee. Revue d'Hydrologie, Bd. 1, 1—2, 1920.

Глава 42

МЕТОД РАДИОАКТИВНЫХ ИНДИКАТОРОВ И ЕГО ПРИМЕНЕНИЕ В ГИДРОБИОЛОГИИ

А. С. ТРОШИН

За последние годы в биохимии, физиологии и других разделах биологической науки, а также в медицине и сельском хозяйстве, получил широкое распространение метод радиоактивных индикаторов (меченых атомов).

В настоящее время благодаря успехам ядерной физики биолог-экспериментатор имеет возможность использовать для опыта искусственные радиоактивные изотопы почти всех биологически важных элементов.

Широкое внедрение метода радиоактивных индикаторов в практику исследования стало возможным совсем недавно. В 1934 г. Ирен Кюри и Фредерик Жолио открыли явление искусственной радиоактивности, а уже через год появилась первая статья о применении искусственно полученного радиоактивного фосфора в биологическом опыте. С тех пор выполнено огромное количество работ, в которых применялись радиоактивные изотопы, были вскрыты новые важные закономерности или уточнены ранее установленные.

Применение радиоактивных изотопов в гидробиологических исследованиях еще только начинается, но и здесь уже получены весьма интересные и ценные данные. Круг вопросов, которые гидробиологи могут решать с помощью метода радиоактивных индикаторов, обширен, а возможности этого метода велики, и надо надеяться, что он найдет применение для решения многих актуальных проблем и в этой области знания.

СВОЙСТВА РАДИОАКТИВНЫХ ИЗОТОПОВ И ОСНОВНЫЕ ПРИБОРЫ ДЛЯ ИХ ОБНАРУЖЕНИЯ

Применение радиоактивных изотопов в качестве индикаторов основано на том, что они по химическим свойствам не отличаются от стабильных изотопов того же элемента и принимают участие во всех химических реакциях наравне с ними; радиоактивные изотопы, точно так же как стабильные легкий и тяжелый изотопы какого-либо элемента Менделеевской таблицы по химическим свойствам, не отличаются друг от друга.

В процессе радиоактивного распада они превращаются в стабильные изотопы, испуская при этом элементарные заряженные частицы (α - и β -частицы и γ -лучи), которые могут быть зарегистрированы (при помощи специальной аппаратуры). Благодаря этому, если к массе нерадиоактивных молекул какого-либо химического соединения добавить небольшое

количество молекул радиоактивного изотопа, можно проследить за его движением.

Для того, чтобы использовать радиоактивные индикаторы, необходимо знать их характеристики: период полураспада, энергию излучения, характер взаимодействия с веществом и т.д.

Радиоактивные изотопы делятся на α -, β - и γ -лучающие. α -лучи (например, изотопы 226, 232 и др.), третьи изотопы сопровождаются излучением β -лучей.

α -Лучи представляют собой ядра гелия, состоящие из двух протонов и двух нейтронов. Они обладают высокой энергией и проникающей способностью. Их кинетическая энергия может достигать нескольких миллионов электрон-вольт. Они движутся со скоростью, близкой к скорости света.

β -Лучи представляют собой электроны или позитроны. Они обладают меньшей энергией и проникающей способностью, чем α -лучи. Их кинетическая энергия может достигать нескольких миллионов электрон-вольт. Они движутся со скоростью, близкой к скорости света.

γ -Лучи представляют собой электромагнитное излучение высокой энергии. Они обладают высокой проникающей способностью. Их энергия может достигать нескольких миллионов электрон-вольт. Они движутся со скоростью света.

α -, β - и γ -лучи распространяются в веществе по-разному. α -лучи имеют самую малую проникающую способность, β -лучи — среднюю, а γ -лучи — самую высокую. Они могут быть зарегистрированы с помощью специальных приборов.

Скорость распространения α -лучей в веществе зависит от его плотности и атомного номера. В воздухе они могут пройти несколько сантиметров, в воде — несколько миллиметров, в твердых телах — несколько микрометров.

Скорость распространения β -лучей в веществе зависит от его плотности и атомного номера. В воздухе они могут пройти несколько метров, в воде — несколько сантиметров, в твердых телах — несколько миллиметров.

Скорость распространения γ -лучей в веществе зависит от его плотности и атомного номера. В воздухе они могут пройти несколько километров, в воде — несколько десятков метров, в твердых телах — несколько сантиметров.

В табл. 1 приведены основные характеристики радиоактивных изотопов, используемых в гидробиологии.

количество молекул того же вещества, содержащих в своем составе радиоактивный изотоп, то все это вещество будет мечено, и мы можем легко проследить за его судьбой по наличию в нем радиоактивного распада.

Для того, чтобы правильно поставить эксперимент с применением радиоактивных индикаторов, необходимо знать основные физические характеристики радиоактивных изотопов. Радиоактивные изотопы разных элементов и разные изотопы одного и того же элемента различаются между собой по характеру и энергии излучения и скорости радиоактивного распада. Природой и энергией α - и β -частиц и γ -лучей определяется ионизирующая и проникающая способность излучения.

Радиоактивные вещества испускают лучи трех родов, названные α -, β - и γ -лучами. Одни радиоактивные элементы испускают α -, β - и γ -лучи (например радий), другие — β -лучи (фосфор с массовым числом 32 и др.), третьи — γ -лучи (хром-51, марганец-54 и др.). Чаще всего β -излучение сопровождается и γ -излучением.

α -Лучи представляют собой поток ядер гелия, заряженных положительно. α -Частицы вылетают из активных веществ с различной скоростью, и их кинетическая энергия колеблется в пределах от 3 до 11 миллионов электрон-вольт (мэв). Проникающая способность α -частиц очень мала: даже быстрая α -частица способна пройти слой воздуха не более 11 см или слой воды толщиной около 0.15 мм.

β -Лучи — это поток электронов (β^-) или позитронов (β^+) или тех и других вместе. Кинетическая энергия быстрых β -частиц достигает 3 мэв. Проникающая способность β -частиц гораздо выше проникающей способности α -частиц. β -Частицы способны пройти слой воздуха в несколько метров и слой алюминия толщиной около 5 мм.

γ -Лучи представляют собой электромагнитное излучение и по своей природе сходны с рентгеновскими лучами. Кванты γ -лучей имеют энергию от десятков тысяч до нескольких миллионов электрон-вольт. Половинное ослабление γ -лучей достигается при прохождении ими пластинки свинца толщиной 1.5 см.

α -, β - и γ -Лучи вызывают ионизацию молекул среды, в которой они распространяются после вылета из радиоактивного атома, а также воздействуют на фоточувствительную эмульсию подобно видимому свету. На этом их свойстве основаны все основные приборы и методы для определения радиоактивности и дозиметрии. Ионизирующая способность наибольшая у α -частиц и наименьшая у γ -излучения.

Скорость радиоактивного распада различна у разных изотопов. Время, в течение которого распадается половина всех радиоактивных атомов в образце, называется периодом полураспада (T).

Полностью радиоактивный распад в образце заканчивается лишь через бесконечно длительное время, однако уже через 10 полупериодов в пробе остается лишь 0.1% радиоактивных изотопов от первоначального их количества. Период полураспада одних радионуклидов измеряется несколькими долями секунды, других — многими миллионами лет. Ясно, что радиоактивные изотопы с очень малым периодом полураспада не пригодны для биологического эксперимента, длящегося более или менее продолжительное время. С другой стороны, необходимое для опыта количество изотопа с очень большим периодом полураспада трудно изготовить, и в силу этого их применение в больших количествах также ограничено.

В табл. 1 приведены радиоактивные изотопы некоторых элементов, могущих представить интерес для гидробиолога. Для каждого изотопа указаны тип и энергия излучения, а также период полураспада. В большин-

Таблица 1

Радиоактивные изотопы некоторых элементов, применяющиеся
в биологических исследованиях

Порядковый номер эле- мента	Название эле- мента	Символ элемента и массовое число изотопа (A)	Период полу- распада (T)	Тип излу- чения	Энергия излу- чения (мэв)	
					β-ча- стиц	γ-кван- тов
1	Водород (тритий)	H ³	12 лет	β-	0.0145	—
6	Углерод	C ¹⁴	5600 лет	β-	0.154	—
9	Фтор	F ¹⁸	107 мин.	β+	0.7	—
11	Натрий	Na ²²	2.6 года	β+	0.58	1.3
		Na ²⁴	15.1 часа	β-γ	1.4	2.7
14	Кремний	Si ³¹	157 мин.	β-	1.8	—
15	Фосфор	P ³²	14.3 дня	β-	1.71	—
16	Сера	S ³⁵	87.1 дня	β-	0.17	—
17	Хлор	Cl ³⁶	2×10 ⁶ лет	κ, β+β-	0.65	—
		Cl ³⁸	37.5 мин.	β-γ	1.16, 2.80, 4.99	1.64, 2.19
19	Калий	K ⁴²	12.4 часа	β-γ	3.58, 2.07	1.51
20	Кальций	Ca ⁴⁵	152 дня	β-	0.26	—
24	Хром	Cr ⁵¹	26.5 дня	κ, γ	—	0.32
25	Марганец	Mn ⁵⁴	310 дней	κ, γ	—	0.85
26	Железо	Fe ⁵⁹	45.5 дня	β-γ	0.26	1.1
27	Кобальт	Co ⁶⁰	5.3 года	β-γ	0.31	1.16
29	Медь	Cu ⁶⁴	12.8 часа	κ, β-β+	0.57, 1.35	—
30	Цинк	Zn ⁶⁵	250 дней	β+γ κ	0.32	1.11
35	Бром	Br ⁸²	36 часов	β-γ	0.46	0.79
37	Рубидий	Rb ⁸⁶	19.5 дня	β-	1.6	—
38	Стронций	Sr ⁸⁹	55 дней	β-	1.5	—
		Sr ⁹⁰	25 лет	β-	0.61	—
39	Итрий	Y ⁹⁰	62 часа	β-	2.16	—
40	Цирконий	Zr ⁹⁵	63 дня	β-γ	1.10, 0.394	0.73, 0.92
42	Молибден	Mo ⁹⁹	67 часов	β+γ	1.3	0.77, 0.815, 0.84
47	Серебро	Ag ¹¹⁰	270 дней	β-γ	0.59	0.66, 0.90, 1.40
48	Кадмий	Cd ¹¹⁵	2.33 дня	β-γ	1.13, 0.6	0.65
51	Сурьма	Sb ¹²²	2.8 дня	β-γ	1.36, 1.94	0.57
		Sb ¹²⁴	60 дней	β-γ	0.53, 2.25	1.72
		Sb ¹²⁵	2.7 года	β-γ	0.8, 0.3	—
53	Иод	I ¹³⁰	12.6 часа	β-γ	0.61, 1.03	—
		I ¹³¹	8 дней	β-γ	0.6	0.367, 0.08, 0.086
55	Цезий	Cs ¹³⁴	2 года	β-γ	0.645	0.8
56	Барий	Ba ¹⁴⁰	13.4 дня	β-	1.02	0.54
74	Вольфрам	W ¹⁸⁵	73 дня	β-	0.17	—
79	Золото	Au ¹⁹⁹	164 дня	β-γ	0.45	0.11

стве случаев ука-
чения β-частиц

В таблице по-
важных элементо-
изотопа (N¹², N¹⁴,
очень малый пе-
биологического,
что приведенный
(тритий) также
в силу его очен-
что делает изме-
вес трития в 3
его поведение в
Для индикации
N¹⁵ и O¹⁸. При-
ными изотопами
Работа с тяжелы-
радиоизотопами.

Единицей дл-
ность любого ра-
происходит 3.7×
раз меньшая на-
а миллионная ча-
в секунду). В н-
ница измерения
ного вещества,
одному резерфор-
кюри на едини-
mCu/мл, μCu/мл

Со временем
что то один, то
в стабильный ат-
знать, по каком-
и уметь вычисл-
от начала опыта
ный распад про-
активных атомо-
деляется по фо-

где N₀ — колич-
времени t=0, e
распада радиоак-
T следующим

При расчетах
На фиг. 1
R³² во времени
кюри или коли-
По этой кривой

Таблица 1

являющиеся

Энергия излучения (мэв)	
β -частиц	γ -квантов
0.0145	—
0.154	—
0.7	—
0.58	1.3
1.4	2.7
1.8	—
1.71	—
0.17	—
0.65	—
1.16	1.64
2.80	2.19
4.99	—
3.58	1.51
2.07	—
0.26	—
—	0.32
—	0.85
0.26	1.1
0.31	1.16
0.57	—
1.35	—
0.32	1.11
0.46	0.79
1.6	—
1.5	—
0.61	—
2.16	—
1.10	0.73
0.394	0.92
1.3	0.77
—	0.815
—	0.84
0.59	0.66
—	0.90
—	1.40
1.13	0.65
0.6	—
1.36	0.57
1.94	—
0.53	1.72
1.25	—
1.8	—
1.3	—
1.61	—
0.03	—
0.6	0.367
—	0.08
—	0.086
0.645	0.8
0.02	0.54
1.17	—
1.45	0.11

стве случаев указана не средняя энергия, а энергия каждого спектра излучения β -частиц и γ -лучей или максимальная энергия.

В таблице не приведены радиоактивные изотопы биологически очень важных элементов — азота и кислорода. Азот имеет четыре радиоактивных изотопа (N^{12} , N^{13} , N^{16} , N^{17}), а кислород три (O^{14} , O^{15} , O^{19}), однако у них очень малый период полураспада (несколько секунд), и ввиду этого для биологического эксперимента они не пригодны. Следует еще отметить, что приведенный в таблице единственный радиоактивный изотоп водорода (третий) также мало пригоден для употребления в качестве индикатора в силу его очень мягкого излучения (энергия β -частиц очень мала), что делает измерения радиоактивности трития очень трудным. Атомный вес трития в 3 раза больше атомного веса обычного водорода, поэтому его поведение в организме может отличаться от поведения водорода (H^1). Для индикации обычно используют стабильные тяжелые изотопы H^2 , N^{15} и O^{18} . Принцип работы с этими изотопами такой же, как и с радиоактивными изотопами, но в этом случае нужна специальная аппаратура. Работа с тяжелыми изотопами технически гораздо сложнее работы с радиоизотопами.

Единицей для измерения радиоактивности служит кюри (Cu). Активность любого радиоактивного препарата равна одному кюри, если в нем происходит 3.7×10^{10} распадов атомов в секунду. Активность в тысячу раз меньшая называется милликюри (mCu, 3.7×10^7 распадов в секунду), а миллионная часть кюри называется микрокюри (μ Cu, 3.7×10^4 распадов в секунду). В научной литературе иногда встречается также другая единица измерения радиоактивности — резерфорд. Количество радиоактивного вещества, в котором происходит 10^6 распадов в секунду, равняется одному резерфорду. Удельная активность выражается в кюри или долях кюри на единицу веса или объема радиоактивного вещества (Cu/мл, mCu/мл, μ Cu/мл).

Со временем радиоактивность пробы уменьшается вследствие того, что то один, то другой радиоактивный изотоп распадается и превращается в стабильный атом. При работе с радиоактивными изотопами необходимо знать, по какому закону происходит уменьшение радиоактивности пробы и уметь вычислить остающуюся активность этой пробы на любое время от начала опыта и изготовления радиоактивного вещества. Радиоактивный распад происходит по экспоненциальному закону. Количество радиоактивных атомов N , оставшееся в пробе по прошествии времени t , определяется по формуле:

$$N = N_0 e^{-\lambda t},$$

где N_0 — количество атомов радиоактивного вещества в начальный момент времени $t=0$, e — основание натуральных логарифмов, λ — постоянная распада радиоактивного вещества, которая связана с периодом полураспада T следующим соотношением:

$$\lambda = \frac{0.693}{T}.$$

При расчетах T и t должен быть выражен в секундах.

На фиг. 1 представлена кривая падения радиоактивности образца P^{32} во времени. Исходная радиоактивность, выраженная в единицах кюри или количеством распадов в единицу времени, принята за 100%. По этой кривой легко найти радиоактивность пробы P^{32} на данное время,

Таблица 1

излуче-
ния (МэВ)γ-кван-
тов45
41.3
2.71.64,
2.19

1.51

0.32
0.85
1.1
1.161.11
0.790.73,
0.920.77,
0.815,0.84,
0.66,0.90,
1.40

0.65

0.57

1.72

0.367,
0.08,0.086
0.8

0.54

—
0.11

стве случаев указана не средняя энергия, а энергия каждого спектра излучения β-частиц и γ-лучей или максимальная энергия.

В таблице не приведены радиоактивные изотопы биологически очень важных элементов — азота и кислорода. Азот имеет четыре радиоактивных изотопа (N^{12} , N^{13} , N^{16} , N^{17}), а кислород три (O^{14} , O^{15} , O^{19}), однако у них очень малый период полураспада (несколько секунд), и ввиду этого для биологического эксперимента они не пригодны. Следует еще отметить, что приведенный в таблице единственный радиоактивный изотоп водорода (тритий) также мало пригоден для употребления в качестве индикатора в силу его очень мягкого излучения (энергия β-частиц очень мала), что делает измерения радиоактивности трития очень трудным. Атомный вес трития в 3 раза больше атомного веса обычного водорода, поэтому его поведение в организме может отличаться от поведения водорода (H^1). Для индикации обычно используют стабильные тяжелые изотопы H^2 , N^{15} и O^{18} . Принцип работы с этими изотопами такой же, как и с радиоактивными изотопами, но в этом случае нужна специальная аппаратура. Работа с тяжелыми изотопами технически гораздо сложнее работы с радиоизотопами.

Единицей для измерения радиоактивности служит кюри (Cu). Активность любого радиоактивного препарата равна одному кюри, если в нем происходит 3.7×10^{10} распадов атомов в секунду. Активность в тысячу раз меньшая называется милликюри (mCu, 3.7×10^7 распадов в секунду), а миллионная часть кюри называется микрокюри (μCu, 3.7×10^4 распадов в секунду). В научной литературе иногда встречается также другая единица измерения радиоактивности — резерфорд. Количество радиоактивного вещества, в котором происходит 10^6 распадов в секунду, равняется одному резерфорду. Удельная активность выражается в кюри или долях кюри на единицу веса или объема радиоактивного вещества (Cu/мл, mCu/мл, μCu/мл).

Со временем радиоактивность пробы уменьшается вследствие того, что то один, то другой радиоактивный изотоп распадается и превращается в стабильный атом. При работе с радиоактивными изотопами необходимо знать, по какому закону происходит уменьшение радиоактивности пробы и уметь вычислить остающуюся активность этой пробы на любое время от начала опыта и изготовления радиоактивного вещества. Радиоактивный распад происходит по экспоненциальному закону. Количество радиоактивных атомов N , оставшееся в пробе по прошествии времени t , определяется по формуле:

$$N = N_0 e^{-\lambda t},$$

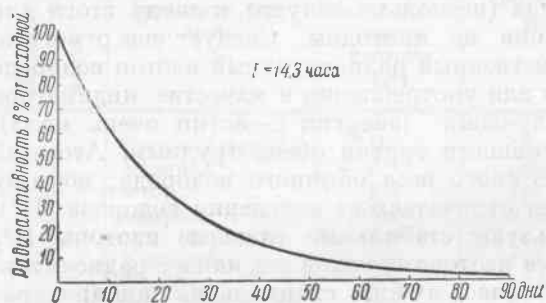
где N_0 — количество атомов радиоактивного вещества в начальный момент времени $t=0$, e — основание натуральных логарифмов, λ — постоянная распада радиоактивного вещества, которая связана с периодом полураспада T следующим соотношением:

$$\lambda = \frac{0.693}{T}.$$

При расчетах T и t должен быть выражен в секундах.

На фиг. 1 представлена кривая падения радиоактивности образца P^{32} во времени. Исходная радиоактивность, выраженная в единицах кюри или количеством распадов в единицу времени, принята за 100%. По этой кривой легко найти радиоактивность пробы P^{32} на данное время,

если ее начальная радиоактивность известна. Во многих руководствах приводятся таблицы распада наиболее существенных радиоизотопов, которыми следует пользоваться в работе (Хевеши, 1950; Аглинцев, 1954, и др.). Аглинцев приводит таблицы радиоактивного распада следующих изотопов: натрия — 24, серы — 35, калия — 42, кальция — 45, железа —

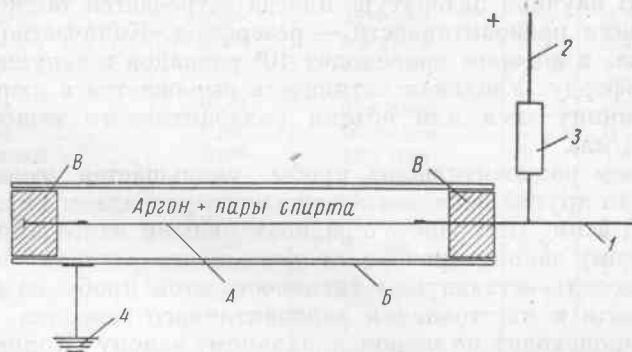


Фиг. 1. Кривая радиоактивного распада P^{32} .

59, кобальта — 60, брома — 82, стронция — 89, серебра — 110, сурьмы — 124, иода — 130, иода — 131, вольфрама — 185 и золота — 198.

Для учета количества радиоактивных веществ имеется особая аппаратура, устройство которой и принцип ее действия разбираются в специальной литературе (Камен, 1948; Льюис, 1949; Векслер, Грошев и Исаев, 1950; Хевеши, 1950; Бочкарев, Кейрим-Маркус, Львова и Пруслин, 1953, и др.).

Определение радиоактивности β -излучателей обычно производят при помощи счетных трубок (счетчиков) Гейгера—Мюллера. Принцип их действия основан на ионизирующей способности радиоактивного излучения. Они отличаются высокой чувствительностью.



Фиг. 2. Схема цилиндрического счетчика.

А — тонкая вольфрамовая нить; Б — трубка из алюминия; В — изоляторы. 1 — к усилителю; 2 — к высокому напряжению; 3 — сопротивление; 4 — земля.

На фиг. 2 дана схема цилиндрической счетной трубки. Она состоит из тонкостенной (около 0.1 мм) алюминиевой трубки, по оси которой натянута тонкая вольфрамовая нить, изолированная от корпуса счетчика хорошими изоляторами. Из счетчика воздух выкачан, а вместо него введена смесь аргона и паров спирта. К вольфрамовой нити подводится высокое, строго стабилизированное напряжение порядка 700—1000 вольт, так что между нитью и стенкой счетчика создается большая разность потенциалов. Нить является анодом, а стенка счетчика — катодом. Если β -частица обладает достаточной энергией то она пройдет сквозь стенку счетчика. На своем пути внутри счетчика она ударяет молекулы газа и вызывает их ионизацию, причем анионами здесь будут электроны, а катионами — положительно заряженные молекулы газа. Электроны с боль-

шой скоростью будут с несравненно меньшей энергией ударяться в новую стенку, ближе к нити, тем самым вызывая новые импульсы во внешней цепи. В зависимости от энергии иона газа дойдут до нити, ионизация закончится, счетчик поглотит ионизирующую извн



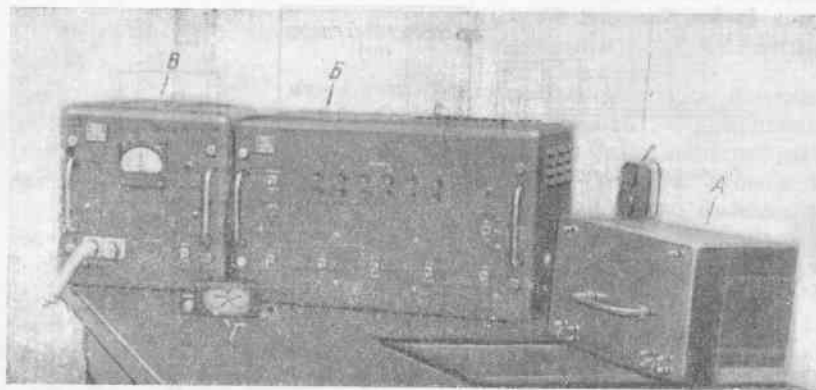
А — свинцовый экран; В — высоковольтный источник.

регистрировать о в счетчик через время меньше, чем время жизни β -частицы будет во разряд в счетчик β -частицы не бу счетной трубки.

Возникающие в счетчике усиленные электромагнитные импульсы (путем поворота сновка Б), преднаии и рассчитана (фиг. 3 и 4) из с исходящие от сч подается строго с электромагнитной секундомера. Перлением для нуме если импульсы

руководствах
изотопов, ко-
линцев, 1954,
да следующих
45, железа —
60, брома —
89, серебра —
124, йода —
31, вольфра-
мита — 198.
количества ра-
ществ имеет-
аратура, уст-
й и принцип
азбираются в
температуре (Ка-
ьюис, 1949;
ев и Исаев,
руслин, 1953,
о производят
ра. Принцип
диоактивного

шой скоростью будут двигаться к аноду, а положительно заряженные ионы с несравненно меньшей скоростью — к катоду. По пути к нити электроны ударяются в новые молекулы газа и образуют новые пары ионов, и чем ближе к нити, тем больше их будет образовываться. По мере приближения электронов к нити счетчика количество их будет нарастать лавинообразно, и, достигнув нити, они вызывают возникновение электрического импульса во внешней цепи. Длительность этого процесса весьма мала: В зависимости от конструкции счетчика он продолжается 10^{-4} — 10^{-6} секунды и прекращается в тот момент, когда положительно заряженные ионы газа дойдут до катода — стенки счетчика. Как только этот процесс закончится, счетчик будет в готовности зарегистрировать новую β -частицу, попадающую извне и т. д. Хорошие современные счетчики могут отдельно



Фиг. 3. Установка Б.

А — свинцовый домик (дверка закрыта) с БГС; Б — пересчетный прибор (ПС-64); В — высоковольтный выпрямитель (ВСЭ-2500); Г — механический электромагнитный счетчик (нумератор).

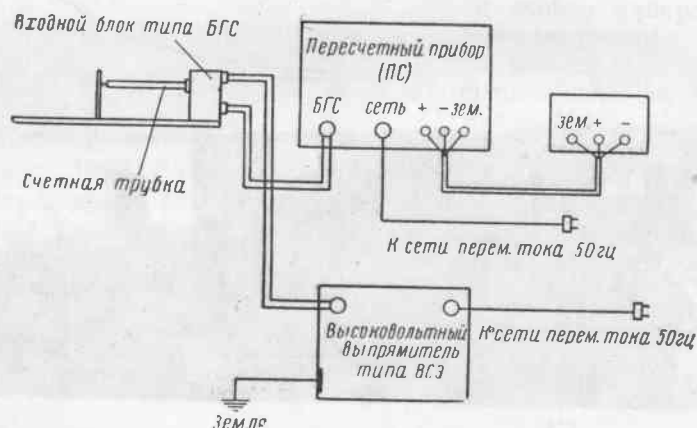
регистрировать около 5—6 тыс. β -частиц в секунду, если они попадут в счетчик через равные промежутки времени. Если же эти промежутки времени меньше, чем разрешающая способность счетчика, то он несколько β -частиц будет воспринимать, как одну. Время, в течение которого длится разряд в счетчике, вызванный β -частицей, и в течение которого новые β -частицы не будут регистрироваться, называется мертвым временем счетной трубки.

Возникающие в счетчике импульсы очень малы. Соединенный с нитью счетчика усилитель усиливает их, а поставленный на выходе усилителя, электромагнитный механический счетчик-нумератор отсчитывает импульсы путем поворота стрелки. Наша отечественная серийная установка (установка Б), предназначенная для регистрации импульсов, проста в обращении и рассчитана на длительный срок непрерывной работы. Она состоит (фиг. 3 и 4) из счетчика, входного блока (БГС), усиливающего импульсы, исходящие от счетчика, высоковольтного выпрямителя (ВСЭ), от которого подается строго стабилизированное напряжение на счетчик, механического электромагнитного счетчика (нумератора), пересчетного устройства (ПС) и секундомера. Пересчетное устройство служит вспомогательным приспособлением для нумератора. Последний более инертен, чем счетная трубка, и, если импульсы возникают очень часто, то нумератор не успевает их

регистрировать. Пересчетное устройство позволяет подавать на механический счетчик $1/2$, $1/4$, $1/16$ или $1/64$ часть возникающих импульсов.

Установка Б может раздельно считать импульсы, отделенные друг от друга интервалами в 50 микросекунд, при среднем количестве импульсов около 6400 в секунду.

Алюминиевые счетные трубки, схема которых дана на фиг. 2, пригодны для работ с радиоактивными изотопами, испускающими β -частицы с большой энергией (Na^{22} , Na^{24} , K^{42} , P^{32} и др.). При работе с такими изотопами, как C^{14} , Ca^{45} , S^{35} и др., обладающими мягким излучением, используются другие счетчики. Эти радиоизотопы при распаде выбрасывают β -частицы с очень малой энергией, которые не могут пройти даже сквозь тонкую алюминиевую стенку счетчика и не возбуждают импульсов. Для регистра-



Фиг. 4. Схема соединения установки Б.

ции β -частиц с малой энергией служат торцовые счетчики. β -Частицы попадают внутрь торцового счетчика через окошко, закрытое тонкой (около 15—20 μ) слюдяной пластинкой. Схема торцового счетчика представлена на фиг. 5.

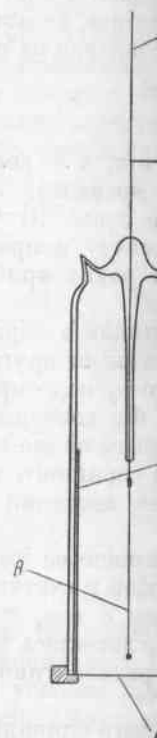
Если, однако, активность образца очень мала и его излучение обладает небольшой энергией (как, например, у H^3), то такой образец необходимо вводить внутрь счетчика. Для этого имеются специальные счетные трубки.

Прежде чем приступить к работе со счетчиком, надо получить его характеристику. Дело в том, что скорость счета (количество регистрируемых импульсов в единицу времени) зависит от напряжения, подаваемого на анод счетчика. На фиг. 6 изображена такая характеристика счетчика.

По оси абсцисс отложено напряжение (V), а по оси ординат — количество зарегистрированных импульсов в единицу времени (скорость счета), при условии, что в счетную трубку попадает неизменное количество β -частиц.

Величина V_1 называется потенциалом зажигания (начало счета); при напряжении V_1 импульсы не возникают. В области V_2 и V_3 скорость счета очень мало изменяется с изменением напряжения; у хороших счетчиков она увеличивается на 2—3% на каждые 100 вольт. Эта часть кривой называется рабочей частью, или плато счетчика. Рабочее напряжение, при котором следует работать, лежит между V_2 и V_3 . Рабочая область (плато) у хороших счетчиков занимает несколько сот вольт.

При напряжении с увеличением разряд (обычно).
Вышеописанные малоэффективны.



Фиг. 5. Схема торцового счетчика.

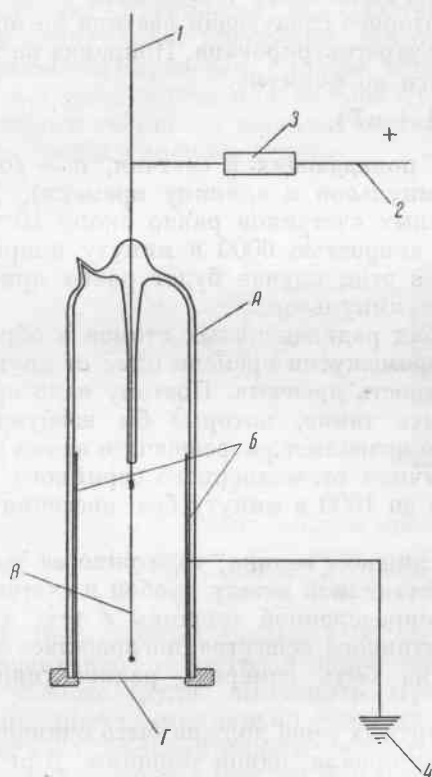
А — стеклянный цилиндр;
Г — слюдяная пластинка;
В — к высокому напряжению.

мощи счетчиков. Счетчик, учитывая факторы, которые активности препарата.

Можно, однако, поправки в отсчет радиоактивности при анализе (ткани органа) делая путем сравнения с отсчетом импульсов радиоактивного препарата, активность которого известна в определенных условиях.

При напряжении выше V_3 скорость счета очень быстро возрастает с увеличением разности потенциалов и счетчик переходит в непрерывный разряд (область самовозбуждения счетчика).

Вышеописанные счетчики для учета радиоактивности γ -излучателей малоэффективны. В этом случае пользуются специальными счетчиками с толстостенными трубками или люминесцентными счетчиками. Последние для измерения γ -излучений оказываются наиболее удобными (Аглинцев, 1954; Кузин, 1954).

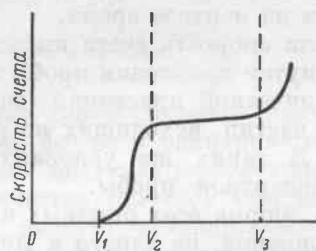


Фиг. 5. Схема торцового счетчика.

А — стекляннй колпак; Б — металличе-
ский цилиндр; В — вольфрамовая нить;
Г — слюдяное окошко. 1 — к усилителю;
2 — к высокому напряжению; 3 — сопро-
тивление; 4 — земля.

ИЗГОТОВЛЕНИЕ ПРОБ РАДИОАКТИВНОГО ВЕЩЕСТВА И СПОСОБЫ ИЗМЕРЕНИЯ ИХ АКТИВНОСТИ

Для того, чтобы измерить радиоактивность приготовленной пробы вещества, необходимо учесть все акты распада атомов в ней. Это очень трудно выполнить, так как не каждый акт распада может быть зарегистрирован при по-



Фиг. 6. Характеристика счетной трубки.

По оси абсцисс — напряжение (в вольтах); по оси ординат — скорость счета (количество импульсов в единицу времени).
Объяснение в тексте.

мощи счетчиков. Из всех распадов в пробе, подносимой к счетчику, учитывается лишь их меньшая часть, что обусловлено рядом факторов, которые необходимо учесть при определении истинной радиоактивности препарата.

Можно, однако, измерение активности проб вести так, что многие поправки в отчет импульсов вносить не потребуется. Чаще всего радиоактивность проб, приготовленных из материала, подлежащего анализу (ткани организмов, среда, в которой они находились, и т. д.), определяют путем сравнения отсчета импульсов этих проб в единицу времени с отсчетом импульсов стандартных проб, приготовленных из исходного радиоактивного вещества, использованного в опыте, удельная радиоактивность которого известна. Для этого необходимо соблюдение следующих условий.

1. Радиоактивность опытных и стандартных проб не должна быть слишком высокой, в противном случае разрешающее время счетчика окажется недостаточным, чтобы учесть все β -частицы, попадающие в счетчик. В последнем случае надо вносить поправку на просчеты импульсов из-за мертвого времени счетчика. Мертвое время определяется, как уже было сказано, длительностью разряда, вызванного попаданием в счетчик ионизирующей частицы, в течение которого следующая частица не может вызвать такого же разряда и не будет зарегистрирована. Поправка на просчет из-за мертвого времени находится по формуле:

$$n_0 = n(1 + nT),$$

где n_0 — фактическое число частиц, попадающих в счетчик, n — сосчитанное число частиц (количество импульсов в единицу времени), T — мертвое время. Мертвое время обычных счетчиков равно около 10^{-4} секунды. При подсчете импульсов со скоростью 6000 в минуту поправка на просчет из-за мертвого времени в этом случае будет равна приблизительно 1% от сосчитанного числа импульсов.

Необходимо еще учесть, что распад радиоактивных атомов в образце происходит не всегда через равные промежутки времени один от другого, а «завалами». Это увеличивает вероятность просчета. Поэтому надо пробы с радиоактивным веществом готовить такие, которые бы возбуждали в 3—5 раз меньше импульсов, чем это позволяет разрешающее время счетчика. Алюминиевые и торцовые счетчики отечественного серийного производства допускают счет импульсов до 1000 в минуту без внесения поправки на мертвое время.

Если скорость счета импульсов слишком велика, то можно ее уменьшать путем дробления пробы или постановкой между пробой и счетчиком металлической пластинки (экрана) определенной толщины с тем, чтобы часть частиц, исходящих из радиоактивного вещества, поглощалась экраном. В таких же условиях должна быть измерена радиоактивность и стандартной пробы.

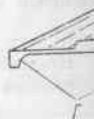
2. Форма всех опытных и стандартных проб должна быть одинаковой с подложкой, из одного и того же материала, одной толщины. Для этих целей удобны тарелочки, которые штампуются из листочков меди, латуни или алюминия толщиной около 0.1 мм. Диаметр тарелочек должен быть в два раза меньше диаметра цилиндрического счетчика или чуть меньше диаметра окошка торцового счетчика. Больших размеров тарелочки делать бесполезно. Глубина тарелочек может быть 0.5—1 мм, борта — 2—3 мм.

Пробы радиоактивного вещества помещаются в тарелочки и тщательно разравниваются. Если проба представляет собой жидкость, то она вносится в тарелочки и выпаривается, однако жидкость при этом не доводится до кипения. Для предохранения проб и удобства обращения с ними тарелочки целесообразно заворачивать в алюминиевую фольгу толщиной около 0.01 мм. Для этого очень удобна фольга от испорченных бумажных конденсаторов. Кружок из такой фольги накладывается на тарелочку с пробой, прижимается к ней и края фольги подворачиваются под борт тарелочки.

3. Для того, чтобы получить сравнимые друг с другом отчеты импульсов всех проб, измерение их активности необходимо проводить в строго одинаковых геометрических условиях. Следует располагать пробы под счетчиком каждый раз так, чтобы расстояние от поверхности пробы до стенки счетчика (или окошка торцового счетчика) было всегда

одинаково для всех. Окошко торцового счетчика надо ставить перпендикулярным в центр площадки. Это условие легко соблюдать на столике-держателе.

Столик укрепляется из металлической пластины по размерам тарелочек столика, близкими к размерам тарелочек и счетчика. Если толщина пробы слишком



I — сала
Б

4. Все образцы радиоактивного вещества должны быть одинаковыми. Это условие трудно соблюдать. Берут минимальное количество исходного радиоактивного вещества и приблизительно определяют его активность. Опытный материал (объем) стандартной пробы должен учитывать импульсы β -частиц в веществе. Чем больше разброс, тем больше разброс для тех радиоактивных изотопов (C¹⁴, S³⁵, Ca⁴⁵).

На фиг. 8 приведены кривые, полученные в минуту от веса пробы (Ca⁴⁵). По ходу кривой число импульсов пробы. Если бы зависимость продолжения по графику, при котором увеличению количества нижних слоев пробы.

По этому графику β -частиц в пробе

не должна быть
счета счетчика ока-
дающие в счет-
счета импульсов
является, как уже
данием в счетчик
таблица не может
Поправка на про-

чик, n — сосчи-
времени), T —
около 10^{-4} се-
минуту поправка
равна прибли-

атомов в образце
один от другого,
тому надо пробы
бы возбуждали
ющее время счет-
серийного про-
внесения по-

можно ее умень-
бой и счетчиком
ны с тем, чтобы
поглощалась экра-
радиоактивность

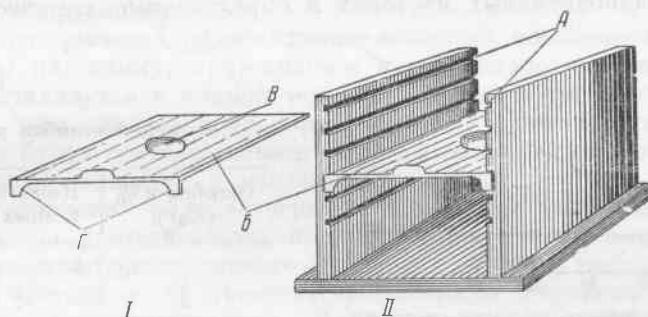
быть одинаковой
щины. Для этих
очков меди, ла-
релочек должен
счета или чуть
размеров тарел-
быть 0.5—1 мм,

чки и тщательно
сть, то она вно-
и этом не дово-
ращения с ними
фольгу толщи-
рченых бумажек
вается на тарел-
рачиваются под

ом отсчеты им-
димо проводить
ет располагать
от поверхности
ка) было всегда

одинаково для всех проб. Центр пробы должен находиться под центром окошка торцового счетчика, а в случае работы с цилиндрическим счетчиком надо ставить тарелочки с пробой так, чтобы перпендикуляр, опущенный в центр плоскости дна тарелочки, проходил через анод счетчика. Это условие легко выполняется при помощи особого приспособления, столика-держателя проб с салазками (фиг. 7).

Столик укрепляется неподвижно под счетчиком. Салазки сделаны из металлической пластинки, имеют ограничители и гнездо (отверстие) по размерам тарелочек. Салазки вставляются в прорезы на боковых стенках столика, ближе или дальше от счетчика. В эти прорезы между салазками и счетчиком вставляется также экран в том случае, если активность пробы слишком велика.



Фиг. 7. Схема столика-держателя проб.

I — салазки, II — столик с салазками. А — пазы для салазок;
В — салазки; В — гнездо для тарелочек с пробой;
Г — ограничители.

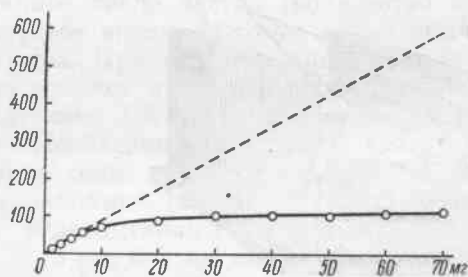
4. Все образцы опытных и стандартных проб должны содержать радиоактивное вещество в одной химической форме и одинакового веса. Это условие трудно выполнить. Практически поступают следующим образом. Берут минимально возможное количество (по весу или объему) исходного радиоактивного вещества для каждой стандартной пробы и приблизительно такое же или больше исследуемого на радиоактивность опытного материала, и количество импульсов вычисляют на единицу веса (объема) стандартных и опытных проб в единицу времени. При таком учете импульсов необходимо, однако, вносить поправку на поглощение β -частиц в веществе пробы; чем толще слой радиоактивного вещества, тем больших размеров будет эта поправка. Она особенно значительна для тех радиоактивных изотопов, которые испускают β -лучи с малой энергией (C^{14} , S^{35} , Ca^{45} и др.).

На фиг. 8 кривая показывает зависимость числа импульсов в минуту от веса пробы зола рыбы, содержащей радиоактивный кальций (Ca^{45}). По ходу кривой видно, что только при очень малых количествах зола число импульсов растет прямо пропорционально увеличению веса пробы. Если бы β -частицы не поглощались в самой пробе, то мы получили бы зависимость, соответствующую пунктирной линии, являющейся продолжением начального (прямого) участка кривой. Как видно по графику, прибавление зола к пробе сверх 20 мг практически не ведет к увеличению количества импульсов, ибо β -частицы, исходящие от Ca^{45} нижних слоев пробы, все удерживаются пробой и не достигают счетчика.

По этому графику можно легко вычислить поправку на поглощение β -частиц в пробе. Например, при 30 мг зола получено 100 импульсов

в минуту, тогда как следовало ожидать 250 импульсов (пунктирная линия). Следовательно, поправка равна $\times 2.5$. Навеска золы в 60 мг дает 110 импульсов, тогда как должно быть 510 импульсов. В этом случае поправка равна $\times 5.1$, т. е. число импульсов должно быть в 5.1 раза больше полученного.

Если таким способом каждый раз вносить поправку на поглощение β -частиц, то ясно, что опытные пробы могут и по весу и химическому составу отличаться от стандартных проб. В таком случае для изготовления опытных проб можно прямо брать высушенные и тщательно растертые ткани и органы или целиком организмы, почву и пр., если только исследуется распределение какого-либо элемента как такового между средой и организмами, между грунтом и водой и т. д. При исследовании включения радиоактивных изотопов в определенные химические соеди-



Фиг. 8. Зависимость скорости счета импульсов от веса пробы золы рыб, содержащей Ca^{45} .

По оси ординат — количество импульсов в минуту; по оси абсцисс — вес пробы (в мг). Объяснение в тексте.

нения организма или грунта необходимо эти соединения так или иначе изолировать и их испытывать на радиоактивность.

5. Во всех случаях от полученного количества импульсов, которое дают пробы в единицу времени, необходимо вычитать так называемый естественный фон — количество импульсов в ту же единицу времени, получаемое при счете без поднесения к счетчику радиоактивного вещества. Обычные счетчики дают 30—100 импульсов в минуту за счет радиоизотопов воздуха, загрязнений и космической радиации. Естественный фон непостоянен. Каждый раз его надо определять заново, подсчитывая импульсы без радиоактивных проб в течение 2—5 минут раза три, находя средний фон в минуту.

При работе с образцами малой активности целесообразно уменьшить естественный фон, в противном случае придется продолжительное время считать, чтобы получить достоверные цифры счета. Для этого счетчик помещают в толстостенную (5—7 см) свинцовую коробку (свинцовый домик), предохраняющую счетчик от посторонних излучений (фиг. 3).

Каждый раз необходимо производить счет импульсов так долго, чтобы полученное их количество было достоверным. Вероятная ошибка измерений E_n находится по следующей формуле:

$$E_n = 0.67 \sqrt{N},$$

где N — число сосчитанных импульсов.

Вероятная ошибка в процентах дается следующим уравнением:

$$E_{\%} = \frac{67 \sqrt{N}}{N}.$$

Таблица 2

Вероятная ошибка измерений

Ошибка в % ($E_{\%}$)	Количество сосчитанных импульсов
1	4445
2	1114
5	177
10	45
20	11

Вероятная ошибка
нографии Хевеши (

АВТОГРАФИЧЕС

В биологических
метод радиоавтогра
веществ действует
мым лучам света. Э
личия радиоактивн
и т. д. Техника р
исследования лока
сводится к следую

Объект, содержа
ствительную пласт
бумагу и оставляет
срок, после чего пл
на негативе будут
радиоактивного ве

Для изготовлен
чувствительную ре
сит от количества р
излучения изотоп
определяется эксп
в очень широких

Для изготовлен
следние соответств
них удаляется вода
В некоторых случа
растений, бактерий
и т. д.).

Если выдержка
графы мелких жи
обработки. Для
(пленку) завернут
ее расправить. Об
на фольгу, покры
перераспределения
препарате, целесо

Радиоавтографи
личественный учет
почернения фото
нальна количеству
чил широкого при

ИССЛЕДО

Для изучения
образом углекисл
определения асси
применительно к

Вероятная ошибка измерений представлена в табл. 2, взятой из монографии Хевеши (1950).

АВТОГРАФИЧЕСКИЙ МЕТОД УЧЕТА РАДИОАКТИВНЫХ ВЕЩЕСТВ

В биологических исследованиях широко применяется так называемый метод радиоавтографов. Он основан на том, что излучение радиоактивных веществ действует на фоточувствительную эмульсию аналогично видимым лучам света. Этим методом легко произвести качественный учет наличия радиоактивных веществ в тканях животных и растений, в грунте и т. д. Техника радиоавтографов дает очень хорошие результаты при исследовании локализации радиоактивных изотопов в организмах. Она сводится к следующему.

Объект, содержащий радиоактивное вещество, помещается на фоточувствительную пластинку, прижимается к ней, заворачивается в черную бумагу и оставляется в полной темноте и сухом месте на определенный срок, после чего пластинка проявляется. Места наибольшего почернения на негативе будут соответствовать местам и наибольшего сосредоточения радиоактивного вещества в исследуемом объекте.

Для изготовления радиоавтографов чаще всего употребляют высокочувствительную рентгеновскую пленку. Длительность выдержки зависит от количества радиоактивного вещества в объекте, энергии и природы излучения изотопа и от светочувствительности эмульсии. Экспозиция определяется экспериментально. Длительность экспозиции колеблется в очень широких пределах (от нескольких часов до многих суток).

Для изготовления радиоавтографов организмов или их органов последние соответствующим образом обрабатывают: они фиксируются, из них удаляется вода, из толстых органов делаются гистологические срезы. В некоторых случаях достаточно лишь хорошо высушить объект (листья растений, бактерии, осажженные на фильтр, тонкие кости, чешуя, грунт и т. д.).

Если выдержка будет короткая, то можно приготовить радиоавтографы мелких животных, растений и их органов без предварительной обработки. Для этого необходимо фоточувствительную пластинку (пленку) завернуть в тонкую (0.01 мм) алюминиевую фольгу и тщательно ее расправить. Объект, радиоавтограф которого надо получить, помещают на фольгу, покрывающую эмульсию. Чтобы избежать искажений за счет перераспределения радиоактивного вещества в исследуемом сыром препарате, целесообразно экспозицию вести на холоду.

Радиоавтография позволяет делать не только качественный, но и количественный учет радиоактивного вещества, поскольку интенсивность почернения фотопластинки в известных пределах прямо пропорциональна количеству радиоактивного изотопа. Однако этот метод не получил широкого применения ввиду его малой точности.

ИССЛЕДОВАНИЕ КРУГОВОРОТА ВЕЩЕСТВ В ВОДОЕМАХ

Фотосинтез

Для изучения фотосинтеза в настоящее время используют главным образом углекислоту, меченную радиоактивным углеродом C^{14} . Метод определения ассимиляции углерода с помощью C^{14} хорошо разработан применительно к наземным растениям, углеродное питание которых

происходит за счет углекислоты атмосферы и почвы (Курсанов, 1954; Кузин, 1954). Этот же метод может быть с успехом применен для изучения фотосинтеза в водоемах (Steeman-Nielsen, 1952a, 1952b; Винберг, 1954).

Интенсивность ассимиляции углерода фитопланктоном может быть определена с помощью C^{14} следующим образом. Стеклянные банки емкостью 0.5—1 л наполняют водой, скорость фотосинтеза в которой желают определить, в банки вносят определенное количество карбонатов, меченых C^{14} (например $Na_2C^{14}O_3$), герметически их закрывают и оставляют на свету 3—4 часа. После этого фитопланктон осаждают на мембранных фильтрах, определяют их радиоактивность и по ней вычисляют количество углекислоты, ассимилированной фитопланктоном.

Радиоактивность фитопланктона и среды (растворенной углекислоты) должна быть измерена в геометрически одинаковых условиях. Опыт рекомендуется вести так.

1. Берут три банки из прозрачного стекла, емкостью 0.5—1 л. Две банки наполняют водой из водоема, интенсивность фотосинтеза в котором желают определить. Одну банку наполняют той же водой, предварительно профильтрованной через мембранные фильтры (для удаления микроорганизмов).

2. В каждую банку вносят строго одинаковое количество меченого карбоната (в форме $Na_2C^{14}O_3$) с таким расчетом, чтобы удельная активность раствора была равна 0.5—10 μ Ci на литр.

3. Банки с планктоном герметически закрываются резиновыми или пропарафинированными корковыми пробками. Одна такая банка оставляется на свету или опускается в водоем на ту глубину, с которой взята вода для определения фотосинтеза, а другая банка на такой же срок (3—4 часа) помещается в темноту (в темную комнату или заворачивается в черную материю и опускается в водоем вместе с первой банкой).

4. Для опыта подбираются коллоидные (мембранные) фильтры с одинаковым размером пор (около 0.5 μ). Перед употреблением фильтры промываются дистиллированной водой, высушиваются в сушильном шкафу до постоянного веса и взвешиваются на аналитических или торсионных весах. Фильтры вставляются в металлическую воронку для фильтрации воды (см. главы 35 и 37 этой книги) и на них осаждаются или фитопланктон (из банок, находящихся на свету или в темноте), или $BaCO_3$ (из банок с предварительно профильтрованной водой). Осадок планктона или карбоната бария на фильтре должен иметь диаметр или равный или чуть меньше диаметра окошка торцового счетчика.

5. Для определения радиоактивности растворенной углекислоты в начале опыта в воде с фитопланктоном берут 100—200 мл воды из банки с предварительно профильтрованной водой, добавляют $Ba(OH)_2$ до полного осаждения карбоната и фильтруют через мембранный фильтр. Осадок $BaCO_3$ на фильтре тщательно промывают дистиллированной водой, фильтр переносят на бумагу и сушат в течение некоторого времени на воздухе. После этого фильтры наклеивают на заранее взвешенные металлические диски, помещают в сушильный шкаф, сушат до постоянного веса и взвешивают. Металлические диски изготавливают по размерам фильтра из пластинок меди, латуни или алюминия, толщиной около 0.1 мм. При приклеивании фильтров на диски клей (гуммиарабик или декстрин) наносится (на диски) равномерным очень тонким слоем.

Диски с высушенными и взвешенными фильтрами помещают на салазки столика-держателя проб так, чтобы центр осадка на фильтре сов-

падал с центром-окошка торцового счетчика, и производят счет импульсов.

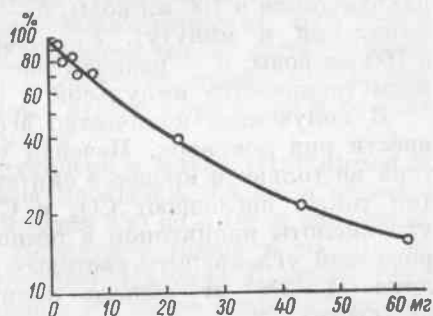
6. После 3—4-часовой экспозиции на свету или в темноте, берут из банок по 100, 200 или 300 мл (в зависимости от количества фитопланктона) воды и осаждают планктон на мембранные фильтры так же, как осаждали BaCO_3 . Осадок планктона на фильтре промывают дистиллированной водой для удаления растворенных карбонатов, и далее поступают точно так же, как описано выше для фильтров с осадком BaCO_3 .

7. Так как C^{14} дает очень мягкое излучение, то поправка на самопоглощение β -частиц будет велика. Ввиду этого, необходимо привести количество импульсов каждой пробы к «нулевой толщине» осадка. Для этого надо получить кривые зависимости количества импульсов от толщины осадка BaCO_3 и планктона на фильтре (поправочные кривые). На фиг. 9 представлена такая поправочная кривая, взятая из работы Стимен-Нильсена (Steeman-Nielsen, 19526). Она получается следующим образом.

На дистиллированной воде приготавливают раствор $\text{Na}_2\text{C}^{14}\text{O}_3$ с удельной активностью 1—2 микроюри на литр. Берут десять пробирок и в каждую из них наливают по 1 мл этого раствора. Приготавливают раствор носителя (нерадиоактивного Na_2CO_3) и разливают его в пробирки с радиоактивным раствором с таким расчетом, чтобы в первой пробирке после осаждения уголекислоты было около 2—3 мг, во второй пробирке 5—6 мг, в третьей 9—10 мг и так далее до 55—60 мг осадка BaCO_3 . После прибавления к растворам $\text{Na}_2\text{C}^{14}\text{O}_3$, носителя, карбонаты осаждаются прибавлением $\text{Ba}(\text{OH})_2$ и производится фильтрование через мембранные фильтры. Осадок промывается, и фильтры обрабатываются, как описано выше, и производится счет импульсов каждого фильтра. Далее строится график зависимости количества импульсов от веса осадков BaCO_3 на фильтре. По оси абсцисс откладывается вес осадка, а по оси ординат — количество импульсов каждого фильтра.

Нанесенные на график экспериментально полученные точки соединяются плавной кривой. Максимальное количество импульсов находится экстраполированием. Для этого кривую продолжают до пересечения с осью ординат. После этого строят другой график, как это показано на фиг. 9. Максимальное количество импульсов (количество импульсов при «нулевой» толщине осадка на фильтре), найденное экстраполированием, принимается за 100%.

Также строят график зависимости количества импульсов от толщины осадка на фильтре планктона. Для этого берут радиоактивную воду с планктоном из банки, находившейся на свету и разливают ее в ряд колб по 20 или 30 мл в каждую. Во вторую колбу приливают 50 мл нерадиоактивной воды с планктоном из того же водоема, в третью 100 мл и так далее. После этого содержимое колб тщательно перемешивается и филь-



Фиг. 9. Кривая зависимости числа импульсов от веса BaCO_3 . (Из Стимен-Нильсена, 19526).

По оси абсцисс отложен вес осадка BaCO_3 на мембранном фильтре (в мг на 3 см² фильтра), количество C^{14} во всех пробах одинаково, разница в весе осадка достигается за счет носителя (нерадиоактивного BaCO_3). По оси ординат отложена радиоактивность (в %; максимальная активность принята за 100%).

труется через мембранные фильтры. Фильтры обрабатываются, как описано выше, и строится график зависимости количества импульсов от веса осадка планктона так, как это делается для осадка BaCO_3 . По этим кривым легко найти поправку на самопоглощение для отсчета импульсов опытных проб.

8. Количество ассимилированной углекислоты в единицу времени на единицу объема воды (или веса планктона) вычисляют по формуле:

$$a = \frac{b \cdot c}{d},$$

где a — количество ассимилированной углекислоты фитопланктоном, находящимся в 100 мл воды, b — радиоактивность планктона (количество импульсов в минуту), c — общее количество свободной углекислоты в 100 мл воды, d — радиоактивность углекислоты, растворенной в 100 мл воды (количество импульсов в 1 минуту).

В полученное количество ассимилированной углекислоты необходимо внести ряд поправок. Меченая углекислота включается в состав планктона не только в процессе синтеза на свету. В темноте фито- и зоопланктон также поглощают CO_2 и C^{14}O_2 . Поэтому количество поглощенной углекислоты планктоном в темноте надо отнять от количества ассимилированной углекислоты световых проб. Эта поправка, как правило, невелика (1—2% от общего количества ассимилированной углекислоты на свету).

В процессе фотосинтеза часть вновь образованных органических соединений расходуется, поэтому полученное количество ассимилированной углекислоты надо увеличить (примерно на 4%). Далее, ассимиляция растениями C^{12}O_2 идет быстрее ассимиляции C^{14}O_2 . Зная соотношение количеств молекул C^{12}O_2 и C^{14}O_2 в растворе, можно определить величину поправки в полученное количество ассимилированного углерода. Оно будет больше вычисленного с помощью C^{14} примерно на 6—10%.

Гораздо проще вести опыты по изучению фотосинтеза с высшими водными растениями. В этом случае растения также выдерживаются на свету и в темноте в присутствии растворенного радиоактивного карбоната; после этого весь углерод растений и углекислота среды переводится в форму BaCO_3 , последний осаждается на фильтры, промывается, и далее поступают так, как в случае измерения радиоактивности осадков BaCO_3 в опытах с фитопланктоном. Скорость ассимиляции углерода вычисляют по выше приведенной формуле на сырой или сухой вес растения.

В процессе фотосинтеза образуются не только углеводы, но и органические кислоты, жиры, белки и др. Для изучения скорости их образования при помощи C^{14} растения погружают на свету и в темноте в воду, содержащую $\text{Na}_2\text{C}^{14}\text{O}_3$; после 3—4-часовой экспозиции растения промывают, берут определенные навески и экстрагируют из них фракционно углеводы, органические кислоты, жиры и белки, переводят углерод этих соединений в форму BaCO_3 и измеряют активность осадка. По количеству импульсов осадков BaCO_3 , полученных из этих органических соединений и из растворенной углекислоты среды, вычисляют скорость образования углеводов, органических кислот и т. д.

Распределение растворенных веществ в толще водоема и между водой и грунтом

В водоем вносится вещество (распределение которого желают изучить), меченное радиоактивными изотопами. Меченное вещество может быть вне-

сено в водоем или в придонности водоема, бинах водоема, освещении, определении, будет говорить, поступило из качественной, поглощение его процесса. Едится на опыте, другой опытно, по числу импульсов, нально не то количеству.

Подобно Bowen, 1947, 630 000 м³ от ральной соли Коффин и Хэтот и другие, личных по 0.3 га и обьема на озере по опыты вели.

В таком можно больше концентрации, вать длительно в водоеме.

Ввиду того, очень велико трировании осаднения.

Ра

Изучение с проблемой.

В водоеме радиоактивных веществ. После этого бактерий, изучения органических.

Сначала вания через извлекаются, бранные или ходят бактерии, фильтрованные (бактериальными).

сено в водоем в виде раствора в каком-нибудь одном месте на поверхности или в придонном слое водоема, или рассеяно равномерно по всей поверхности водного пространства. После этого в разных местах и на разных глубинах водоема через определенные промежутки времени берут пробы воды, грунта, освобождают их от организмов и изготавливают образцы для определения радиоактивности. Наличие в пробе радиоактивности будет говорить о том, что в место, где взята проба, к данному времени уже поступило испытываемое вещество. Этот метод дает возможность не только качественного учета перемещения вещества в водном пространстве и поглощения его грунтом, но и точного количественного исследования этого процесса. Если известно, сколько импульсов стандартной пробы приходится на определенное весовое количество меченого вещества, то в любой другой опытной пробе количество этого вещества может быть найдено по числу импульсов, так как количество последних прямо пропорционально не только количеству радиоактивных атомов в пробе, но и общему количеству молекул меченого вещества в ней.

Подобного рода работу выполнили Хатчинсон и Боуэн (Hutchinson and Bowen, 1947, 1950). На поверхность озера площадью 9.4 га и объемом 630 000 м³ они вносили сначала 10 мСu, а затем 350 мСu P³² в виде минеральной соли и изучали распределение фосфора в толще воды. Далее, Коффин и Хейс с соавторами (Coffin et al., 1949; Hayes et al., 1951, 1952) этот и другие вопросы изучали при помощи P³² более подробно на различных по объему и населению озерах. В опытах на озере площадью 0.3 га и объемом 16 000 м³ ими было израсходовано 100 мСu на один опыт, а на озере площадью в 4 га и объемом 120 000 м³—1000 мСu (1 Сu), причем опыты велись в течение длительного времени.

В такого рода опытах необходимо брать радиоактивное вещество как можно большей удельной активности, чтобы существенно не изменить концентрацию этого вещества в водоеме. При этом, конечно, надо учитывать длительность опыта, период полураспада изотопа и то, что вносимое в водоем меченое вещество будет поглощаться организмами.

Ввиду того, что при такого рода опытах разбавление изотопа будет очень велико, для изготовления проб возникает необходимость в концентрировании изотопа из довольно больших объемов воды (при помощи осаждения химическим способом или выпаривания).

Распределение веществ между организмами и средой

Изучение этого вопроса имеет большое значение особенно в связи с проблемой удобрения водоемов.

В водоем или аквариум вносится определенное количество меченого радиоактивными изотопами вещества (в форме минеральных солей, органических веществ или растений, содержащих радиоактивный изотоп). После этого через определенные промежутки времени берут пробы воды, бактерий, водорослей и других организмов. Последовательность извлечения организмов из воды должна быть такая.

Сначала извлекаются все крупные организмы; при помощи фильтрования через сетки отделяются мелкие организмы, после этого из воды извлекаются микроскопические водоросли. Для этого подбираются мембранные или стеклянные фильтры с порами, через которые свободно проходят бактерии и задерживаются представители фитопланктона. Профильтрованная через тонкие фильтры вода фильтруется через мембранные (бактериальные) фильтры для осаждения бактерий. Из проб воды, лишен-

ной организмов, и из последних изготавливаются образцы для измерения их радиоактивности.

Определение радиоактивности зоо- и фитопланктона, осажжденного на фильтры, можно вести двумя путями. Можно учитывать их радиоактивность, непосредственно измеряя количество импульсов каждого фильтра так, как это делается при изучении фотосинтеза фитопланктоном (см. выше). Однако проще осадок фито- или зоопланктона смывать с фильтров в центрифужные пробирки, осаждавать организмы центрифугированием и переносить их на тарелочки. Пробы из других организмов и из профильтрованной воды также изготавливаются на тарелочках.

Радиоактивность изготовленных образцов выражают количеством импульсов в единицу времени на единицу веса (или объема) пробы. По этим данным вычисляют коэффициент распределения радиоактивного вещества между организмом (или организмами того или иного вида) и средой. Он получается от деления радиоактивности организма (или организмов), выраженной на единицу сырого веса, на радиоактивность среды, выраженную в тех же единицах. Если концентрация меченого вещества в среде заранее определена, то путем умножения этой концентрации на коэффициент распределения узнают, какое количество меченого вещества поглощено организмом (организмами) из окружающей среды.

Если такие пробы из водоема (или аквариума) брать периодически на протяжении более или менее длительного времени, то можно составить полную картину нарастания поглощения и отдачи меченых веществ организмами и определить роль различных экологических группировок в утилизации пищевых ресурсов водоема. Исследований в этом направлении с применением меченых атомов выполнено еще очень мало (Hutchinson a. Bowen, 1947, 1950; Hayes et al., 1951, 1952; Родина и Трошин, 1954а, 1954б).

Обмен веществ в организмах

Большое значение имеет изучение темпа обмена веществ водных животных, интенсивность обменных реакций, происходящих в различных органах и тканях, скорости обновления тех или иных химических соединений, входящих в состав организма.

Для изучения углеводного обмена употребляют сахара, меченные C^{14} , жирового обмена — органические кислоты и сахара, также меченные C^{14} , белкового обмена — аминокислоты, меченные C^{14} или S^{35} ; обмен нуклеиновых кислот и других фосфорсодержащих соединений чаще всего изучают с помощью минеральных солей фосфорной кислоты, содержащей радиоактивный P^{32} . Указанные меченые вещества вводят тем или иным способом в организм и с помощью счетчика определяют скорость включения их в соответствующие соединения различных органов и тканей. Это — чисто биохимические задачи. Техника такого рода исследований подробно изложена в книгах Камена (1948), Хевеши (1950) и др.

МАРКИРОВКА ВОДНЫХ ЖИВОТНЫХ

Сущность маркировки животных при помощи радиоизотопов заключается в том, что в состав организма вводят тем или иным способом радиоактивный элемент. С помощью счетчика Гейгера—Мюллера это животное можно теперь легко отличить от другого, которое не содержит радиоактивного вещества. Для этого достаточно поднести к счетчику животное

целиком или кусок в единицу времени, чтобы говорить о том, что...

Преимущество методов заключается в том, что можно легко проводить эксперименты в больших количествах. Этот способ применим к мухам и дождевым червям (обзор радиоактивных изотопов в биологии рыб. Ж. Трошин, 1954). Рыбца и шемаи и Трошин — методы маркировки топами фосфора.

Меченые радиоизотопы используются для изучения их в водоеме, для изучения рыб в море (на примере рыб в водоемах).

Ввиду того, что животные, разнородные, используются для изучения разных организмов, ботать какой-то из любых животных животных радиоактивных следующее: 1) вности периода по и энергии излучения изотопа в организм меченого вещества для тивного вещества.

При выборе в виду, что в течение изотоп то...

Для маркировки β -частицы с большой способностью. Это от немеченых, по ческому счетчику поглощаться тканями животных в массе.

Важно также того будет пр на который требуется период полураспада долгоживущие радиоактивные изотопы, чительных количества животных на дл выводятся из организма, тивность помеченых падать. Вообще вило, накаплива...

целиком или кусочек какого-либо его органа. Если количество импульсов в единицу времени будет больше естественного фона, то это и будет говорить о том, что данное животное мечено.

Преимущество радиомаркировки организмов перед всеми другими методами заключается в том, что радиоизотопами можно пометить довольно легко практически любые виды животных и в огромных количествах. Этот способ маркировки хорошо разработан для насекомых (комары, мошки, мухи и некоторые другие) и уже применялся во многих исследованиях (обзор литературы см.: Ильинская и Трошин, 1954). Радиоактивные изотопы за последнее время стали применяться также и для маркировки рыб. Жадин и Трошин разработали метод маркировки мальков рыбца и шемаи при помощи радиоактивного фосфора (P^{32}), а Световидов и Трошин — метод маркировки годовалых карпов радиоактивными изотопами фосфора и кальция (P^{32} и Ca^{45} ; см.: Жадин с соавторами, 1953).

Меченые радиоактивными изотопами водные животные могут быть использованы для определения скорости и дальности распространения их в водоеме, для изучения ската молоди проходных и полупроходных рыб в море (например от рыбобитомников), определения численности животных в водоеме и т. д.

Ввиду того, что цели, для которых будут применяться меченые животные, разнообразны, а биологические и физиологические свойства разных организмов могут резко отличаться друг от друга, нельзя разработать какой-то единый метод, пригодный для меченья радиоизотопами любых животных и во всех случаях. При разработке метода маркировки животных радиоактивными изотопами каждый раз придется выполнить следующее: 1) выбрать подходящий радиоактивный изотоп (по длительности периода полураспада, скорости включения в состав тела животного и энергии излучения); 2) отыскать наилучший способ введения радиоизотопа в организм; 3) определить наиболее выгодную дозу радиоактивного вещества для маркировки; 4) определить срок пребывания радиоактивного вещества в организме.

При выборе радиоактивных изотопов для маркировки надо иметь в виду, что в теле животного будет аккумулироваться в большом количестве изотоп того элемента, концентрация которого в организме высокая.

Для маркировки животных лучше всего брать изотопы, испускающие β -частицы с большой энергией, а следовательно, и с большой проникающей способностью. Это даст возможность легко отличать меченых животных от немеченых, поднося их целиком или какой-нибудь их орган к цилиндрическому счетчику. В противном случае основная масса β -частиц будет поглощаться тканями организма, что затруднит нахождение меченых животных в массе немеченых.

Важно также учесть период полураспада изотопа, при помощи которого будет производиться маркировка животных. Чем больше срок, на который требуется пометить животных, тем больше должен быть период полураспада изотопа, избранного для этих целей. Однако не все долгоживущие радиоактивные изотопы пригодны для маркировки. Так, радиоактивные Na^{22} и Cl^{36} имеют большие периоды полураспада и в значительных количествах могут накапливаться в организмах, но для метки животных на длительный срок они мало пригодны, так как очень быстро выводятся из организма в окружающую среду, вследствие чего радиоактивность помеченных этими изотопами животных будет очень быстро падать. Вообще надо иметь в виду, что радиоактивные изотопы, как правило, накапливаются с большой скоростью и в больших количествах

в тех органах животного, в которых энергично идут процессы обмена. Из этих же органов они с наибольшей скоростью и выводятся в окружающую среду.

Чаще всего для маркировки животных используют радиоактивный фосфор (P^{32}). Этот изотоп быстро и в больших количествах усваивается организмами, его β -излучение обладает значительной энергией, что позволяет легко обнаруживать его присутствие в теле животного, а период полураспада, равный 14.3 дня, дает возможность маркировать животных на довольно продолжительный срок.

Для маркировки животных пригодными являются также радиоактивный стронций (Sr^{89} $T=55$ дня и Sr^{90} $T=25$ лет) и кальций (Ca^{45} $T=152$ дня). Эти изотопы легко включаются в состав скелетных образований и очень долго в них сохраняются, что дает возможность пометить многих животных на продолжительное время.

Для маркировки животных при помощи радиоизотопов надо выбрать наиболее простой и наиболее эффективный способ введения активного вещества в организм. Практически возможны три способа: а) впрыскивание под покровные ткани, в пищеварительный тракт или кровяное русло раствора соли, содержащей радиоактивный изотоп; б) введение радиоизотопа в состав организма с пищей, предварительно зарядив ее радиоэлементом; в) помещение водных животных в раствор, содержащий в определенной концентрации радиоактивный изотоп в виде какой-либо минеральной соли или органического соединения. Наиболее эффективным методом маркировки оказывается третий способ. При его помощи можно легко, быстро и практически в каких угодно количествах пометить любых водных животных.

Жадин и автор настоящей статьи (1953) предложили следующий способ маркировки мальков рыба и шемаи, выращиваемых в питомнике, с целью изучения их ската в море. Мальки, выловленные из прудов, помещаются на 2 часа в прудовую воду, содержащую раствор $Na_2 HP^{32}O_4$ в концентрации P^{32} около 2 мКи на литр. После двухчасового пребывания в радиоактивной среде мальки переносятся в чистую прудовую воду и затем снова в пруд или реку вместе с немечеными мальками.

Маркировка производится в мальковых ваннах емкостью около 80 литров. В каждую ванну помещается одновременно 2000—4000 мальков. Радиоактивный раствор может использоваться многократно при условии обильного снабжения его кислородом. Ванны снабжаются металлическими или марлевыми сетками, натянутыми на деревянный каркас с ручками, — носилки (фиг. 10).

Сетки сначала ставятся в ванны с чистой водой, в которые помещаются мальки, сосчитанные поштучно или с помощью мерного ведра. Из этих ванн на сетках-носилках они быстро переносятся в ванны с радиоактивным раствором, а из них снова в ванны с чистой водой и далее в пруд или выпускной канал.

Радиоактивный фосфор в виде аниона фосфорной кислоты через жабры и пищеварительный тракт поступает в кровь и включается в состав органов и тканей рыб, в том числе и в костную ткань, в которой он дольше всего и сохраняется. Большое количество активного фосфора адсорбируется чешуей и плавниками.

После перенесения в чистую воду радиоактивность мальков быстро падает вследствие естественного распада изотопов, замещения части их стабильными изотопами, поступающими из окружающей среды с пищей, и вытеснения P^{32} , адсорбированного наружными покровами тела, дру-

гими анионам
сяца после ма
меченого мал

Точно так
помощи Ca^{45} .
ность раство
ком растворе
можность отл
после маркир
ность торцов

Для изуче
выращенных м

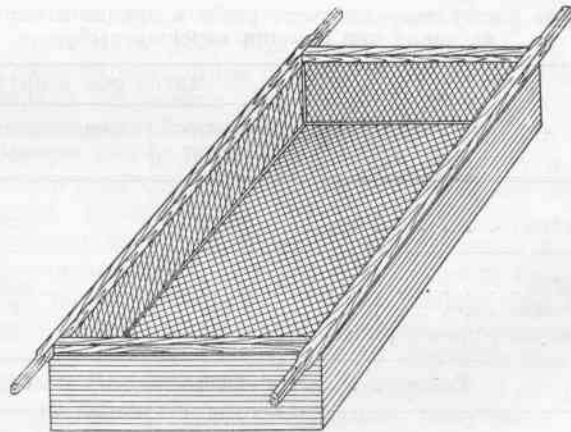
больших масл
приходилось н
ления меченых
от друга, выс
жен в проби
путем подсче
срока маркир
целесообразно
и исследовать
ной рыбы при
тона в неболь

Маркировк
для изучения
крытых водое
выращенных
дом Жадин и
в эксперимент
дарском крае.
в нем рыбы, к
мощи P^{32} в те
выпускалась в

гими анионами, растворенными в воде. Несмотря на это, через 2—3 месяца после маркировки все же удастся при помощи счетчика отличить меченого малька от немеченого.

Точно так же производится маркировка мальков и взрослых рыб при помощи Ca^{45} . Радиоактивный кальций берется в форме $\text{Ca}^{45}\text{Cl}_2$, активность раствора доводится до 2 мКи на литр. Рыбы выдерживаются в таком растворе до 2 часов. Маркировка радиоактивным кальцием дает возможность отличить меченых рыб от немеченых спустя 9—12 месяцев после маркировки исследованием чешуи или плавников на радиоактивность торцовым счетчиком.

Для изучения миграции животных и для изучения ската искусственно выращенных мальков в море необходимо производить маркировку в очень



Фиг. 10. Мальковая ванна с металлической сеткой, натянутой на деревянный каркас, — носилки.

больших масштабах с тем, чтобы в реке (в местах обратного вылова) приходилось на 10—20 рыб хотя бы одна меченая. При отлове для определения меченых и немеченых рыб, последние должны быть отделены друг от друга, высушены и каждый экземпляр завернут в бумагу или положен в пробирку. Определение радиоактивности рыб производится путем подсчета импульсов при поднесении их к счетчику. К концу срока маркировки, когда радиоактивность рыб будет очень низкая, целесообразно каждую рыбу в отдельности сжечь в муфельной печи и исследовать под счетчиком золу. Число импульсов от радиоактивной рыбы при этом резко увеличится благодаря концентрированию изотопа в небольшом объеме вещества.

Маркировка водных животных может быть использована не только для изучения миграции их, но и для определения их количества в закрытых водоемах, например для определения численности искусственно выращенных мальков в прудах рыбозаводов и питомников. Таким методом Жадин и Трошин (см. Жадин и др., 1953) определяли число рыб в экспериментальных прудах Рыбцово-шемайного питомника в Краснодарском крае. Из пруда вылавливалось до 5—10% всей находящейся в нем рыбы, которая сосчитывалась по видам и маркировалась при помощи P^{32} в течение 30 минут. После промывки в проточной воде рыба выпускалась в тот же водоем. Перед этим пруд на $\frac{2}{3}$ приспускался,

а меченая рыба вносилась в разные концы пруда. Через 2—3 дня (когда меченая рыба смешается с немеченой) производился лов небольшого числа рыб (до 100 штук) также из разных концов пруда. Такой лов производился 3—4 раза. Среди пойманных рыб с помощью счетчика определялось количество меченых и немеченых. По соотношению этих количеств вычислялось общее количество рыб в водоеме. Вычисление количества организмов в водоеме производится отдельно для каждого вида по следующей формуле:

$$M = \frac{a \cdot c}{b},$$

где M — общее количество организмов данного вида в водоеме, a — ко-

Таблица 3

Результаты поштучного подсчета рыбы в прудах и определения их числа при помощи меченых рыб

№ пруда	Вид рыбы	Число рыб в прудах	
		поштучный подсчет	вычислено при помощи меченых рыб
2	Рыбец	5533	5566
4	Рыбец	5107	6084
	Шемая	709	337
	Прочая (сорная) рыба . .	493	267
	Всего	6309	6734
6	Рыбец	9523	10789
	Шемая	1122	1095
	Прочая (сорная) рыба . .	460	386
	Всего	11105	12270

личество меченых организмов данного вида, выпущенных в водоем, c — количество организмов, выловленных обратно из водоема (меченых и немеченых), и среди них количество меченых (b).

При надлежащей тщательности проведения такой работы результаты подсчета получаются лучше, чем при подсчете рыбы в мерных ведрах после пропускания ее через малькоуловители. В табл. 3 представлены результаты счета рыбы в трех прудах, позволяющие говорить о том, что этим методом можно учесть количество рыбы достаточно точно.

При пропускании мальков через малькоуловители наблюдается большой отход молоди вследствие травматизации и потери чешуи. Подсчет рыбы путем их маркировки позволяет избежать этого, так как до 90% рыбы, находящейся в пруде, вообще никак не затрагивается.

О МЕРАХ ПРЕДОСТОРОЖНОСТИ ПРИ РАБОТЕ С РАДИОАКТИВНЫМИ ВЕЩЕСТВАМИ

Каждый экспериментатор, работающий с радиоактивными веществами, должен принимать меры, направленные к полному устранению вредного действия радиоизлучений на самого себя и на окружающих его лиц. Пользуясь радиоактивными веществами в качестве индикаторов,

необходимо также уделить внимание и к нарушению норм радиационной безопасности и к искажению результатов.

Поскольку биологические процессы определяются ионизирующим излучением, вызываемым, для измерения дозы, которая характеризуется количеством рентген (р или г). Производящих в 1 грамме вещества 1 ионов. Величина дозы при облучении дозой, что соответствует 8 ионов в живых тканях, можно вычислить, которую может дать находящегося внутри. Для этого необходимо знать величину в единицах количества. Расчет дозы производится по формулам (см.: Аглинцев).

В настоящее время облучения для целенаправленного исследования эффективности α -излучения, что облучения вызывают α -частицы, равна 0.005р в сутки облучения будет гораздо больше, она равна 600 р приводит к значительным дозам для организма от друга (Тарусов, 1958).

Все мероприятия направлены к тому, чтобы избежать облучения при работе с радиоактивными веществами.

1. Для индикации радиоактивного изотопа. Облучение радиоактивного вещества в водном растворе и подопытных животных.

2. Работающим с радиоактивными веществами должны быть выделены отдельные комнаты. В этой комнате должны быть установлены приборы для измерения дозы облучения. Здесь должны быть установлены специальные шкафы для хранения радиоактивных веществ. Комната предназначена для хранения радиоактивных веществ и приготовления радиоактивных веществ. Комната должна быть химический шкаф, покрытый краской, без щелей. В комнате должны быть установлены шкафы для хранения радиоактивных веществ, а все предметы, находящиеся в комнате, должны быть защищены от облучения. В комнате должны быть установлены шкафы для хранения радиоактивных веществ, а все предметы, находящиеся в комнате, должны быть защищены от облучения. В комнате должны быть установлены шкафы для хранения радиоактивных веществ, а все предметы, находящиеся в комнате, должны быть защищены от облучения.

необходимо также учитывать, что большие количества их могут привести к нарушению нормального физиологического состояния подопытных животных и к искажению результатов эксперимента.

Поскольку биологическая эффективность радиоактивного излучения определяется ионизацией молекул живых систем, которую это излучение вызывает, для измерения дозы облучения пользуются такой единицей, которая характеризует ионизационный эффект. Такой единицей является рентген (р или г). 1р равен количеству рентгеновых, γ -, β -или α -лучей, производящих в 1 см³ (0.001 293 г) воздуха образование 2.08×10^9 пар ионов. Величина поглощенной при этом энергии составляет 0.11 эрга. При облучении дозой в 1 р, в 1 см³ ткани образуется 1.6×10^{12} пар ионов, что соответствует 85 эргам поглощенной энергии. Энергия образования одной пары ионов в воздухе равна 33 эр, а на образование одной пары ионов в живых тканях затрачивается примерно 35 эр. Исходя из этих данных, можно вычислить дозу облучения, выраженную в рентгенах, которую может дать определенное количество радиоактивного вещества, находящегося внутри организма или действующего на организм извне. Для этого необходимо знать концентрацию активного вещества, выраженную в единицах кюри, его период полураспада, природу и энергию излучения. Расчет дозы в рентгенах производится по соответствующим формулам (см.: Аглинцев, 1954).

В настоящее время принято считать, что предельно допустимая доза облучения для человека равна 0.05 р в день. Однако биологическая эффективность α -излучения примерно в 10 раз больше эффективности γ - и β -излучения, что объясняется большой плотностью ионизации, которую вызывают α -частицы в тканях. Следовательно, эта доза для α -лучей будет равна 0.005р в сутки. Понятно, что доза однократного допустимого облучения будет гораздо выше. Для однократного облучения всего тела человека она равна примерно 50 р. Однократное облучение дозой в 300—600 р приводит к тяжелому заболеванию («лучевая болезнь»). Повреждающие дозы для разных организмов очень сильно отличаются друг от друга (Тарусов, 1954).

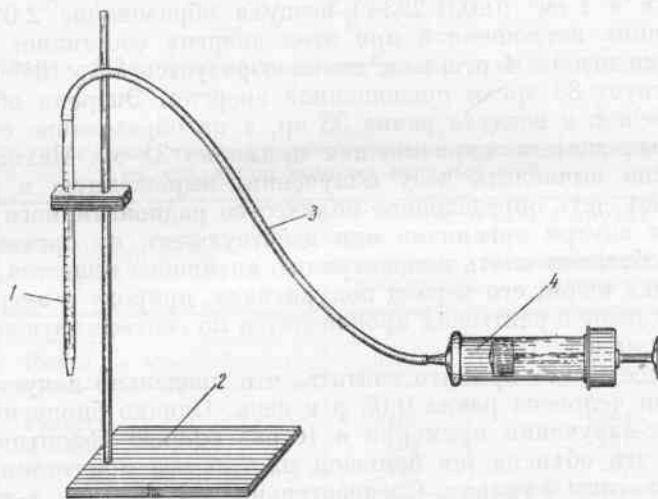
Все мероприятия защиты от радиоактивного излучения сводятся к тому, чтобы избежать облучения дозой выше предельно допустимой. При работе с радиоактивными веществами рекомендуется соблюдать следующее.

1. Для индикации надо брать возможно малые количества радиоактивного изотопа. Обычно употребляемые для этих целей количества активного вещества не могут принести никакого вреда самому экспериментатору и подопытным животным.

2. Работающим с радиоизотопами необходимо иметь две комнаты, изолированные одна от другой. В одной из них должна находиться установка Б. В этой комнате производится счет импульсов, в ней не должно храниться изотопов, и пробы вносятся в эту комнату только на время подсчета импульсов. Здесь экспериментатор может находиться постоянно. Другая комната предназначается для проведения самих опытов с радиоактивными веществами и приготовления проб для подсчета импульсов. В ней должны быть химический шкаф с принудительной вытяжной вентиляцией, раковина, покрытые линолеумом столы, стены, выкрашенные масляной краской, без щелей полы, желательнее, также покрытые линолеумом. В комнате должна поддерживаться абсолютная чистота (полы часто моются, а все предметы, на которые оседает пыль, — стены, столы, посуда и т. д. — ежедневно протираются мокрыми тряпками). Здесь нельзя курить и принимать пищу.

3. Для предотвращения внешнего облучения от сильно активных проб с большой энергией излучения, надо иметь экраны из толстых листов плексигласа или стекла, которые ставятся на столы между экспериментатором и источником излучения.

4. Работу с радиоактивными веществами надо проводить в резиновых перчатках, надевать фартук из плотного непромокающего материала и халат, предназначенный только для работы с активными веществами.



Фиг. 11. Пипетка для растворов радиоактивных веществ.

1 — пипетка; 2 — штатив; 3 — резиновая трубка; 4 — шприц.

5. Химическая изоляция радиоактивных веществ и изготовление проб для подсчета импульсов должны проводиться в вытяжном шкафу при сильном токе воздуха. Нельзя набирать в пипетку раствор радиоактивного вещества ртом. Для этого надо иметь пипетку, снабженную поршневым насосом (фиг. 11).

6. Работающие с радиоактивными веществами должны иметь дозиметры для определения дозы облучения, получаемой исследователем во время экспериментов с лабильными изотопами.

7. Нельзя допускать концентрацию радиоактивных изотопов в воздухе выше допустимой. В табл. 4 приведены предельно допустимые количества некоторых радиоактивных изотопов в теле человека, в воде и воздухе.

Таблица 4

Предельно допустимые количества некоторых радиоактивных изотопов в теле человека, воде и воздухе (в микрокюри; из: Аглинцев, 1954)

	Ra ²²⁶	Sr ⁸⁹	Sr ⁹⁰ +Y ⁹⁰	Na ²⁴	P ³²	Co ⁶⁰	J ¹³¹
В теле человека . . .	0.1	2.0	1.0	15	10	1	0.3
В 1 см ³ воздуха . . .	8×10^{-12}	—	2×10^{-10}	8×10^{-3}	2×10^{-4}	1×10^{-5}	3×10^{-9}
В 1 см ³ воды . . .	4×10^{-8}	—	8×10^{-7}	—	—	—	3×10^{-5}

8. В лабора
количество ради
стенки которых
меров.

9. В течени
даться вблизи и
водятся опыты
лица не допус

Аглинцев
Л., 1954.
Бочкарев
Я. И. Прусли
Изд. АН СССР, М.
Векслер
тоды исследования
Винберг
Природа, № 5, 19
Жадин В.
шин. Задачи и
Научная сессия, п
ском хозяйстве. То
Ильинская
помощи радиоакт
Камен М.
Кузин А.
АН СССР, М., 19
Курсанов
ния в биологии д
биолог., № 1, 19
Льюис В.
дат, М.—Л., 1949
Родина А.
М.—Л., 1950.
Родина А.
питания водных ж
Родина А.
воду с растительн
Тарусов
Медгиз, М., 1954.
Хевеши Г.
Coffin C.
Exchange of mater
Canad. J. Rec., 2
Hayes F. I.
lake nutrients. Ed
Hayes F. I.
ston. On the ki
Hutchins
phosphorus cycle in
Hutchins
cut. IX. A quantita
Ecology, 31, 1950.
Steeman-l
169, 1952a.
Steeman-l
organic production

8. В лаборатории должно находиться только необходимое для опыта количество радиоактивных изотопов. Они хранятся в контейнерах, стенки которых рассчитаны на поглощение излучения до безопасных размеров.

9. В течение опыта без особой надобности не рекомендуется находиться вблизи источника радиоактивного излучения. В комнату, где проводятся опыты с применением радиоактивных веществ, посторонние лица не допускаются.

ЛИТЕРАТУРА

- Аглинцев К. К. Основы дозиметрии ионизирующих излучений. Медгиз, Л., 1954.
- Бочкарев В. В., И. Б. Кейрим-Маркус, М. А. Львова и Я. И. Пруслин. Измерение активности источников бета- и гамма-излучений. Изд. АН СССР, М.—Л., 1953.
- Векслер В. И., Л. В. Грошев и Б. М. Исаев. Ионизационные методы исследования излучений. Гостехиздат, М., 1950.
- Винберг Г. Г. Радиоактивный углерод и фотосинтез морского планктона. Природа, № 5, 1954.
- Жадин В. И., Н. Б. Ильинская, А. Н. Световидов и А. С. Трошин. Задачи и методы маркировки насекомых и рыб радиоактивными изотопами. Научная сессия, посвященная достижениям и задачам советской биофизики в сельском хозяйстве. Тезисы докладов. Изд. АН СССР, М., 1953.
- Ильинская Н. Б. и А. С. Трошин. Маркировка мух и комаров при помощи радиоактивного фосфора. Зоол. журн., 33, 1954.
- Камен М. Радиоактивные индикаторы в биологии. М., 1948.
- Кузин А. М. Меченые атомы в исследованиях по сельскому хозяйству. Изд. АН СССР, М., 1954.
- Курсанов А. Л. Значение изотопов и других новейших методов исследования в биологии для решения вопросов сельского хозяйства. Изв. АН СССР, сер. биол., № 1, 1954.
- Льюис В. Б. Методы электрического счета альфа- и бета-частиц. Гостехиздат, М.—Л., 1949.
- Родина А. Г. Микробиологическое исследование водоемов. Изд. АН СССР, М.—Л., 1950.
- Родина А. Г. и А. С. Трошин. Применение меченых атомов в изучении питания водных животных. Докл. АН СССР, 98, 2, 1954а.
- Родина А. Г. и А. С. Трошин. Путь фосфора, вносимого в прудовую воду с растительным удобрением. Докл. АН СССР, 98, 4, 1954б.
- Тарусов Б. Н. Основы биологического действия радиоактивных излучений. Медгиз, М., 1954.
- Хевеши Г. Радиоактивные индикаторы. М., 1950.
- Coffin C. C., F. R. Hayes, L. H. Jodrey and S. G. Whiteway. Exchange of materials in a lake as studied by the addition of radioactive phosphorus. Canad. J. Res., 27, 1949.
- Hayes F. R. and C. C. Coffin. Radioactive phosphorus and exchange of lake nutrients. Endeavour, 10, 1951.
- Hayes F. R., J. A. McCarter, M. L. Cameron and D. A. Livingston. On the kinetics of phosphorus exchange in lakes. J. Ecology, 40, 1952.
- Hutchinson G. S. and V. T. Bowen. A direct demonstration of the phosphorus cycle in a small lake. Proc. Nat. Acad. Sci., 33, 1947.
- Hutchinson G. S. and V. T. Bowen. Limnological studies in Connecticut. IX. A quantitative radiochemical study of the phosphorus cycle in Linsley pond. Ecology, 31, 1950.
- Steeman-Nielsen E. Production of organic matter in the sea. Nature, 169, 1952a.
- Steeman-Nielsen E. The use of radio-active carbon (C^{14}) for measuring organic production in the sea. Journ. du conseil, 18, № 2, 1952b.

Таблица 4

изотопов в теле
(1954)

Co^{60}	J131
1	0.3
1×10^{-5}	3×10^{-9}
	3×10^{-5}

МЕТОДИКА ИЗУЧЕНИЯ ПОДЗЕМНЫХ ВОД

Я. А. БИРШТЕЙН и Е. В. БОРУЦКИЙ

Подземные воды имеют большое народохозяйственное значение в жизни каждой страны. Они служат источником питьевой воды как для снабжения населения больших городов (водопроводы с грунтовой и артезианской водой), так и для удовлетворения нужд отдельного путника, затерявшегося в песках пустыни (колодцы). Издавна подземные воды используются человеком с бальнеологическими целями (разнообразные минеральные целебные источники), а также для технических целей (для паровозов, котлов и пр.), особенно в тех местностях, где нет поблизости поверхностных вод. В некоторых местностях Средней Азии подземные воды являются единственным источником для ирригации. Наконец, немаловажное значение они имеют и для удовлетворения всевозможных мелких нужд населения.

В зависимости от характера использования подземных вод производится и соответствующее изучение их. В случае использования вод для технических целей, основное внимание обращается на химический состав вод, на жесткость их. При исследовании подземных вод в бальнеологических целях главное внимание, естественно, уделяется подробному химическому анализу, и в дальнейшем при использовании источников ведутся регулярные наблюдения над санитарно-бактериологическим состоянием их. Использование вод как источника водоснабжения населения питьевой водой требует более всестороннего изучения их — химического и биологического.

Таким образом, в зависимости от целей использования, исследования подземных вод ведутся по определенным программам с применением соответствующей методики.

Для гидробиолога исследования подземных вод имеет совершенно исключительный интерес (Бирштейн и Боруцкий, 1950). Знание фауны и флоры подземных вод, кроме того, может помочь при разрешении вопросов об их происхождении и принадлежности к тому или иному горизонту, а эти вопросы неизбежно встают перед гидрогеологами и гидротехниками, приступающими к проектированию водопроводов, водохранилищ, оросительных каналов и т. д.

Подземные воды принято разделять на грунтовые, артезианские и минеральные. Первые, в свою очередь, разделяются на пещерные, фреатические и интерстициальные (Бирштейн и Боруцкий, 1950). В то время как методика гидрологических, химических и бактериологических исследований в основном общая для всех подземных вод и ничем существенно

не отличается от биологических исследований отдельных типов.

При биологическом исследовании выясняют следующие вопросы:

1) состав фауны и флоры;
2) распределение организмов в пещерах или по горизонтам (по глубинам воды);

3) степень коэволюции организмов к биотопам и условиям среды;

4) биология организмов (жизненные циклы и т. д.);

5) пищевые взаимоотношения организмов в водоеме органического происхождения;

6) морфологические особенности организмов (форма, размер, окраска, пигментация, строение и т. д.);

7) влияние факторов среды на отдельные виды организмов.

Получение отрывков для исследований производится следующим образом: в первую очередь, естественно, берутся пробы флоры и фауны из поверхностных вод, представляющие описательный материал или ином подземных вод. Для сбора материала необходимо деление подземных вод на группы.

Выяснение особенностей биологии организмов в зависимости от типа биотопа, в естественных, таежных, искусственных формах и т. д. В таких случаях будут организованы специальные исследования, отвечающие задаче изучения таких станций. Например, на Урале и в Воронежской области комплексное исследование пещерной биоты. Однако пока возможности изучения жизни организмов в подземных водах ограничены. Такие важные вопросы, как жизнь организмов в подземных водах, требуют дальнейшего изучения. Целый ряд подземных вод можно считать аквариумом. Таковы, например, в аквариуме закавказского происхождения, проточные воды в таких условиях обитания. Хорошие условия для подземных вод в лаборатории Института биологии.

не отличается от методики исследования поверхностных вод, методика биологических исследований довольно разнообразна и специфична для отдельных типов подземных водоемов.

При биологическом изучении подземных вод исследователь должен выяснить следующие основные вопросы:

- 1) состав фауны и флоры;
- 2) распределение фауны и флоры по различным биотопам в пределах пещеры или по различным горизонтам (если исследуются фреатические воды);
- 3) степень количественного развития фауны и флоры по различным биотопам и различным горизонтам;
- 4) биология отдельных форм (питание, рост, размножение, жизненные циклы и т. д.);
- 5) пищевые взаимоотношения в биотопе, т. е. источник снабжения водоема органическим веществом и характер пищевых цепей;

6) морфологические особенности отдельных форм, связанные с подземным образом жизни (строение органов зрения, обоняния и осязания, пигментация, строение конечностей у членистоногих);

7) влияние факторов внешней среды — температуры, света и прочее — как на отдельные индивидуумы, так и на последовательный ряд поколений.

Получение ответов на все эти вопросы возможно только при совмещении исследований экстенсивного и интенсивного характера. Совершенно очевидно, что разовое посещение пещеры или однократное взятие пробы фреатических вод может дать лишь самое общее и неполное представление о видовом составе и распределении фауны и флоры в том или ином подземном водоеме. Зато экстенсивное исследование позволяет собрать материал из большого количества объектов и дать картину распределения подземной фауны на значительной территории.

Выяснение особенностей биологии подземных обитателей требует организации стационарных наблюдений и постановки экспериментов, как в естественных, так и в лабораторных условиях, т. е. перехода к интенсивным формам исследования. Нет сомнения в том, что со временем в пещерах будут организованы биологические станции или лаборатории с соответствующими экспериментальными установками; первые попытки создания таких станций уже сделаны [стационары в Кунгурской пещере на Урале и в Воронцовской пещере на Кавказе Карстово-спелеологической комплексной станции Московского Государственного университета или пещерная биологическая станция в Венгрии (Dudich, 1932—1933)]. Однако пока можно ограничиться проведением периодических наблюдений над жизнью какого-нибудь пещерного или фреатического водоема, а также экспериментами и наблюдениями в аквариуме и обычной лаборатории. Такие важные вопросы, как влияние света и температуры на подземных обитателей, могут решаться в лаборатории любого научно-исследовательского учреждения и даже, частично, в домашней обстановке. Целый ряд подземных видов превосходно живет и размножается в обычном аквариуме. Так, например, С. Юзбашьяну удавалось содержать в аквариуме закавказскую пещерную креветку *Troglocaris schmidtii* в течение нескольких лет, причем температура воды колебалась от 7 до 35°. Креветки в таких условиях размножались и давали нормальное жизнеспособное потомство. Хорошо живут и размножаются в обычном аквариуме многие виды подземного бокоплава *Niphargus*, а также протей, содержащийся в лаборатории Института морфологии Академии Наук СССР.

Методика содержания в аквариуме подземных животных не специфична, и мы на ней не останавливаемся. При перевозке животных в лабораторию лучше пользоваться термосом или другим сосудом, обеспечивающим сравнительно низкую температуру воды, причем необходимо заботиться о хорошей аэрации (продувалка с распылителем). Перевозку рекомендуется производить в холодное время года.

Методика полевых экспедиционных и стационарных исследований подземных вод заслуживает более подробного рассмотрения.

Методика изучения пещерных вод

Из грунтовых вод наиболее доступны для всестороннего изучения пещерные водоемы; поэтому они более полно изучены в биологическом отношении, чем фреатические или интерстициальные воды. Большое разнообразие типов пещерных водоемов (от микроводоемов во влажных мхах многоводных подземных озер и рек) требует обширной программы экспедиционных и стационарных исследований и большого разнообразия методики.

Для биологического обследования водоемов пещер необходимо иметь следующее оборудование: 1) ацетиленовую лампу или фонари (керосиновые, электрические), в крайнем случае свечи; 2) пинцеты с тонкими концами; 3) ловушки; 4) планктонные сетки; 5) донный сачок; 6) фиксаторы (спирт, формалин); 7) набор пробирок и банок для фиксации пойманных организмов. Стационарные исследования требуют применения орудий количественного лова, которые будут указаны ниже.

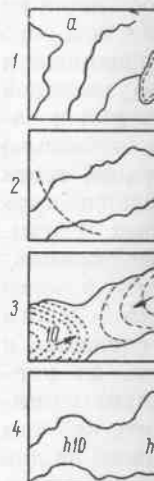
Банки, пробирки, пинцеты, карандаши, этикетки и записную книжку удобно поместить в специально сшитую из брезента небольшую сумку или пустую кобур от бинокля, одевающуюся через плечо и не стесняющую движений. Пинцеты надо обязательно привязывать шнурами к этой сумке или к пуговице на одежде, так как в противном случае они неминуемо потеряются. Прочее оборудование следует помещать в брезентовый заплочный мешок; в последнем для удобства работы можно сделать отдельные карманы для банок и приборов.

При обследовании пещер с обширными водоемами желательно пользоваться надувной резиновой лодкой.

Сбор организмов следует производить на всем протяжении пещеры — от входа до конца, вернее до того места, до которого удалось проникнуть, имея в виду, что фауна и флора у входа в пещеру и в глубине ее обычно различная. Особое внимание следует обратить на пещеры, которые служат дневками для летучих мышей, так как помет последних является пищей для пещерных обитателей, и такие пещеры наиболее богаты организмами.

Особенно ценны пещерные сборы в тех случаях, если к ним прилагается географическое описание пещеры. Желательно иметь следующие данные: 1) название пещеры; 2) местоположение (республика, область, район; название горы, в которой находится пещера; название реки, на берегу которой располагается пещера); 3) описание пещеры (вход — вертикальный или горизонтальный; проходы и гроты — ширина, высота, длина; описание стен и потолка; характер дна — глина, песок, камни и пр.; характер водоемов — капельная вода, лужи, озера, текучие водоемы; происхождение текучих вод); 4) метеорологические данные (температура воздуха и воды и влажность в нескольких пунктах на протяжении пещеры); 5) гидрохимические анализы; 6) гидрологические данные. Лучше всего все эти данные наносить на схематические планы; на фиг. 1 приводятся условные обозначения, принятые в биоспелеологической литературе.

Обследов
от их размер
до больших
специфическ
образные (Сс
рода), клещи
и водным об



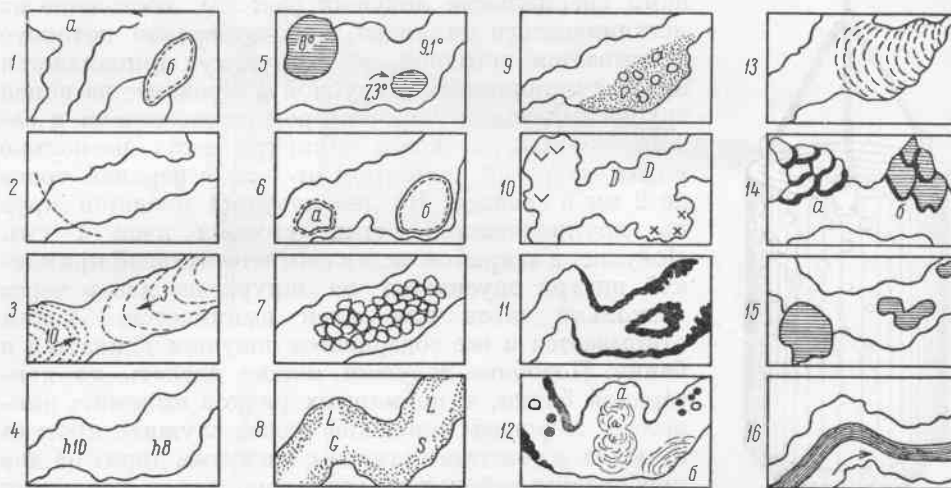
1 — вход в пещеру; 2 — падение обозначения в метрах — (8 и 7,3°) в местах скопления обитателей; 3 — места с плоскими стенами; 4 — массивные отложения или глины; 14 — различия

ходят в воду
гоножек, жу

Большин
простым гла
несены в ба
дует обраба
остатки или
при помощи
дают хороши
труднодоступ
методом сб

Употребл
чок диамет
(за неимени
крест-накрес
крепляется
мешка кла

Обследование водоемов в пещерах следует производить независимо от их размеров (от влажных мхов и самых мелких водоемчиков на камнях до больших озер и подземных рек). В пещерных водоемах встречаются специфические виды червей (*Oligochaeta*, *Turbellaria*), моллюски, ракообразные (*Copepoda*, *Ostracoda*, *Amphipoda*, *Isopoda*, *Anaspidacea*, *Decapoda*), клещи (*Halacaridae*). Так как в пещерах грани между сухопутным и водным образом жизни стираются, то сухопутные организмы часто за-



Фиг. 1.

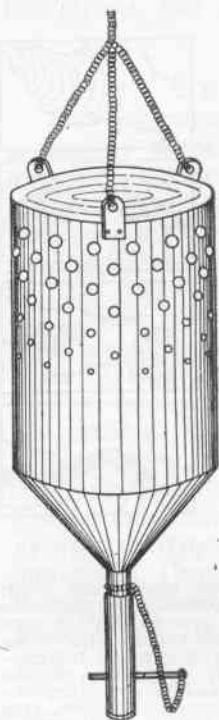
1 — вход в пещеру (а — горизонтальный, б — вертикальный); 2 — граница освещенной зоны; 3 — падение обозначено пунктирными кривыми, направление падения — стрелкой, разницы в высоте в метрах — цифрами; 4 — высота потолка в метрах; 5 — температура воздуха (9.1°) и воды (8.1° и 7.3°) в местах намерения; 6 — отверстие в потолке (а); шахта, воронка или провал (б); 7 — нагромождение обломков скал или обвалившихся плит; 8 — глина (L), песок (S), галька (G); 9 — места с плоскими камнями в глыбе; 10 — корни (V), помет (X), детрит (D); 11 — мощность натечков на стенках обозначено утолщением линий; 12 — колонны (●), отдельные сталагмиты (○), сталагмитовые массивы (а — изолированные, б — сросшиеся со стеной); 13 — склоны из натечков, туфа или глины; 14 — террасы с водоемами (а — высохшими, б — наполненными водой); 15 — водоемы различного вида, образующиеся от просачивания воды; 16 — водоемы текущие (направление течения обозначается стрелкой).

ходят в воду; в середине пещеры в лужах можно встретить мокриц, многоножек, жуков и сухопутных моллюсков.

Большинство видов *Amphipoda*, *Isopoda* и *Decapoda* хорошо видны простым глазом и могут легко пойманы сачком или пинцетом и перенесены в банку с 70° спиртом. При обследовании водоемов особенно следует обращать внимание на места, где имеются полусгнившие древесные остатки или скопления помета летучих мышей. Сбор водных животных при помощи пинцета и сачка необходимо дополнять ловушками, которые дают хорошие результаты. В глубоких же или по тем или иным причинам труднодоступных пещерных водоемах ловушки являются единственным методом сбора.

Употребляется несколько типов ловушек. Первые тип — простой сачок диаметром в 20 см, с глубоким мешком из мелкого мельничного газа (за неимением его — из другой частой материи); на входном отверстии крест-накрест привязаны 2 шнура и в центре, на пересечении их, прикрепляется приманка (кусочек мяса, сыр, мертвая улитка и пр.). На дно мешка кладется камень и сетка на шнуре опускается на дно

водоема в пещере. Через несколько часов или даже суток ловушка вынимается, организмы выбираются и фиксируются. Удобнее всего в качестве ловушки пользоваться планктонной сетью, к которой к ободу привязаны шнурки для приманки; после выборки из сетки пойманных крупных животных, вода из стаканчика обычным образом сливается в банку и фиксируется формалином или спиртом. В воде могут оказаться мелкие организмы, которые ускользают при выборке непосредственно из сетки.



Фиг. 2. Ловушка Борущкого.

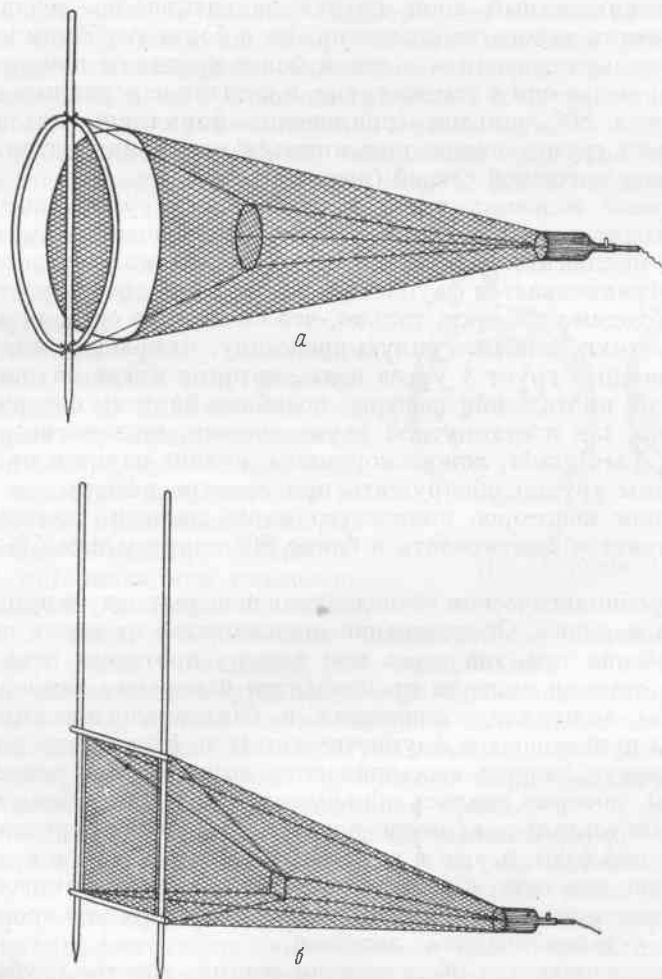
Хорошие результаты дают употребляющиеся нами специальные ловушки (фиг. 2), состоящие из металлического цилиндра, одно отверстие которого закрывается крышкой, а к другому припаивается конус с металлической трубкой в середине; на конец трубки надевается короткая резиновая кияшка и зажим. Верхние две трети цилиндра несут несколько рядов отверстий диаметром от 1 см в верхней трети до 2 мм в средней. На дно ловушки кладется круг из крупноячеистой сетки (сторона ячеи 1 см). Ловушка в закрытом виде с соответствующей приманкой внутри опускается на шнуре на дно и через несколько часов или дней вынимается. Зажим открывается и все содержимое ловушки сливается в банку. Подобные ловушки можно сделать из консервной банки, и пойманных рачков вынимать пинцетом. Хорошей ловушкой может служить простая бутылка из светлого стекла с вогнутым дном; на дне пробивается небольшое отверстие, через горлышко кладется приманка, и бутылка затыкается пробкой. В ловушки обычно идут в большом количестве крупные ракообразные (*Amphipoda*, *Isopoda*, *Decapoda*) и ресничные черви (*Turbellaria*).

В пещерных водоемах с текучей водой для ловли нектонных, а также планктонных организмов хорошие результаты дает применение в качестве ловушки-верши количественной сетки Апштейна, но с конусом внутрь сетки (фиг. 3, а). Сетка ставится на дно ручья входным отверстием против течения и закрепляется в таком положении металлическим стержнем, шестом или каким-либо другим способом. Организмы, несомые течением по дну и в толще воды, попадают в сетку-вершу и задерживаются в ней. Для этих целей удобнее пользоваться планктонной сеткой-вершой с квадратным входным отверстием (фиг. 3, б), употребляемой нами для количественного учета сестона горных рек с быстрым течением. Квадратное отверстие способствует более полному захвату сестона, проходящего через определенное сечение, особенно в придонном слое. Сетка закрепляется на дне двумя боковыми штангами. Для полноты фаунистического обследования необходимо взять планктонные пробы и пробы грунта. Для планктонных сборов употребляется обычная планктонная сеть из мельничного газа № 25/77 с несколько укороченным конусом. Ввиду того, что в пещерных водоемах планктон очень беден, необходимо профильтровывать как можно большее количество воды, забрасывая несколько раз сетку. Каждый раз содержимое стаканчика сливается в банку, затем все это концентрируется через сетку и фиксируется формалином. Пробы грунта берутся сачком или той же планктонной сеткой. Употребляющийся

для исследования
щины, обода д
газа глубиной
Сачком сначала
тровывается че

руется в бан
и грунта сод
coida, Ostrac
ресничных че
и пр. Ловы
лишенных гр
кие прозрачн
Таким мет
дна, так как

для исследования в пещерах сачок состоит из металлического, 5 мм толщины, обода диаметром в 15 см, в котором пришит мешок из мельничного газа глубиной 12 см, причем дно мешка такого же диаметра, как обод. Сачком сначала взмучивается ил, и уже затем взмученная вода фильтруется через сачок; оставшийся в сачке грунт с организмами фикси-



Фиг. 3. Верша — планктонная сеть.
Объяснение в тексте.

руется в банке 80° спиртом или 4%-м формалином. Такие пробы воды и грунта содержат много мелких ракообразных (*Cyclopoida*, *Harpacticoida*, *Ostracoda*, мелкие *Isopoda*, *Amphipoda*), клещей (*Halacaridae*), ресничных червей (*Turbellaria*), мелких *Mollusca* (*Pisidium*, *Noratia* и др.) и пр. Ловы сачком необходимо производить и в совершенно чистых, лишенных грунта водоемчиках на сталагмитах; здесь обитают очень мелкие прозрачные пещерные веслоногие рачки (*Copepoda*).

Таким методом можно обловить сравнительно незначительную площадь дна, так как взмученный пещерный грунт очень плохо промывается через

мельничный газ, получается большой остаток в сачке и, следовательно, большое количество проб требует значительного количества банок. Но только при помощи такого метода можно обнаружить мельчайших ракообразных, ресничных червей, коловраток, простейших и водоросли. Для добычи более крупных организмов (моллюски и др.), обитающих на дне водоема, поверхностный слой грунта захватывается незначительными порциями сачком такого же диаметра, но с более глубоким мешком, сделанным из мельничного газа с ячейей более крупного номера. Захваченный грунт промывается в том же сачке, и остаток перекладывается в банку и фиксируется 80° спиртом (применение формалина не желательно). Для промывки грунта можно пользоваться маленьким ситом, диаметром в 20 см, с металлической сеткой (ячей в 0.5 мм).

В пещерных водоемах часто встречаются и сухопутные животные, которые заходят в воду в поисках пищи (многоножки, жуки, мокрицы, сухопутные моллюски). Их вылавливают сачком или пинцетом.

Этим и ограничивается фаунистическое и флористическое обследование пещер. Необходимо добавить только, что следует не оставлять без внимания влажные мхи, лишай, гнилую древесину, отложения помета летучих мышей и влажный грунт у уреза воды, которые могут находиться в разных местах на протяжении пещеры; подобные биотопы содержат как элементы водной, так и сухопутной фауны (клещи, веслоногие раки, иногда *Amphipoda*, *Tardigrada*, ложноскорпионы, мелкие пауки и пр.), а так как эти организмы трудно обнаружить при осмотре пещеры, то необходимо брать целиком некоторое количество мхов, лишайев, помета, гниющего дерева и грунта и фиксировать в банке 80° спиртом или 4%-м формалином.

При гидробиологическом обследовании пещеры следует придерживаться следующего порядка. Обследование производится от входа пещеры к середине, особенно там, где через всю пещеру протекает река или ручей. На каждой станции сначала производится измерения температуры и берутся пробы воды для химических и бактериологических анализов.¹ После этого приступают к фаунистическому и флористическому обследованию. В первую очередь вылавливаются пинцетом или сачком все крупные объекты, которые удалось обнаружить простым глазом; затем производится планктонный лов; после планктонных ловов берутся пробы сачком взмученной воды, и уже в последнюю очередь берется грунт для промывки в сачке или сите, а также пробы грунта для механического, химического и бактериологического анализов. Когда вся эта процедура будет проделана, устанавливаются ловушки.

В малодоступных для обследования местах, как то: глубокие подземные озера, водоемы в узких глубоких расщелинах, подземные колодцы и пр., где невозможно производить указанные исследования, обязательно ставятся ловушки. Для добычи крупных животных (позвоночные и ракообразные) ставятся на несколько часов или на сутки небольшие верши или описанные выше ловушки. Для поимки мелких донных ракообразных и турбеллярий с успехом применяются плоские металлические ловушки (фиг. 4), наполненные хорошо промытым мхом; ловушка на шнуре (лучше на звонковом проводе) опускается на дно водоема и вынимается через 2—3 недели; все содержимое ловушки вместе с мхом фиксируется спиртом или формалином.

¹ Методику бактериологических исследований см. в главе 34 этой книги.

Вышеуказанных, но и не полностью выясни-

Для проведения производных не представляет значительных трудностей применяемые количественные насосы планктон под землей и мнимым входом и хороших сред

В большинстве случаев учет производится ступенными мет

Количество влажных мхов, тельных водое не представля Мхи и помет ределенной п различных мес При дальнейшем ке добытого м прополаскиван формалином после отмывк и животных и как проба пла дой составной ных организмо объема или ве

Количество чейков) произв чественный уч то макрофауна путные органи достаточно общ дом площадок. ных квадратов, литорали повер сложных и тя работы невозм вания очень ле товыми квадрат электрического ных расстояния тую края ст с прорезанными

¹ Методику о

и, следовательно, качества банок. Но мельчайших рако и водоросли. Для обитающих на дне незначительными ким мешком, сде- омера. Захвачен- дывается в банку не желательно). ритом, диаметром

утные животные, жуки, мокрицы, нцетом.

кое обследование влять без внима- помета летучих аходиться в раз- держат как эле- ие раки, иногда и пр.), а так как то необходимо мета, гниющего 4%-м формали-

придерживаться да пещеры к се- ека или ручей. пературы и бе- ких анализов.¹ ескому обследо- чком все круп- м; затем произ- тся пробы сач- грунт для про- ческого, хими- процедура будет

убокие подзем- мные колодцы я, обязательно точные и рако- ние верши или кообразных и екие ловушки шнуре (лучше имается через уется спиртом

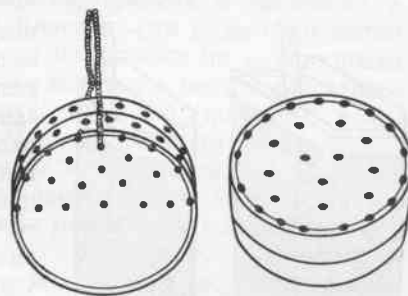
Вышеуказанную методику желательно применять не только в стационарных, но и в экспедиционных условиях, так как она позволяет довольно полно выяснить состав гидрофауны и гидрофлоры пещеры.

Для проведения целого ряда стационарных исследований необходимо производить количественный учет водного населения пещеры, что представляет значительные трудности. Приборы для количественного учета, применяемые при работах на поверхностных водоемах (дночерпатели, количественные планктонные сети, планктоночерпатели, стратометры, насосы планктонные и пр.), слишком громоздки и неудобны при работах под землей и могут быть применены лишь в очень больших пещерах с удобным входом и галереями, большими подземными водоемами, при наличии хороших средств передвижения по воде (лодки, плоты) и хорошего освещения.

В большинстве же пещер количественный учет водного населения приходится производить иными, более доступными методами.

Количественный учет населения влажных мхов, помета или незначительных водоемов на камнях, или луж не представляет особенной трудности. Мхи и помет собираются в банку с определенной площади дна или стен из различных мест на протяжении пещеры. При дальнейшей лабораторной обработке добытого материала мхи тщательно прополаскиваются в банке с 4%-м формалином и после обсушивания взвешиваются. Осадок в банке после отмычки мхов, состоящий из минеральных частиц, детрита и животных и растительных организмов обрабатывается счетным методом, как проба планктона, причем можно получить как объем, так и вес каждой составной части осадка.¹ Помет летучих мышей, после выборки крупных организмов, обрабатывается отдельными порциями определенного объема или веса, так же как планктонная проба.

Количественный учет населения мелких водоемов (луж, озерков, ручейков) производится следующим образом. Сначала производится количественный учет крупных организмов. Если водоем очень мал (лужа), то макрофауна (Amphipoda, Decapoda, Mollusca, а также крупные сухопутные организмы) учитывается визуально во всей луже. Если же водоем достаточно обширен, то учет макрофауны лучше всего производить методом площадок. Ввиду того, что употребление металлических или деревянных квадратов, применяемых при количественном учете макронаселения литорали поверхностных озер и рек (не говоря уже о разных моделях сложных и тяжелых количественных приборов), в пещерных условиях работы невозможно из-за громоздкости рам и из-за неминуемого взмучивания очень легких иловых отложений, то лучше всего пользоваться световыми квадратами или кругами. Для этого у обыкновенного карманного электрического фонаря определяется площадь освещаемой зоны при разных расстояниях от источника света до дна водоема. Путем закрашивания тушью края стекла фонаря или закладывания в фонарь черного картона с прорезанными различной величины квадратами или кругами можно при

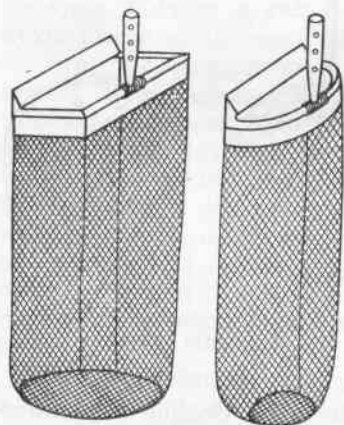


Фиг. 4. Ловушка Zariquiey. (По Chappuis, 1930).

¹ Методику обработки планктона см. в главе 37 этой книги.

постоянном расстоянии между источником света и дном водоема получать освещенный квадрат или круг в 0,5, 1,0, 1,5 м² и более. В пещере в абсолютной темноте в разных местах водоема освещается фонарем определенная площадь дна, где и просчитываются все крупные, заметные простым глазом, организмы. В световую площадку попадают не только Amphipoda и Isopoda, обычно передвигающиеся по дну, но и креветки, предпочитающие держаться в толще воды. Только таким методом можно учесть быстро передвигающихся крупных бенто-нектонных ракообразных, которые, обычно, не улавливаются количественными орудиями сбора.

Биомассу учтенных организмов получают, исходя из средних весов животных, добытых в том же месте водоема ловушками или сачками.



Фиг. 5. Скребок для сбора фауны в колодцах.

Для количественного учета бентоса удобнее всего пользоваться скребком-драгой, применяемой для изучения фауны и флоры колодцев (фиг. 5). Прибор на шнуре забрасывается на дно и протягивается заданное расстояние. Захваченный с определенной площади грунт промывается или в этой же драге, мешок которой сделан из мельничного газа, или выливается в металлическое сито и в нем промывается. Но, конечно, удобнее прибором пользоваться, как скребком на штанге, так как с большей точностью можно опустить его в намеченное место дна водоема, погрузить скребок в грунт на желаемую глубину и более точно обловить требуемую площадь дна. Применением такой методики можно произвести количественный учет макробентоса. Для количественного учета микробентоса необходимо скребком захватить с определенной площади дна самый по-

верхностный слой грунта и тщательно промывать его частями в ситах из мелкойчеистой мельничного газа. Оставшийся в сите грунт с организмами фиксируется в банке 4%-м формалином (нейтрализованным содой). Дальнейшая лабораторная обработка пробы производится методом отмучивания.

Количественный учет организмов планктона производится той же планктонной сетью, которая применяется для количественных планктонных ловов в пещерах с той лишь разницей, что сетка протягивается определенное количество метров. Для количественного учета планктона можно применять лодочный насос, очень удобный в пещерных условиях работы. Вода насасывается в мерный сосуд (лучше всего брезентовое ведро) и затем профильтровывается через планктонную сеть или насасывается непосредственно в сетку; в последнем случае предварительно измеряется сила насоса. Насос можно применять и для качественных и количественных сборов микробентоса, применяя его вместо илососа для насасывания придонных слоев воды и поверхностного слоя грунта.

Имея в виду большую роль, которую играют бактерии в динамике органического вещества в пещерах, следует обратить особое внимание на качественный и количественный состав бактериальной флоры воды и грунта водоемов. Методика количественных бактериологических исследований изложена в главе 34 этой книги.

Еще более озер или бо пещерах. При ностных водое вышеописанн тели для при количественно

Если мы мо водоемах, то фреатических капиллярных доступными д земли, и гидро ного (источни провода, бур в водоемах не эти организмы и флоры разл ссийнов.

При фауни нять в каждом

В источник мого выхода в температурные щих этот родни самих родник а ограничимся ловли организ

Прежде все ность земли ос земное течение ршие результа ственный цилин, припаяна мелк исследователь с течение родник В месте выхода выворачивать а также обраца вянистого покр способом удае Isopoda и Deca

Чрезвычайно сетку. Для этих или Джеди, при фиг. 3). Можно струкции. Реко непосредственно затор или боль через сосуд, а

Еще более затруднителен количественный учет в больших глубоких озерах или больших подземных реках в трудно доступных для посещения пещерах. Применение такой же методики, как для исследования поверхностных водоемов, в данном случае совершенно отпадает, применение же вышеописанных методов в лучшем случае даст количественные показатели для прибрежной зоны, глубинная же зона недоступна и останется количественно не обследованной.

Методика изучения фреатических вод

Если мы можем производить исследования непосредственно в пещерных водоемах, то мы лишены такой возможности в отношении исследования фреатических и интерстициальных вод, циркулирующих в трещинах и капиллярных ходах различных водоносных пластов. Эти воды становятся доступными для изучения лишь после своего появления на поверхности земли, и гидробиологическое исследование их ведется в местах естественного (источники, родники, ключи) или искусственного (колодцы, водопроводы, буровые скважины) выхода их. Часть населения, обитающего в водоемах недр земли, течением выносится на поверхность, и, учитывая эти организмы, мы до некоторой степени можем судить о составе фауны и флоры различных водоносных горизонтов и различных подземных бассейнов.

При фаунистическом изучении фреатических вод приходится применять в каждом отдельном случае различную методику.

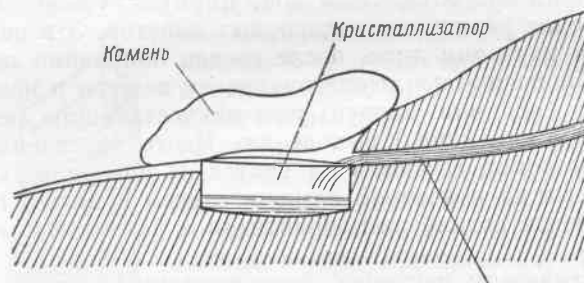
В источниках и родниках подземная фауна задерживается лишь у самого выхода вод, где, обычно, образуется небольшой водоемчик и где температурные условия почти такие же, как и в подземных водах, питающих этот родник. Мы не будем останавливаться на методике исследования самих родников, так как она изложена в главе 40 настоящей книги, а ограничимся лишь приведением некоторых методов, применяемых для ловли организмов при самом выходе подземных вод.

Прежде всего следует провести у самого выхода родника на поверхность земли основательные ловы сачком, стараясь проникнуть им в подземное течение родника. Если его диаметр не позволяет это сделать, хорошие результаты может дать применявшийся нами металлический толстостенный цилиндр диаметром 6—7 см и высотой 10—11 см, к дну которого припаяна мелкоячеистая медная сетка. Зажав такой цилиндр в кулаке, исследователь стремится просунуть руку как можно глубже в подземное течение родника и там «драгирует» цилиндром между камнями и галькой. В месте выхода источника на поверхность земли необходимо, кроме того, выворачивать крупные камни и осматривать их нижнюю поверхность, а также обращать внимание на нижнюю поверхность дерновин мха и травянистого покрова, иногда нависающих над берегами источника. Таким способом удается обнаружить некоторые виды подземных Amphipoda, Isopoda и Decapoda.

Чрезвычайно желательно приладить к выходу источника планктонную сетку. Для этих целей лучше использовать количественную сеть Апштейна или Джеди, применяя ее как вершу с верхним конусом внутрь (см. выше, фиг. 3). Можно установить у выхода ключа ловушки, описанной выше конструкции. Рекомендуется пользоваться и таким весьма простым приемом: непосредственно перед выходом ключа в грунт вкапывается кристаллизатор или большая банка таким образом, чтобы вода родника протекала через сосуд, а сверху этот сосуд прикрывается камнем, защищающим

его от действия солнечных лучей. На дне такой ловушки скапливаются выносимые ключом подземные организмы, долго остающиеся живыми. На дно сосуда можно положить немного преварительно высушенного мха (фиг. 6).

До сих пор совершенно не разработана методика исследования фауны ключей, открывающихся на дне поверхностных водоемов. Несомненно, случайные находения таких форм, как *Bathynella* на дне оз. Байкал, *Stigobromus pusillus* в Телецком озере, *Synurella mestscherica* в озерах Мещерской низменности, *Niphargus* в заливе Кендерли в Каспии, связано с выносом их в озера или море ключевыми водами. В настоящее время можно только рекомендовать дночерпательные, драгажные и планктонные ловы в местах выхода ключевых вод. Возможно, положительные ре-



Фиг. 6. Ловушка-кристаллизатор. (По Spandl, 1925).

зультаты дадут ловушки, описанные выше, установленные в озере у выхода родников.

Наиболее хорошие результаты дает исследование колодцев и водопроводов. В колодцах, особенно крытых, благодаря сохранению низких и постоянных температур и абсолютной темноте и благодаря высокой концентрации пищевых ресурсов, поступающих как вместе с грунтовыми водами, так и непосредственно через верхний вход, создаются условия, весьма благоприятные для обитания подземной фауны и флоры. Население толщи воды колодца, т. е. планктон, облавливается обычными качественными и количественными планктонными сетками из мелкого газа (№ 25/77); следует, однако, иметь в виду, что планктон в колодцах так же беден, как и в пещерных водоемах, поэтому необходимо производить возможно большее количество ловов. Наилучшие результаты при исследовании колодцев дает применение ручного переносного насоса со шлангом, который употребляется для количественного изучения планктона озер. Опуская шланг на разные глубины в колодец, можно брать пробы с различных горизонтов. Таким образом, при помощи насоса можно брать планктон с любой глубины, причем насосываемая вода процеживается через планктонную сеть. Применение насоса дает хорошие результаты и при изучении придонной и донной фауны и флоры колодцев; шланг насоса опускается до дна, и таким образом насосывается придонная вода с поверхностными слоями донных отложений. Только таким методом можно собрать большое количество евтроглобионтных *Ostracoda*, *Haracticoida*, *Turbellaria* и других представителей микробентоса. Кроме качественного изучения фауны и флоры, насосом можно производить и количественные исследования; для этого насосываемое количество воды измеряется определенного объема сосудом (ведра, баки и пр.) и затем уже процеживается через планктонную сеть.

Более крупные *Turbellaria* и другие типы которых

В колодцах... ных или каменных... шаев и плеснев... биопленозов удоб... стого мельнично... полукруг или... наибольшая сто... шит глубокий м... К противополо... В неглубоких... надетым на штап... на шнуре, как... чтобы плоская р... можно употребл... ракообразных, д... от обычной пла... чественного и н... дать примени... В. Н. Грезе или

Такую методику в открытых колодцах является возможным... щих исследований... через планктон... следований дост... и через нее проф... исследований пр... яемое ведрами, профильтровыва... добной методики колодца берется

Для количественного рабочего дна

Во избежание употребления

Источники, рывые воды из... глубокие водоно... жения, и вода из... хода через ряд... изучении водопр... с грунтовыми во... и населяющие их... нее время изучен... дало исключител...

Методика изу... И водопроводно...

¹ Здесь приводятся грунтовыми

Более крупных представителей фауны колодцев (*Amphipoda*, *Isopoda*, крупные *Turbellaria* и др.) можно добывать при помощи ловушек, различные типы которых описаны в разделе методики изучения пещерных вод.

В колодцах наблюдается довольно богатая фауна и флора на деревянных или каменных стенах. Здесь довольно обычны наросты из мхов, лишайев и плесневых грибов с богатой микрофауной. Для изучения этих биоценозов удобнее всего пользоваться скребком с мешком из мелкочейистого мельничного газа. Входное отверстие скребка представляет собой полукруг или полуквадрат с режущим краем (диаметр полукруга или наибольшая сторона параллелограмма) в 15—20 см длиной; к раме пришит глубокий мешок (30—40 см) из мелкочейистого мельничного газа. К противоположной стороне рамы приваривается трубка для штанги. В неглубоких колодцах наросты со стенок соскабливаются скребком, надетым на штангу; в глубоких же колодцах скребок приходится опускать на шнуре, как планктонную сеть, и поднимать его вверх таким образом, чтобы плоская режущая сторона шла по стенке колодца. Этот же скребок можно употреблять и как планктонную сеть и как ловушку для крупных ракообразных, для чего удобнее к концу мешка приладить стаканчик от обычной планктонной сетки. Хорошие результаты для изучения качественного и количественного состава населения стен колодца может дать применение облегченной модели количественной салазочной драги В. Н. Грезе или В. Д. Гордеева (см. главу 40 этой книги).

Такую методику для изучения колодезных вод можно применять только в открытых колодцах. В крытых же колодцах с насосом, если не представляется возможности временно открыть их для проведения соответствующих исследований, приходится ограничиться только процеживанием через планктонную сеть воды, накачанной насосом. Для качественных исследований достаточно планктонную сетку подвешивать к желобу насоса и через нее профильтровывать накачиваемую воду; для количественных же исследований профильтровывается определенное количество воды, измеряемое ведрами, или, если известен дебит колодца, накачиваемая вода профильтровывается в течение определенного времени. Недостатком подобной методики является то, что не известно, из какой толщи воды колодца берется проба.

Для количественного учета фауны дна колодца вполне применим рабочий дночерпатель типа Экман—Берджа.

Во избежание загрязнения колодца необходимо все приборы перед употреблением тщательно промыть той же колодезной водой.

Источники, родники и колодцы в большинстве случаев дают грунтовые воды из сравнительно неглубоких водоносных горизонтов. Более глубокие водоносные горизонты обычно используются в целях водоснабжения, и вода из них появляется на поверхности земли только после прохода через ряд водопроводных сооружений и водопроводную сеть. При изучении водопроводной воды¹ исходят из тех соображений, что вместе с грунтовыми водами неминуемо должны попадать в водопроводную сеть и населяющие их организмы. И, действительно, предпринимаемое за последнее время изучение фауны водопроводов, особенно в карстовых областях, дало исключительно интересные результаты.

Методика изучения населения водопроводной воды крайне простая. К водопроводному крану подвешивается планктонная сеть, через которую

¹ Здесь приводится методика изучения фауны и флоры водопроводов, питающихся грунтовыми водами и содержащих евтроглобионтные организмы.

профильтровывается вода. Надо иметь в виду, что фауна водопродной воды крайне бедна и для получения ощутимых результатов необходимо профильтровывать сотни и тысячи литров воды. Наилучшие результаты, конечно, дают пробы, взятые из кранов, находящихся в непосредственной близости от выхода грунтовых вод. Для получения количественных данных необходимо знать объем профильтрованной воды, для чего предварительно определяется количество воды, подаваемое краном в минуту.

Крайне интересные результаты дает исследование грунтовых вод, добываемых при гидрогеологическом бурении. Лишь за последнее время спелеобиологи обратили внимание на те большие возможности для изучения населения подземных вод (от интерстициальных и самых поверхностных фреатических до погруженных глубоко в недрах земли артезианских и минеральных), которые дают гидрогеологические исследования. Только метод бурения позволяет обнаружить расположение водоносных горизонтов и получить образцы вод из них для химического, бактериологического и биологического анализов. К сожалению, до сих пор при гидрогеологических изысканиях совершенно не обращалось внимание на животное население водоносных горизонтов. Только в исключительных случаях животные привлекали внимание гидрогеологов, как это было, например, при бурении в районе Мацесты, когда в одном из водоносных горизонтов были обнаружены пещерные креветки *Troglocaris schmidtii* (Бирштейн, 1948). А сколько ускользает от внимания исследователей микроскопических животных!

Работы такого характера должны проводиться совместно с гидрогеологами, тем более, что полученные фаунистические результаты могут быть использованы для гидрогеологических целей. Подземные обитатели со временем могут играть роль индикаторов происхождения грунтовых вод, приуроченности их к определенному водоносному горизонту, т. е. отвечать на вопросы, чрезвычайно важные для гидрогеологов.

Получаемые при бурении грунтовые воды фильтруются через обыкновенную планктонную сеть, причем процесс фильтрации должен длиться в течение многих часов, так как фауна глубоких горизонтов грунтовых вод чрезвычайно бедна. Что касается методики бурения скважин, то интересующиеся найдут ее в соответствующих руководствах (например: Калинин, 1949).

Методика изучения интерстициальных вод

Под интерстициальными водами подразумеваются грунтовые воды, заполняющие капиллярные ходы поверхностных песчаных и галечных отложений. Фауна и флора подобных биотопов в высшей степени своеобразна и довольно богата качественно и количественно (*Algae*, *Protozoa*, *Copepoda*, *Mystacocarida*, *Rotatoria* и др.). Изучение ее еще только начинается, но уже те данные, которые получены в результате немногих исследований, указывают на безусловную необходимость усиления и расширения подобных исследований. Достаточно напомнить, что именно в интерстициальных водах недавно обнаружен представитель нового отряда ракообразных *Mystacocarida* — *Derocheilocaris typicus* Pennack et Zinn.

Методика фаунистического и флористического изучения интерстициальных вод не сложна. Влажные песчаные или галечные отложения на берегу моря, озера или реки захватываются металлической лопатой, совком, ведром и пр., и захваченная порция промывается методом отмучивания в ведре или в каком-либо другом сосуде. Сам процесс отмучивания про-

изводится следующим образом: в ведро опускается дестиллированная тонкая сетка, и вода процеживается. Затем вода отмучивается: воду сливают в ведро, вымыты, сливают в ведро из газа № 2. Другими способами отмучивания в тарелках.

Хорошие результаты дает метод вымывания этих целей лопатой. Влага из почвы вымывается из почвы. Вода сначала делается чистой, чистой водой; по таты при раб участка грун

Наконец, при (Chapman) шие в глубин тровалась че добыть богат изопод из сем ных рядом (в ямах оказала и от фауны н выяснилось, ч ные и интере концентраци ных в предел гаемый метод регах рек с п

Методика ных вод сове методы. Для или гальки и 1 м³ грунта ил необходимо зн Для этого бере помещается в испарения вор вода будет со щейся в пробе воды можно по ном объеме во полученных п в разграфленн счета части пр обработке кол

изводится следующим образом. К порции влажного грунта в сосуде нали-
вается дистиллированная, кипяченая или профильтрованная через планк-
тонную сетку вода; содержимое в сосуде тщательно размешивается и взму-
щенная вода с организмами, вымытыми из грунта, сливается в банку;
отмучивание каждой порции необходимо производить несколько раз и
воду сливать в ту же банку. После того как все организмы из грунта будут
вымыты, слитую воду в банку процеживают через планктонную сетку
из газа № 25/77. Выборку организмов из грунта можно производить и
другими способами, например промыванием грунта дистиллированной,
кипяченой или профильтрованной водой через стеклянную воронку или
отмучиванием небольшими порциями в фотографических кюветках или
тарелках.

Хорошие результаты при изучении населения интерстициальных вод
дает метод высасывания влаги из песка и гальки. Наиболее удобен для
этих целей лодочный насос, применявшийся нами также для высасывания
влаги из моховых гипновых и сфагновых подушек при изучении фауны
болот. Вода или непосредственно высасывается насосом из грунта, или
сначала делается узкое углубление, которое заполняется интерстициаль-
ной водой; последняя и высасывается при помощи насоса. Лучшие резуль-
таты при работе насосом дает предварительное увлажнение исследуемого
участка грунта профильтрованной водой.

Наконец, весьма простой, но эффективный прием рекомендует Шап-
пюи (Chappuis, 1942). В 1—2 м от берега реки он вырывал ямы, достигав-
шие в глубину уровня речной воды. Наполнявшая яму вода затем филь-
тровалась через обычную планктонную сетку. Таким образом удалось
добыть богатую и своеобразную фауну, в частности мелких подземных
изопод из семейства *Microparasellidae*. Замечательно, что в трех выкопан-
ных рядом (на расстоянии 5 м друг от друга по направлению от реки)
ямах оказалась различная фауна. По своему составу она резко отличалась
и от фауны колодца, расположенного еще дальше от реки. Кроме того
выяснилось, что именно облов первого наполнения ям дает наиболее обиль-
ные и интересные сборы. Все это, по мнению Шаппюи, указывает на
концентрацию в каждой яме населения капиллярных ходов, расположен-
ных в пределах небольшого окружающего яму пространства. Предла-
гаемый метод особенно хорош для сбора интерстициальной фауны на бе-
регах рек с песчаным или мелкогалечным грунтом.

Методика количественного изучения фауны и флоры интерстициаль-
ных вод совершенно не разработана. Можно рекомендовать следующие
методы. Для количественного изучения брать определенный объем песка
или гальки и количество обнаруженных организмов пересчитывать на
1 м³ грунта или на 1 м³ интерстициальной воды. Для последнего пересчета
необходимо знать количество воды, содержащейся в данной пробе грунта.
Для этого берется параллельная проба грунта такого же объема, которая
помещается в большую стеклянную воронку над банкой; во избежание
испарения воронка сверху плотно закрывается. Собравшаяся в банке
вода будет соответствовать почти всей интерстициальной воде, содержа-
щейся в пробе грунта. Приблизительные количественные величины в 1 м³
воды можно получить и при просчетах количества организмов в определен-
ном объеме воды, добытой из грунта насосом. Количественная обработка
полученных проб воды производится или методом просчета всего осадка
в разграфленных чашках Петри или в камере Богорова, или методом про-
счета части пробы на пластинках или в счетной камере, применяемых при
обработке количественных проб планктона (см. главу 37 на стоящей книги).

Представляет значительный интерес вертикальное и горизонтальное распределение населения интерстициальных вод. Подобных исследований еще не производилось, но, несомненно, они должны дать положительные результаты. Количественная и качественная обработка проб, взятых из разных горизонтов интерстициальных вод и удаленных на различное расстояние от уреза воды, должна дать интересную картину распределения организмов. Несомненно, это распределение в горизонтальном и вертикальном направлениях будет меняться по сезонам, изменяться в зависимости от метеорологических условий, в зависимости от цикличности форм и пр. Желательно подобные исследования сопровождать гидрохимическими и бактериологическими анализами вод.

Методика изучения артезианских и минеральных вод

В настоящее время нет никаких данных о фауне глубоких артезианских и минеральных вод. Имеющиеся же незначительные данные о фауне естественных минеральных источников (например нарзанных ключей на Кавказе) не дают никакого указания на специфичность ее. Однако погребенные глубоко в недрах земли артезианские и минеральные воды в большинстве случаев не безжизненны. Они населены в основном бактериальной флорой, и при изучении их до сих пор проводились только бактериологические и гидрохимические исследования, попыток же более широкого биологического изучения этих вод, как мы указывали выше, до сих пор не было. Для этих целей можно применять ту же методику, которая описана выше — процеживание исследуемых вод через планктонную сеть. Надо иметь в виду, что для получения ощутимых результатов необходимо профильтровывать через планктонную сеть еще большее количество воды, чем при изучении грунтовых вод, т. е. тысячи литров.

ЛИТЕРАТУРА

- Бирштейн Я. А. Нахождение пещерной креветки *Troglocaris* в грунтовых водах Мацесты и связанные с этим вопросы. *Biospeleologica sovjetica*, X. Бюлл. Моск. общ. испыт. прир., Отд. биол., LIII, 3, 1948.
- Бирштейн Я. А. и Е. В. Боруцкий. Жизнь в подземных водах. Жизнь пресных вод СССР, III, 1950.
- Каменский Г. Н. Поиски и разведка подземных вод. Гостеолиздат, 1947.
- Калинников А. В. Буровое дело. Госсельхозиздат, 1949.
- Овчинников А. М. Минеральные воды. Гостеолиздат, 1947.
- Садовский А. А. *Xiphocaridinella kutaissiana* n. g. et sp. (Athyidae) из подземных пещер под Кутаисом. Закавказск. краеведч. сборн., сер. А, Естествознание, 1930.
- Chappuis P. A. Die Tierwelt der unterirdischen Gewässer. Die Binnengewässer, III, 1927.
- Chappuis P. A. Methodik der Erforschung der subterranean Fauna. Abderhalden's Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, Bd. IX, Teil 7, 1930.
- Chappuis P. A. Eine neue Methode zur Untersuchung der Grundwasserfauna. Acta Scient. Math.-Nat. Kolozsvár, 6, 1942.
- Dudich E. Die speläologische Station zu Postumia und ihre Bedeutung für die Höhlenkunde. Speläol. Jahrb., XIII/XIV, 1932—1933.
- Morton F. und H. Gams. Höhlenpflanzen. Speläol. Monographien, IX, 1926.
- Spandl H. Die Tierwelt der unterirdischen Gewässer. Speläol. Monographien, V, 1925.

Агар Рана 82
— Старкэя 94
Аглинцев К. 1
Акимов О. 235
Алабышев В. 1
Алеев Б. С. 15
Алекин О. А. 1
— приготовлен
— разложение
Алехин В. В. 1
Аллен (Allen E.)
приспособлен
30
Аллисон (Allison)
— стерилизация
Альстерберг (A)
анализ бактери
— биологическ
404—406, 40
— гранулометри
— диатомовый
— механически
— минералогич
— пылевой 4
— физический 4
— химический
— экологическ
Анисимова Н.
аппарат В. М.
— Сокслета, ма
— фильтроваль
Арасимович В. 1
Аренштейн А. 2
— сетчатый оку
Аржанов С. П.
Аристовский В.
вания анаэро
Арнольд И. Н.
Арнольди В. М.
Артари А. П. 12
ауксанограмма, 1

Бактерий измере
Барабаш-Никиф
Барина С. А.
Баркер (Barker)
Бартоломью (Ba
121
Барышева К. П.

¹ Цифры, напечатанные в скобках, означают номер рисунка.

АЛФАВИТНЫЙ УКАЗАТЕЛЬ ИМЕН И МЕТОДОВ¹

- Агар Рапа 82
 — Старкэ 91
 Аглинцев К. К. 418, 421, 435, 436, 437
 Акимов О. 239, 249
 Алабышев В. В. 383, 400, 410
 Алеев Б. С. 151, 157
 Алевин О. А. 119
 — приготовление реактива 55
 — разложение нитритов мочевиной 54
 Алехин В. В. 169, 172, 175, 181
 Аллен (Allen E. J.) 131, 157
 приспособление для погружения стекол 30
 Аллисон (Allison F. E.), 133, 157
 — стерилизация водорослей 133
 Альстерберг (Alsterberg G.) 373, 381
 анализ бактериологический 444
 — биологический (биоанализ) 399, 401, 404—406, 409
 — гранулометрический 409
 — диатомовый 404
 — механический 444
 — минералогический 409
 — пылевой 402, 404, 409
 — физический 409
 — химический 405, 409, 444
 — экологический 404, 406, 409
 Анисимова Н. В. 404, 410
 аппарат В. М. Аристовского 39, 41, 91
 — Сокслета, малый 322
 — фильтровальный 223
 Арасимович В. В. 322, 379
 Арештейн А. 239, 249, 261
 — сетчатый окулярмикрометр 229
 Аржанов С. П. 160, 181
 Аристовский В. М. аппарат для выращивания анаэробов 39
 Арнольд И. Н. 229, 249
 Арнольди В. М. 249
 Артари А. П. 126, 133, 157
 ауксаногамма, 116
 Бактерий измерение 108
 Барабаш-Никифоров И. И. 169, 181
 Барина С. А. 119
 Баркер (Barker H. A.) 121
 Бартоломью (Bartholomew J. W.) 111, 121
 Барышева К. П. 376, 249
 Барышева К. П. описание планиметрического метода 233
 — стерилизация подопытных животных 373
 батометр 219, 224
 — бактериологический 126
 — Н. Н. Жуковского 205, 329, 331, 333
 — метровый, системы Францева 205, 206, 207, 225
 — Молчанова 205
 — Рожко-Рожкевича 205, 225
 батометр Рутнера 205, 206, 225
 батометр-тахиметр 327, 328, 335
 батометр Францева упрощенный 127
 Бейеринк (Beijerinck M.) 157
 — выделение чистых культур 125
 Беклемишев В. Н. 160, 169, 181, 365, 376
 Бекман М. И. 362, 376
 Белоголовая Л. А. 400, 401, 404, 412
 Белозерский А. П. 119
 — прибор для определения общего азота 65, 66
 Беляев Г. М. 376
 — изучение нереса 370
 — способ получения живого веса червя 371
 Бенекке (Bencke W.) 135, 157
 Бенинг А. Л. 249, 398, 410
 бентометр А. А. Садовского 290, 291, 335, 339
 Бердж (Birge E. A.) 252, 262, 323, 381
 Березина Н. А. 319, 361, 365, 376, 377
 Березовский А. И. 169, 181
 бимтрал 282, 283
 — малый мальковый 283
 биологический сток 195
 биолого-гидрологический профиль 335, 336
 биолого-гидрологических графиков построение 336
 Бириштейн Я. А. 438, 450, 452
 Бирюзова В. И. 120
 — изготовление фильтров 21
 бленда окулярная 269
 Близняк Е. В. 5, 6, 328, 377
 блоки гипсовые 140
 Богачев В. К. 169, 181
 Богоров В. Г. 186, 227, 228, 249

¹ Цифры, напечатанные жирным шрифтом, означают страницу, на которой помещен рисунок.

Бокова Е. Н. 119, 377
 — изотермический аппарат 376
 — среда для бактерий, окисляющих метан 86
 Болд (Bold Н. С.) 126, 314, 157
 Боргардт, получение серобактерий 95
 Борисов П. Г. 5
 Боркер (Borker Н. А.) 146, 157
 Боруцкий Е. В. 181, 236, 249, 299, 300, 312, 313, 317, 319—321, 342, 343, 352, 369, 377, 438, 452
 — методика изучения динамики биомассы тендипедид 368
 Боуэн (Bowen V. Т.) 429, 430, 437
 Бочкарев В. В. 418, 437
 Брискина М. М. 377
 Бронштейн З. С. 398, 410
 — приготовление препаратов из ракушковых рачков 396
 Бруевич С. В. 119
 — определение содержания сероводорода 93
 Брук Е. С. 119
 — определение содержания сероводорода 93
 Бумпус (Bumprus D.) 196, 252
 бур геологический 392
 — Гиллера 389
 — Инсторфа 389
 — поршневой видоизмененный Н. В. Корде 390
 — поршневой Б. В. Перфильева 391
 — поршневой В. Н. Сукачева 389, 390, 392
 — Пьявченко и Штедко 389
 — торфяной В. Н. Сукачева 388
 — трубчатый В. Н. Сукачева 391, 393, 392
 Бут В. И. 292, 377
 Буткевич В. С. 119
 — прибор для взятия проб 12
 бутылка для зачерпывания воды 205, 206, 224
 Вальтер (Walter Н. Е.) 353, 382
 ванна мальковая 432, 433
 Варен (Warén Н.) 133, 159
 — прибор для проточных культур 141
 Васильев А. П. 120
 Векслер В. И. 418
 Вельч (Welch Р.) 227, 229, 234, 252, 382
 Верещагин В. И. 160, 181
 Верещагин Г. Ю. 198, 249, 400, 410
 — применение горизонтальной сети 197
 вертушка 328
 весы аналитические 317
 — торсионные 318, 350
 — химико-технические 317
 взвешивание материала 317
 видовое определение фауны 323, 324
 Винберг Г. Г. 157, 224, 250, 262, 321, 322, 377, 426, 437
 — видоизменение метода С. И. Кузнецова 156
 — метод склянок 123, 124

Винберг Г. Г. определение общего количества органического вещества 244
 — определение содержания хлорофилла 243
 Виноградов А. П. 157, 377
 Виноградова Е. А. 401, 410
 Виноградова З. А. 362, 377
 Виноградский С. Н. 119, 63, 64
 — метод избирательных сред 32
 — метод прямого счета 24
 — определение содержания нитрифицирующих бактерий 50
 — получение бесцветных серобактерий 94
 — разводка железобактерий 103
 Вислоух С. М. 250, 410
 — шестибалльная шкала встречаемости 400
 Властов Б. В. 359, 377
 — метод анализа половых продуктов у моллюсков 358
 Вовк Ф. И. 201, 202, 250, 293, 316, 377
 водочерпатель автоматический Паталаса 205
 водяные грабельки 160, 161, 171, 177, 178
 волюминометр Усачева 232
 Воробьев В. П. 360, 377
 — методы изучения динамики численности моллюсков 359
 Воропихин Н. Н. 169, 181
 воронка Бюхнера 222
 Ворошилова А. А. 119
 — метод ультрафильтрации 24
 Воскресенский К. А. 355, 377
 — метод изучения мидий 354, 355
 Вундер (Wunder W.) 208, 209, 252
 Вунди (Wundsch Н. Н.) 382
 выбор типичных створов 332
 выборка материала после промывки через сита 316
 выделение чистых культур 104
 Габе, капиллярный способ прямого счета микроорганизмов в воде 217
 Гаевская Н. С. 131, 157, 236, 250, 321, 353, 378
 — планиметрический метод 233
 — прибор для изучения питания водных животных 360, 361
 — стерилизация подопытных животных 373
 — стерилизация с риванолом 131
 Гайес (Hayes F. А.) 430, 437
 Гайл Г. 213, 222, 250
 Гамс (Gams Н.) 160, 182, 452
 Гарбер Б. И. 245, 250, 362, 378
 Гартман (Hartmann) 135
 гель кремневый 139
 Генг (Geng Н.) 323, 381
 Генерозов В. Я. 169, 170, 181
 Генри (Henry Н. А. Stacey) 112, 121
 Герд С. В. 289, 378
 — картирование озерных биоценозов, 341
 Герлов (Gerloff G. S.) 133, 135, 158

Герлов изменения
 — стерилизация
 Геснер (Gessner)
 Гиллер 389
 Гильзен К. К. 40
 Гирилович Н. А.
 Гладе (Glade R.)
 глубины воды, и
 Глюк (Gluck Н.)
 Годнев Т. Н. 243
 Голл Б. Т. 54
 Голлербах М. М.
 Голубева М. М.
 Горбунов Г. П. 3
 Гордеев В. Д. 28
 Горовиц-Власова
 — бактерий от и
 Горюнова С. В.
 Граевский Э. Я.
 Грандильевская-Де
 гранулометр Ю. И.
 Гребенщикова А.
 Грезе Б. С. 236, 237
 — модификация
 232
 — работа с микр
 Грезе В. Н. 202, 363, 378
 Гринберг Р. 213
 Гричук В. П. 40
 Гросс (Gross J.)
 Грошев Л. В. 41
 груз посыльный
 Гурфейн Л. Н. 23
 Гусева К. А. 126
 157, 205, 217,
 — модификация
 149
 Денди (Dendy J.)
 денитрификация 5
 Деньгина Р. С. 2
 десульфатизация 8
 Джеди (Judy Ch)
 381
 Дженкайн (Jenkin)
 Дзюбан Н. 245, 2
 Дианова Е. В. 1
 — метод ультрафи
 Диксон Б. 189, 25
 Диск белый для
 — ности воды (д
 333, 349, 386
 Дночерпатель 289,
 387, 455
 — Боруцкого 16,
 — ковшевый 16,
 339, 346
 — ковшевый с зу
 — Корда 305
 — коробочный 346
 — Ласточкина и
 297
 — Мордухай-Болт
 — «Океан-50» 302
 — Петерсена 301

- Герлов изменение среды 10, 135
 — стерилизация водорослей, 133
 Геснер (Gessner) 239
 Гиллер 389
 Гильзен К. К. 400, 410
 Гирилович Н. А. 325, 327, 378
 Гладе (Glade R.) 140, 158
 глубины воды, измерение 325
 Глюк (Gluck H.) 182
 Годнев Т. Н. 243, 250, 272
 Голл Б. Т. 54
 Голлербах М. М. 157, 250, 398
 Голубева М. М. 160, 181
 Горбунов Г. П. 378
 Гордеев В. Д. 286, 378
 Горовиц-Власова Л., метод отторжения бактерий от иловых частиц 35
 Горюнова С. В. 232, 250, 272, 273, 278
 Граевский Э. Я. 378
 Грандильевская-Дексбах М. Л. 312, 378
 гранулометр Ю. В. Порошина 330
 Гребеньщикова А. А. 398, 410
 Грезе Б. С. 236, 238, 250, 253
 — модификация волюминметра Усачева 232
 — работа с микроволюминетром 233
 Грезе В. Н. 202, 203, 250, 254, 286, 362, 363, 378
 Гринберг Р. 213, 250
 Гричук В. П. 401, 410
 Гросс (Gross J.) 146, 158
 Грошев Л. В. 418, 437
 груз посылный 194
 Гурфейн Л. Н. 23, 119
 Гусева К. А. 126, 133, 135, 146, 150, 157, 205, 217, 241, 244, 246, 250
 — модификация метода Францева 147, 149
 Денди (Dendy J. S.) 295, 296, 381
 денитрификация 58, 59, 60
 Деньгина Р. С. 289, 378
 десульфатизация 89
 Джеди (Juday Ch.) 190, 252, 263, 323, 381
 Дженкайн (Jenkin P.) 131, 158
 Дзюбан Н. 245, 250
 Дианова Е. В. 119
 — метод ультрафильтрации 24
 Диксон Б. 189, 250
 Диск белый для определения прозрачности воды (диск Секки) 167, 328, 333, 349, 386
 Диочерпатель 289, 314, 315, 345, 368, 387, 455
 — Боруцкого 16, 299, 300, 340, 370
 — ковшевый 16, 293, 301, 302, 333, 339, 346
 — ковшевый с зубчатыми ножами 304
 — Кордэ 305
 — коробочный 346
 — Ласточкина и Уломского 295, 296, 297
 — Мордухай-Болтовского 297, 298
 — «Океан-50» 302, 303, 304
 — Петерсена 301
 — Диочерпатель тросовый 299
 — тросовый коробочный 293
 — трубчатый 340, 344, 370
 — фракционный 333, 341
 — цилиндрический перевортывающийся 295, 296
 — штанговый беспружинный 293, 294, 333
 — штанговый коробочный 293
 — штанговый цилиндрический 293, 294, 295, 296, 341, 346
 — Экмана-Берджа 299, 449
 Доброхотова К. В. 181
 дозиметр 436
 Долгов Г. И. 204, 250, 378
 Домрачев П. Ф. 378
 донной фауны водохранилищ изучение 342, 344
 — — источников (родников) изучение 324, 332—338
 — — озер изучение 339, 340, 341, 342
 драга 171, 280, 285, 291, 314, 315, 330, 333, 340, 341
 — болгарская 282
 — Гордеева 287, 449
 — Грезе 286, 288, 334, 449
 — Домрачева 285, 286
 — закидная 280, 281, 339, 345
 — Лепиловой 161
 — овальная 281, 282
 — с зубьями 161, 280, 281, 282
 — с ножами 280, 281, 282
 — треугольная (призматическая) 280, 281
 — четырехугольная 280
 — Чугунова 286
 Дрейфграф Сысоева — Кудинова 285
 Дремкова Н. П. 323, 378
 Дувес (Duwes K.) 158
 Дудич (Dudich E.) 439, 452
 Дулькейт Г. Д. 285, 378
 Дуплаков С. Н. 307, 378
 Дэ (De P. K.) 139, 158
 Егорова А. А., приспособление к прибору Исаченко 11
 Еленкин А. А. 250, 398, 410
 Ермаков А. И. 322, 378
 Жадин В. И. 10, 160, 181, 236, 291, 324, 325, 336, 349, 379, 387, 398, 410, 431, 433, 437
 желонка В. В. Алабышева 388
 Желтенкова М. В. 352
 Жидков Л. Ф. 195, 252, 310, 380
 Жильцова Л. А. 366, 379
 Жодри (Jodrey L. H.) 437
 Жолио Фредерик 414
 Жузе А. П. 250, 404, 410, 412
 — модификация шкалы Вислоуха 400
 Жуковский Н. Н. 169
 Журавель П. А. 379
 — вылов и перевозка мизид 375
 Забелина М. 250
 Заболоцкий А. А. 379

замеры проникновения света через лед 341

Замков В. А. 276, 277, 278

— приготовление синего светофильтра 275

зарослевые вырезатель В. И. Бута 292, 293, 339

— Ф. И. Вовка 293

зарослечерпатель 180, 345

— А. Н. и Н. Н. Липиных 161, 177, 304, 339

Засухин Д. Н. 379

Захарич Г. 250

Захваткин А. 197, 198, 249

Зеликман А. 245, 250

Зенкевич Л. А. 348, 379

Зеров К. 169

Зиновьев А. 236, 250, 253, 254

Иванов Н. Н. 120, 322, 379

— модификация метода Кьельдаля 63

— прибор для определения общего азота 64

Ивлев В. 250, 262, 321, 322, 377

Иеккель (Jaeskel S. H.) 381

изотермический аппарат 376

изотопы радиоактивные 414—417, 420, 422—424

илосос 387, 446

— Перфильева 305

Илочерпатель 386, 387

— Кордэ 16

Ильинская Н. Б. 431, 437

Импенецкий А. А. 120

— зоны разрушения целлюлозы 77

— культивирование целлюлозных бактерий 73, 74

— среда для десульферирующих бактерий 90

Ингельман (Ingelman B.) 121

индекс встречаемости 348

— доминирования 348

— наполнения 350, 352

— плотности 348

— средний пищевой 361, 366

Иогансен Б. Г. 352, 379

Иоффе Ц. И. 375, 379

Исаев Б. М. 418, 437

Исакова-Кео М. М. 379

Исаченко Б. Л. 120, 274, 278

— метод получения чистых культур десульферирующих бактерий 91

— метод прямого счета бактерий 23

— прибор для взятия проб 10

Иффт (Ifft J. D.) 329, 382

Кабанов Н. М. 379

Казаков Е. И. 250, 264, 401, 410

Калиненко В. А. 120, 157

— выращивание железобактерий 104

— рецепт кремнекислого железа 138

Калинников А. В. 450, 452

Калишев С. 249, 250

Камен М. 418, 430, 437

Каменский Г. Н. 452

Камерон (Cameron M. L.) 437

камера Богорова 227, 228, 231, 321, 451

— влажная 220, 221

— для счета бактерий 37

— Кольквитца 152, 215—217, 220—222, 242

— Кольквитца двойная (раздельная) 219, 220, 221

— Косикова 129

— Нейбауера 152

— Ножотта 152

— счетная 217, 219, 225, 242, 358

— — плоская 241

— — Тюрка 152

— — Уччинская № 1 152, 153

— — № 2 152, 153

— — № 3 152, 154

камнедоставатель 333

— Рубцова 283, 284

каменьшун 330

— «донные клеи» В. В. Кузнецова 283, 284

Камшилов М. М. 238, 250

Карзинкин Г. С. 120, 352, 379, 390, 411

— методика изучения питания рыб 350

— модификация стратометра Перфильева 390

— приспособление для установки стеклов 31

— стратометр 17

карта биоценотическая (биономическая) 341

— вертикального распределения фауны в грунте 342, 343

— общего питания 351

— преимущественного питания 351

Карякин Ю. В. 52, 120

Кастальская-Карзинкина М. 231, 254

Катаева Г. М. 405, 413

Катанская В. М. 150, 177, 181

катушка спуская (вьюшка) 194

Кац М. Я. 398, 411

Кац С. В. 398, 411

Кейрим-Мариус И. Б. 437

Келер-Видер (Köhler-Wieder) 146

кипятильник Коха 137

Кириченко М. 379

Киселев И. А. 122, 157, 181, 250, 251

Клебс (Klebs G.) 125, 158

— получение зооспор 125

Клеве-Эйлер А. (Kleve-Euler A.) 403, 413

Клеленд (Cleland D. M.) 355, 357, 381

клетчатки анаэробное разложение 77

— аэробное разложение 72

Ключарев К. 245, 251

Кларк (Clarke E.) 190, 196, 252

Кнебель (Knebel G.) 140, 158

Ковалев В. Ф. 392, 405, 407, 411

— расположение скважин 384, 385

Козловская Л. С. 401, 403, 411

Козминский (Kozminski Z.) 243, 252

колба Артари 135, 136, 143

— Виноградского 46, 47, 53, 84

— Сойки 41

коллоидный мешочек 141, 142

Кольквитц (Kolkwitz R.) 220, 221, 252

Комарницкий Н.

Конгер (Conger P.)

Кононов В. А. 16

консервирование о

— планктона 223

Константинов А. С.

— метод искусствен

дипедид 367

Коншин В. Д. 392

Кордэ Н. В. 120, 3

403, 405, 409, 4

— илочерпатель 1

Короткина М. Я.

Корчагина А. А.

Коршиков А. 251

коса 161, 162, 177

Косинская Е. 250

Костычев С. П. 1

Ковфин (Coffin C.)

коэффициент окис

— фильтрации 191

Красильников Н.

краски токсическ

Красновский А. А.

крестообразный ст

229, 230

Кривобок М. Н.

Кригсман (Kriegsm

— влажная камер

— метод двойных

кристаллизатор с

Круглова В. М. 3

круговорот железа

— серы 88

— фосфора 100

Крэг (Craig F.) 15

Кудрин С. А. 100

Кузин А. М. 421

Кузнецов В. В. 28

— методы наблюд

355

— формула опред

люсков 357

— формула интенс

ний моллюска

Кузнецов С. И. 1

390, 411

— выращивание д

рий 91

— метод определе

щества 156

— модификация

— посев десульф

92

— разделение пр

тан 86

— счет бактерий

Кузнецова З. И.

— среда для бак

тан 86

куколкоуловител

Кулакова В. Я.

— расположение

культура капель

Куренков И. И.

- 437
231, 321, 451
7, 220—222, 242
издельная) 219,
242, 358
153
Кузнецова 283,
379, 390, 411
ания рыб 350
а Перфильева
становки сте-
иономическая)
ления фауны
ния 351
М. 231, 251
181
а) 194
г) 146
81, 250, 251
ег А.) 403,
55, 357, 381
жение 77
252
8
7, 411
84, 385
411
243, 252
84
142
20, 221, 252
- Комарницкий Н. 251
Конгер (Conger P. S.) 158
Кононов В. А. 169, 181
консервирование организмов 326
— планктона 223
Константинов А. С. 350, 379, 401, 411
— метод искусственного разведения тен-
дипедид 367
Коншин В. Д. 392, 405, 411
Кордэ Н. В. 120, 379, 386—391, 397, 401,
403, 405, 409, 411
— илочерпатель 16
Короткина М. Я. 398, 411
Корчагина А. А. 181
Коршиков А. 251
коса 161, 162, 177
Косинская Е. 250
Костычев С. П. 157
Кoffин (Coffin C. C.) 429, 437
коэффициент оксикалорийный 322
— фильтрации 191
Красильников Н. А. 112, 120
краски токсические 307
Красновский А. А. 272
крестообразный столик микроскопа 228,
229, 230
Кривобок М. Н. 452
Кригсман (Kriegsman F.) 220, 252
— влажная камера 221
— метод двойных камер 219
кристаллизатор счетный 321
Круглова В. М. 375, 379
круговорот железа 102
— серы 88
— фосфора 100
Крэг (Craig F.) 158
Кудрин С. А. 100, 120
Кузин А. М. 421, 426, 437
Кузнецов В. В. 283, 356, 379
— методы наблюдения над моллюсками
355
— формула определения прироста мол-
люсков 357
— формула интенсивности поедания расте-
ний моллюсками 353
Кузнецов С. И. 119, 120, 133, 151, 157,
390, 411
— выращивание десульфурющих бакте-
рий 91
— метод определения органического ве-
щества 156
— модификация бура Сукачева 16, 17
— посев десульфурющих бактерий
92
— разделение проб грунта 18
— среда для бактерий, окисляющих ме-
тан 86
— счет бактерий в экспедиции 41
Кузнецова З. И. 119
— среда для бактерий, окисляющих ме-
тан 86
куколкуловитель 312, 314 368
Кулакова В. Я. 392, 405, 407, 411
— расположение скважин 384, 385
культура капельная 107
Куренков И. И. 362, 379, 398, 411
- Курсанов А. Л. 426, 437
Курсанов Л. И. 251
Куфферат (Kufferath H.) 126, 133, 158
Кьельдаль, метод определения азота 63
кюветы горизонтальные 276, 277
Кюри Ирен 414
- Лазарев, приготовление гелевых пласти-
нок 50
Лак Г. Ц. 404, 411
лампа «Mercury vapor» 133
Лангфорд (Langford R.) 196, 197, 252
Ласточкин Д. А. 295, 401, 404, 411
Лаурел (Laurell H.) 212
Лебедев А. Ф. 120
Лебедева Н. В. 352
Леванидов В. Я. 361, 380
— видоизменение метода Гаевской взве-
шивания животных 318
Левингстон (Levingston) 437
Лепилова Г. К. 160, 164—166, 173, 181
Лепнева С. Г. 160, 173, 177, 181, 380
— конструкция сетки-садка 366
Леуин (Lewin J. C.) 133, 158
Липин А. Н. 160, 181, 182, 188, 189,
234, 324, 380
Липина Н. Н. 160, 182, 188, 189, 234,
251, 380, 398, 411
Лисицын А. П. 302, 303, 380
Лиске, получение железобактерий 104
ловушка 440, 441, 444, 446
— Боруцкого 442
— верша 442, 443
— донная Ляхова и Жидкова 309, 310
— кристаллизатор 448
— пловучая для сбора вылетающих на-
секомых 344
— самофиксирующая 313
— Zariquieu 445
Лоймянская М. С. 120
Ломан (Lohmann H.) 236, 252
Лопатин В. Д. 182
лот 386
— профильный 299
— ручной 325
Лундквист (Lundquist G.) 400, 413
Львов (Lwoff A.) 158
Львова М. А. 418, 437
Льюис В. Б. 418, 437
Любименко В. Н. 274, 278
люминостаг 144
— с неоновыми лампами 145
— Францева 145
Ляхович В. 209, 251
Ляхов С. М. 310, 335, 337, 362, 380
- Макаров А. К. 362, 380
Мак-Картер (Mc Carter J. A.) 437
Малевиц И. И. 324
Маликова Е. М. 251, 264, 323, 380
маркировка животных при помощи радио-
изотопов 430—432
Марковский Ю. М. 286, 288, 348, 375,
380

ерода 124
 еский исследования
 ков 396, 397
 моллюсками 355
 о зачерпывания воды
 ильтрацией или оса-
 2, 245
 имилиации углерода
 125, 425, 426, 427
 объема 234, 239
 нества органического
 вещества 156
 а растворенных ве-
 водоема и между во-
 28, 429
 путем взвешивания
 отдельных план-
 мов 239
 отдельных планктон-
 239
 организмов 319
 янным раствором 316
 (топный) или химиче-
 184, 213, 208, 224,
 ационный Липинных
 терий от иловых ча-
 ы фитопланктона по
 оофилла 156, 243
 ский 233
 тания 102
 в Усачева 233, 234
 анных) фильтров 184
 45
 вок или условных
 29, 243
 ых культур десуль-
 ктерий 91
 бактерий 23, 24
 425
 индикаторов (меченых
 34, 35, 36, 105
 91
 турм 91
 рм 122
 267
 ий 122
 док 445, 446
 5, 225
 а 123, 124
 микроанализа Лундкви-
 0, 234, 245
 232
 определения средних

весов отдельных видов планктонных
 организмов 235
 Метод ультрафильтрации 19, 24
 — учета генераций водорослей 123
 — фильтрации через мембранные фильтры
 221
 — химического анализа 245
 — — осадения 184, 213, 214, 215, 225
 — хлорофилловый 156, 243, 244
 — центрифугирования или механиче-
 ского осадения 184, 210, 211, 215,
 225
 — чистых культур 125
 Методика изучения динамики биомассы
 тендипедид 368
 — — интерстициальных вод 450
 — — обрастания затопленных бревен 307
 — — питания рыб 350
 — — процесса обрастания пней затоп-
 ленного леса в водохранилищах 307
 — — тонкой слоистости озерных отло-
 жений 394
 — исследования фауны и флоры арте-
 зианских и минеральных вод 452
 — — водопроводов, питающихся грун-
 товыми водами 449, 450
 — — — насосных колодцев 449
 — — — открытых колодцев 449
 — обследования фауны на камнях 333
 — разделения дночерпательного моно-
 лита на фракции 300
 Мешкова Н. П. 322, 380
 Мешкова Т. М. 236, 251, 256
 микроанализ 396, 401, 402
 микровольнометр для определения
 объема планктона 233
 микроманипулятор 105, 129
 микрометод иодометрический определе-
 ния общего азота 322
 — Хагедорна и Иенсена 237
 микропипетка Голлербаха 129
 микроселектор Перфильева 105, 106
 микроскоп люминесцентный пейсовский
 275
 — МБС-1 275
 — МБС-1 с осветителем ОИ-7 276
 — перевернутый 208, 209, 218, 241
 — Рейхерта 275
 — стереоскопический 128
 микроскопической фауны количествен-
 ная обработка 321
 Микуэль (Miquel P.) 158
 Миллер (Miller W.) 140, 158
 Минкевич И. Е. 120
 Минкина Ц. П. 389, 411
 Мирзоева В. А. 120
 — выращивание спорообразующих форм
 42
 Миронов Л. А. 276, 277, 278
 Митюшова Н. Н. 120
 Михайлова Л. Н. 181
 Мишустин Е. Н. 120
 — выделение спорообразующих форм 41
 — выращивание спорообразующих форм
 42
 Молиш (Molish H.) 121, 133—135, 158

моллюсков промысловых количественный
 учет 291
 Мордухай-Болтовской Ф. Д. 251, 234—
 236, 253, 254, 257, 258, 348, 380
 — определение веса планктонных орга-
 низмов 237
 Морозова С. В. 169, 181
 Моррис (Morris H. J.) 133, 157
 Мортон (Morton F.) 452
 мочевины аммиачная ферментация 44
 Мудрецова К. А. 151, 157
 Мур (Moore G. M.) 305, 382
 Мурри И. К. 322, 379
 Мусатова А. Я. 400, 411
 Мутномер Жданова фотометрический 329,
 333, 335
 Наблюдения гидрологические 325
 набор из сит для промывки бентоса
 314
 Накано (Nakano H.) 126, 158
 насекомолуловитель 341, 345
 — погруженный 311
 — Черновского 311, 312
 насекомых вылетающих количественный
 учет 311
 — насос водоструйный 221
 — лодочный 446
 — планктонный 224, 225, 445
 — — Долгова 204
 насос ручной переносный 448
 — Шинца 15
 Науман (Naumann E.) 229, 252, 271, 382
 Негели (Naegeli V.) 135, 158
 Неизвестнова (Неизвестнова-Жакина)
 Е. С. 194, 195, 335, 337, 379, 380
 нейстона качественная обработка 268
 — количественная обработка 269
 Нейлплатт М. И. 384, 398, 404, 408, 411
 нектоноуловитель 289, 290
 Нечаева Н. Б. 120
 — среда для бактерий, окисляющих ме-
 тан 86
 Никитинский Я. Я. 250, 307, 378, 380
 Нипков (Nipkow F.) 404, 413
 нитритов разложение мочевиной по
 Алекину 54
 — — — по Бетгеру 54
 нитрификация I фазы 46
 — II фазы 46, 53, 54
 ножницы тростниковые 339
 обмена веществ в организме изучение
 430
 обрастание подводных предметов 306
 объектный микрометр 108, 270
 Овчинников А. М. 452
 окисление водорода 87
 — метана 86
 — сероводорода 93
 — серы 93
 — тиосульфатов 93
 — углеводов 84
 окисление углеводов жидких 84
 — — твердых 84

ая 228
радиоактивных ве-
взятия осадка 212
42, 380
32, 234
й 193, 194
194
192, 193, 194
2, 194
192, 193, 194
льная 197
197
нная 226
227
ном методе 239,
нный 230, 231
одовой 195, 196
Богорова 201
197
196
90
24, 225, 445
28—32, 307
250, 263, 321,
Герфильева 192
180
а наносов 330, 331
250, 398
7
ости течения 335,
4, 412
онолитов 405
30
404, 412
лы Вислоуха 400
87
115
82
Р. 120
158
387
ения питания вод-
0, 361
водорослей 132
ственного учета
зер 289
биологических проб
15

прибор для количественного учета расти-
тельности 162, 163
— Иоффе для учета сноса донной фауны
рек 309
— Ляхновича 209, 210, 225
— Проскурякова для определения об-
щего азота 65, 66
— Рылова для взятия нейстона 267, 268
— — — планктона 216
— фильтровальный 19, 127, 128
— Цееба для взятия микробентоса 305,
306
— Шамова для учета галечных наносов
330, 331
— Шрейбера 132
прием Шапнюя 451
применение разграфленных счетных пла-
стинок 229
Прингсхейм (Pringsheim E. G.) 125, 126,
133, 134, 139, 158, 159
приспособление для сбора фауны в за-
рослях 292
— Карзинкина для установки стекол 31
пробирки центрифужные 212
промывалка шелковая 339
Пронина М. 250, 265
Проскуряков Н. И. 65, 66, 119
Просяный В. С. 169, 181
проточный сосуд Гаевской 141
Прошкина-Лавренко А. И. 250, 397,
402, 404, 412
— изготовление монолитных мазков 396
Пруслин Я. И. 418, 437
Пчелкина Н. В. 365, 381
Пьявченко Н. И. 120, 379, 389, 398, 411,
412
радиоактивности проб измерение 421
радиоактивный распад 415
разбивка створов 333
разборка материала 317
разделитель илового монолита 299
— — — Черновского 305, 370
Разумов А. С. 120, 132, 157, 229, 239,
249, 261
— метод ультрафильтрации 19
— хранение фильтров 20
Разумовская З. Г. 120
рама деревянная 163, 177
рамка количественная 289, 333, 335,
339, 340
— — в модификации Деньгиной 289,
— 290
— — с матерчатыми стенками и поддо-
ном 339
распределение веществ между организ-
мами и средой изучение 429
Расс Т. С. 283, 381
Раузер-Черноусова Д. М. 274, 278
реактив Грисса 47
Резвой П. Д. 398, 412
Рейзингер (Reisinger M.) 239
рейка системы Близняка 325, 326
— — Владычанского 325, 326
Рихтер (Richter A.) 126, 133, 159
Робинсон (Robinson R.) 226, 252

Роде (Rodhe W.) 133, 159
Родина А. Г. (Салимовская-Родина, Са-
лимовская) 100, 120, 121, 373, 381,
390, 412, 430, 437
— вычисление биомассы бактерий 26
— установка стекол в воде 30
Рождественский В. С. 120
Рожко-Рожкевич С. 206, 251
Россолимо Л. 250, 263, 321, 377, 398,
412
рост бактерий на различных средах 112
Рукина Е. А. 120
— изготовление фильтров 21
Рутнер (Ruttner F.) 207, 232, 236, 248,
249, 252
Рылов В. М. 216, 225, 230, 251, 269,
270, 271, 400, 412
— методы исследования нейстона 267
— работа с количественной сетью 191
— фиксация планктонных проб 213
Рычин Ю. В. 160, 182
Сабанеев П. 200, 251
Савич Л. В. 181
Садовский А. А. 290, 381, 452
садок 352, 353, 366, 367
— деревянный большой 358
— для моллюсков 353, 358
— для паровок, подвешной 358
— из целлулоида 358
Салей П. И. 120
сачок 280, 284, 291, 341, 346, 387, 443,
444, 446, 447
— донный 440, 441
— планктонный 189, 223, 224
— промывалка из шелка 315
— сетка для водных насекомых 366
— энтомологический 345
сбор на камнях количественный 339
Световидов А. Н. 431, 437
Свиренко Д. 251
Северин С. Е. 322, 380
Селисер Г. Л. 121
сетного конуса изготовление 185, 186
сеть Апштейна количественная 442, 447
— — малая 188, 191
— — средняя 188, 191
— Верещагина и Захваткина горизон-
тальная 197, 198, 199
— Джеди количественная 447
— Диксона 189, 190
— количественная с внутренней вер-
тушкой 194, 195
— коническая с надставкой из прово-
лочной сетки 189, 190, 223, 224
— Липиных 188, 200
— мальковая 308
— планктонная 224, 225, 230, 441, 442,
447, 449, 451, 452
— — замыкающаяся 191, 193
— — качественная 185, 187, 191, 445,
448
— — количественная с вертушкой и
замыкателем 199
— Рылова 188, 189

- сеть цилиндрическая 189, 190, 194, 224, 308, 339
 Симакова Т. Л. 121
 Синица Т. И. 381
 сито вертикальное Липина 315
 — шелковое четырехугольное 315
 склянка Винклера 208
 скорости течения измерение 326
 скребок 280, 284, 290, 306, 341, 345, 346
 — вращающийся количественный 161, 285
 — драга для сбора в колодцах 446
 — количественный 180, 339
 — с мешком из мельничного газа 449
 Слэк (Slack H.) 199, 252
 Смирнский А. А. 182
 Смирнов А. В. 392, 412
 — расположение пунктов бурения 384
 Смирнова-Иконникова М. И. 322, 379
 Собко, определение содержания хлорофилла 243
 Соколов Д. Ф. 401, 412
 Соловьев М. М. 392, 400, 401, 404, 412
 Сорокин Ю. И. 92, 121
 сосуды мерные 208
 Сочава В. В. 160, 182
 спектр пищевой 351
 — фенологический 176, 177
 — экологический 349, 352
 Способ Данилова 138
 — Лефлера 110
 — мокрого сжигания Бруна 397
 — — модификация 397
 — поплавок измерения течения 326
 — Прингсхейма 1, 138
 — — 2, 138
 — ступенчатого подсчета 402
 — Эрменгема 110
 спускатель Рутнера 206
 сред приготовления 177
 среда агаровая 139, 142
 — Бааса 90
 — Бариновой 80, 81
 — Бейеринка 44, 59, 98, 134
 — Бенке 134
 — Бычковой 80
 — Ваксмана 99, 100
 — Ван-Дельдена 90
 — Ван-Нилля 93
 — Виноградского 50—52, 55, 56, 67, 72, 102
 — Гетчинсона 72
 — Гильта 58
 — Гроссмана 87
 — Зенгева 45
 — Имшенецкого 69, 78
 — Казерера 86
 — Клаузена 78
 — Кнопа 134
 — Костычева 61
 — Круиффа 69
 — Куви 78
 — Лебедева 87
 — Лиске 59
 — Менкиной 101
 — Молиша 134
 — среда Омелянского 78, 81, 88, 94
 — почвенная 140
 — Прингсхейма 134
 — Рана 83
 — Рубенчика 44
 — Салимовской для тиобактерий 98
 — Селибера 83
 — синтетическая 115
 — Стадмана и Баркера 88
 — Старкэ 90
 — Таусона 82, 84, 85, 90, 91
 — Успенского № 1 134, 136, 137
 — — № 2 134, 136, 137, 139, 148
 — Федорова 61
 — Чо № 10 134, 135
 — Якобсена 98
 Стадман (Stadman Т. С.) 121
 Стаканчик для планктонных сеток 187
 — из стекла 187
 — металлический с глухим дном 187
 — — с краном 187
 — почвенный 330
 Стальмакова Г. А. 400, 401, 412
 створ типовой 324
 Степанова М. Л. 25, 121
 стерилизация водорослей по Герлов 133
 — подопытных животных по Гаевской 373
 — посуды 117
 — с риванолом по Гаевской 131
 Стимен-Нильсен (Steehan-Nilsen E.) 426, 427, 437
 столик держатель с салазками 423, 426
 — крестообразный для микроскопа 240
 — подвижный счетный 240
 стратометр 122, 123, 138, 321, 370, 394, 445
 — Карзинкина 17, 18
 — Перфильева 17, 18, 299, 305, 390
 Стройкина В. 239, 251, 261
 субстрат ловчий 316, 335, 344
 — — для изучения обрастания 306, 307
 — — из пня 308
 Сукачев В. Н. 392, 398, 405, 412
 — бур торфяной 16, 17, 388, 389
 — взятие проб на пылевой анализ 394
 — видоизменение шкалы Друде 171
 — промораживание монолитов 405
 Сушкина А. П. 353, 381
 схема соотношения компонентов биогенноз 342
 счетчик Гейгера-Мюллера 418, 430
 — люминесцентный 421
 — с толстостенными трубками 421
 — торцовый 421, 422, 423, 427, 433
 — цилиндрический 418, 422
 — — алюминиевый 422, 423
 — ЭМИБ 231
 Тарасов Н. И. 378
 Тарусов Б. Н. 435, 437
 Таусон В. О. 121
 — метод диффузионного притока 85
 — определение продуктов разложения нефти 85

- Таусон В. О., с
 — разлагающих
 — приемы напе
 — схема культ
 — углеводорода
 тахиметр 195
 температуры во
 Тернин А. И.
 термокашпофон
 — электропрово
 термолуминоста
 — системы Фог
 — Францева 14
 термометр водны
 328
 — родниковый
 терморегулятор
 Тиль (Thiel M.
 Титов Е. М. 3
 Тишуткин (Tisc
 — приготовления
 Токин Б. П. 13
 трал 280, 285, 2
 — Грезе для ло
 202, 203
 — морской Сиге
 — планктонный
 — салазочный 2
 Тредвел Ф. П. 5
 Трелиз (Treleas
 трес размеренны
 Трошин А. С. 4
 трубка грунтова
 — динамометрич
 — Пито 328
 — планктонная
 — Вундера 1
 209, 225
 — — стеклянная
 — — Утермеля
 — стеклянная ц
 — тия проб пса
 — счетная цилин
 — цилиндрический
 Тюремнов С. Н.
 Уайтвей (Whitew
 Удинцев Г. Б. 3
 Уипл Г. (Whipp
 Уипл М. (Whipp
 Уломский С. Н.
 261, 295, 297
 Умбрейт (Umbreit
 Усачев П. И. 21
 Успенский Е. Е.
 установка «Б» 4
 — для учета
 313
 — люминесцент
 Утермель (Uterm
 230, 242, 252
 — метод опред
 — развития пла
 — щью стеклянн
 — умерщвление
 — мере Колькви

- 81, 88, 94
- обактерий 98
- 88
- 90, 91
- 34, 136, 137
- 7, 139, 148
- 121
- онных сеток 187
- стухим дном 187
- 401, 412
- 21
- ей по Герлов 133
- ных по Гаевской
- евской 131
- an-Nilsen E.) 426,
- лазками 423, 426
- и микроскопа 240
- 240
- 38, 321, 370, 394,
- 3, 299, 305, 390
- 1, 261
- 335, 344
- растания 306, 307
- 8, 405, 412
- 7, 388, 389
- ьцевой анализ 394
- лы Друде 171
- нолитов 405
- 381
- компонентов био-
- тера 418, 430
- 21
- рубками 421
- 423, 427, 433
- 8, 422
- 22, 423
- 37
- ого притока 85
- дуктов разложения
- Тавсон В. О., определение числа нефте-
разлагающих бактерий 84
— приемы нанесения углеводородов 86
— схема культур на легко кипящих
углеводородах 85
тахиметр 195
температуры воды измерение 328
Теренин А. И. 275, 278
термокапнофон Долгова для определения
электропроводности воды 331, 332
термолуминосдат 148
— системы Фогги 145
— Францева 144
термометр водный в металлической оправе
328
— родниковый 339
терморегулятор Фута 145
Тиль (Thiel M. E.) 358, 360, 382
Титов Е. М. 392, 401, 405, 412
Тишуткин (Tischutkin) 159
— приготовление сред 125
Токин Б. П. 132, 157
трал 280, 285, 291
— Грезе для лова придонного планктона
202, 203
— морской Сигеби 282, 283
— планктонный 190, 203, 204, 224, 283
— салазочный 283, 288, 334, 375
Тредвел Ф. П. 54, 121
Трелиз (Trelease S. T.) 158
трос размеренный с грузом 325
Трошин А. С. 430, 431, 433, 437
трубка грунтовая 293
— динамометрическая 328, 335, 339, 340
— Пито 328
— планктонная 208, 224
— — Вундера целлулоидная 207, 208,
209, 225
— — стеклянная 225
— — Утермеля 209
— стеклянная цилиндрическая для взя-
тия проб псаммона 305
— счетная цилиндрическая (счетчик ци-
линдрический) 418, 419, 420
Тюремнов С. Н. 409, 412
- Уайтвей (Whiteway S. G.) 447
Удинцев Г. Б. 302, 303, 380
Уипл Г. (Whipple G.) 229, 234, 252
Уипл М. (Whipple M.) 252
Уломский С. Н. 236, 238, 239, 251, 254,
261, 295, 297, 381
Умбрейт (Umbreit W. W.) 112, 121
Усачев П. И. 213, 233, 251, 381
Успенский Е. Е. 126, 130, 133, 157
установка «Б» 419, 420
— для учета вылетающих насекомых
313
— люминесцентная МУФ-2 275
Утермель (Utermöhl H.) 218, 222, 229,
230, 242, 252
— метод определения количественного
развития планктона в пруде с помо-
щью стеклянных трубок 208
— умерщвление подвижных форм в ка-
мере Кольквитта 216
- учетная площадка 174, 175
учет вылетающих из воды насекомых 310
— количества моллюсков методом пло-
щадок 291
— сноса донной фауны в реках 308
Ушаков П. В. 285, 378, 381
- Фаминцын А. 125, 157
фауны на камнях количественная обра-
ботка 289
— — растительных зарослей количе-
ственный учет 291
Федоров М. В. 121
— прибор для изучения маслянокислого
брожения 71
Федченко Б. А. 160, 181, 182
Фейер (Fair G.) 252
Фехер (Feher D.) 140, 158
фиксация азота 60
— материала 316
фильтр асбестовый 149
— двойной из фильтровальной бумаги
и коллоидной пленки 222
фильтр Зейца 147
— коллоидный 426
— крупнопористый «предварительный»
222
— мембранный 19, 20, 21, 22, 221, 224,
225, 241, 243, 426, 428, 429
— Шоттовский стеклянный № 3 148
фильтрация 222
фильтратор 221
Фишер, удаление нитритов 55
Флеров А. В. 182
Фогги (Fogy G. E.) 158
Фортунова Р. Г. 381
Фотометр горизонтальный Пульриха 244
Фотоэлектроколориметр Ланге 243
Францев А. В. 148, 149, 157
— метод быстрого подсчета 241
— — гидробиологической производи-
тельности 147
— — ориентировочного подсчета водо-
рослей 155
— методика биологического учета 140
— системы камер 152
- Хантер (Hunter W. R.) 353, 356, 381
— методы наблюдения над моллюсками
355
Харин Н. 236, 251, 253, 254
Хартман М. 158
Хатчинсон (Huthinson G. S.) 429, 430,
437
Хевени Г. 418, 425, 430, 437
Хейс (Hayes) 429
Хиген (Hygen G.) 146, 158
Хильдербрант (Hilderbrandt, E. M.) 135,
158
химический анализ донных животных 321
хлорофилла содержания определения по
Винбергу 243
— — — по Собко 243
холодильник иенский 135
— кварцевый 135
— Либиха 135
— платиновый 135

Холодный Н. Г. 121
— метод пластинок обрастания 28
— метод прямого счета бактерий 23
— определение наличия железобактерий 102
хронограмма биолого-гидрологическая 337

Цеев Я. Я. 305, 306, 321, 281
центрифуга 210

— ручная 211
— электрическая 211, 212
центрифугирование 240, 430

цилиндр пробирный 305
— стеклянный 321

Цинн (Zinn D. J.) 329, 382

Цобелл (Zobell C.) 121

— прибор для взятия проб 13, 14
— приспособление для погружения стекол 30

Цумштейн (Zumstein H.) 125, 159

Чаянова Л. А. 245, 252, 362, 381

Чернов В. К. 181, 182

Чернова Е. П. 182

Черновский А. А. 286, 299, 381, 398, 413,

Чижик Г. Я. 120

Чистякова А. К. 366, 379

Чо (Chu S. P.) 133, 158

Чугунов Н. Л. 286, 381

Чурда (Czurda V.) 140, 158

Шабарова Н. Т. 401, 413

Шапиро С. А. 121

— определение продуктов разложения нефти 85

Шапошников В. Н. 121

— получение серобактерий 96

Шалипои (Chapuis P. A.) 451, 452

Шаронов И. В. 368, 381

— биометрический анализ популяции тен-
дипедид 367

Шенников А. П. 160, 182

шест-неметка 325

Шеффер (Scheffer V.) 226, 252

Шешукова В. С. 250, 404, 421, 413

— модификация шкалы Вислоуха 400

Шиклеев С. 185, 252

шкала Вислоуха для оценки частоты встречаемости 226, 400

— Друде 171

— оценки частоты встречаемости из «Инструкции для микроскопического исследования и описания образцов планктона и грунта» 227

— Шеффера и Робинсона для оценки частоты встречаемости 226

Школьник М. Я. 133, 157

Шода (Chodat R.) 125, 126, 158

шомпол для проталкивания грунта 17, 18

Шорыгин А. А. 381

— построение карт питания 351

— установление соотношения весов отдельных компонентов в пищевом комке 350

Шпандль (Spandl H.) 452

Шрамм (Schramm W.) 126, 159

Шрейбер (Schreiber E.) 133, 147, 159

— отмывание водорослей 131

штемпель-пипетка 227, 228, 229

Штин Э. 239, 252, 260

Штрейбер (Streiber R. A.) 136, 159

Штурм Д. Л. 405, 413

— метод учета анаэробов 40

Шульгина О. Г. 121

Щербаков А. П. 182, 238, 252

щуп Аполлова 330, 333

Эйферт-Шенихен (Eyferth-Schoenichen) 252

экран пловучий клейкий для сбора насекомых 311

экстаустер энтомологический 312

элементы гидрологические 325

Эпштейн В. В. 405, 413

этикетирование планктона 223

эхолот РЭЛ-1 325

Юзбашьян С. 439

Яблонская Е. А. 323, 381

— изучение питания червей 371, 372

яиц и глохидиев подсчет 358, 359

Яшнов В. 231, 252.

АЛФАВИТНЫЙ У

Азотобактер 27, 38, 61—

азотфиксаторы 60

актиномицеты 75

альдрованда 178

амфиподы 347

анаэробы 39, 40, 115

— азотификсирующие 67

— факультативные 59

аэробы 115

бабочки 317

бактерии 266, 307, 354, 429

— азотфиксирующие 60

— амилотические 68,

— аммонифицирующие 4

— анаэробные целлюлоз

— аэробные целлюлозны

— гнилостные 38

— денитрифицирующие

— десульфирующие 8

— жирорасщепляющие 8

— маслянокислого брож

— метановые 87

— минерализирующие б

— нитратные 57, 58

— нитрифицирующие 19,

— нитрозные 48, 51, 52

— окисляющие метан 86

— — нефть 86

— пектиноразрушающие

— пурпурные 266

— разлагающие белки св

— — нефть 84, 85

— — соли жирных кис

— растворяющие фосфат

— серные 19

— фосфорные 101

— целлюлозные 72—75,

беззубка 354, 359

бокоплавы 315, 348, 362

бокоплавы подземный 439

большекрылые 317

валлиснерия 170

веснянки 317

вилуховски 317

вобла 351

водоросли 272—274, 307,

— десмидиевые 146, 398,

— диатомовые 132, 134,

231, 236, 274, 401, 402

АЛФАВИТНЫЙ УКАЗАТЕЛЬ РУССКИХ НАЗВАНИЙ ОРГАНИЗМОВ

- Азотобактер 27, 38, 61—64
 азотфиксаторы 60
 актиномицеты 75
 альдрованда 178
 амфиоды 347
 анаэробы 39, 40, 115
 — азотфиксирующие 67
 — факультативные 59
 аэробы 115
- бабочки 317
 бактерии 266, 307, 354, 373, 374, 425, 429
 — азотфиксирующие 60
 — амилазные 68, 69
 — аммонифицирующие 43, 44
 — анаэробные целлюлозные 79
 — аэробные целлюлозные 72, 74, 75, 77
 — гнилостные 38
 — денитрифицирующие 58—60
 — десульфирующие 89—92
 — жирорасщепляющие 82, 83
 — маслянокислого брожения 70—72
 — метановые 87
 — минерализующие белки 38, 39, 89
 — нитратные 57, 58
 — нитрифицирующие 19, 46, 50, 56, 77
 — нитрозные 48, 51, 52
 — окисляющие метан 86
 — — нефть 86
 — лектиноразрушающие 81
 — пурпурные 266
 — разлагающие белки с выделением H_2S 89
 — — нефть 84, 85
 — — соли жирных кислот 88
 — растворяющие фосфат 100
 — серные 19
 — фосфорные 101
 — целлюлозные 72—75, 77
 беззубка 354, 359
 бокоплавы 315, 348, 362
 бокоплав подземный 439
 большекрылые 317
- валлиснерия 170
 веснянки 317
 вилхвостки 317
 вобла 351
 водоросли 272—274, 307, 429
 — десмидиевые 146, 398, 408
 — диатомовые 132, 134, 139, 146, 147, 231, 236, 274, 401, 402, 406, 408, 409
- водоросли зеленые 134, 274
 — нитчатые 143, 264
 — протококковые 134, 149, 266, 408
 — синезеленые 134, 139, 152, 208, 213, 231, 242, 403, 408
 волосатики 317, 339
- гелеиды 317
 гречиха 170
 грибки плесневые 143, 449
 губки 279, 317 398, 401
- дафнии 264, 265, 365, 398
 двукрылые (личинки) 317, 324
 динофлагеллаты 231
 дрейссена 307, 354, 359
 дрожжи 26, 27, 68, 106, 155
- Ежеголовка 170
- жгутиковые 266
 жгутиконосцы 266
 жемчужница 359
 железобактерии 19, 102—104, 266
 жуки 317, 441, 444
- Изоподы (подземные) 451
 инфузории 235
- Камыш 169, 170
 карпы 431
 кишечнорастворимые 317
 кладофора 245
 кладоцеры 237, 245
 клещи 316, 317, 321, 444
 клопы 317
 коловратки 195, 200, 208, 225, 231, 235, 305, 444
 — беспанцирные 226
 комар малярийный 339, 365
 комары 431
 копеподы 237, 245
 корофии (рачки) 333
 креветка 362
 — пещерная 439
 кубышки 167, 169, 170, 171, 178,
 кувшинки 167, 169—171, 173, 178, 179
 кувшинковые 167
- Летучие мыши 370, 440, 441, 445
 лещ 352
 лимнодрилы 373

лишайники 449
ложноскорпионы 444
лягушатник 178

мидия 354
мизиды 362, 375
микобактерии 39
миксобактерии 73
митиластер 359
многоножки 441, 444
мокрицы 441, 444
моллюски 279, 291, 314—317, 323, 324,
336, 339, 344, 347, 348, 352—355, 357,
360, 362, 376, 402, 403
— брюхоногие 352, 355, 356, 358
— двусторчатые 352—354, 357, 358,
— жаберные 352
— живородящие 355, 358
— легочные 352
— промысловые 341
— сухопутные 441
мотыль 369
мошки 431
мухи 431
мхи 449
мшанки 279, 317, 398

насекомые 310—315, 321, 334, 344, 348,
365, 366, 368, 396, 431
нерейс 370—372, 376

олигохеты 314, 316, 319, 324, 347, 348,
370, 373
ослик водяной 321
осока 170, 173
остракоды 321

пауки 317, 444
перловица 354, 359
пиявки 316, 317
подёнки 317, 324
полихеты 370, 376
понтоторея 363
простейшие 208, 225, 226, 305, 444
протей 439
прудовик усеченный 339
пузырчатка 178

разножгутиковые 266
раки 376
— веслоногие 238, 317, 321, 444
— ветвистоусые 321
— высшие 317
— настоящие листоногие 317
— равноногие 362

раки ракушковые 317
ракообразные 191, 194, 200, 205, 225,
231, 236, 315, 324, 348, 360—362,
444

рдест 167—170
— прозеннолистный 173
речная чашечка 356
рогоз 170
роголистник 170, 178, 179
ручейники 317, 324
рыбец 431
рыбы 340, 432, 433
— полупроходные 431
— проходные 431
ряска 170, 223

сальвиния 178
сарцины 46
серобактерии 93, 96, 97
— беспцветные 97
— зелёные 93, 94
— пурпурные 93, 94
сосенка водяная 170
стерлядь 352
стрекозы 317, 365
стрелолист 170

телорез 178
тенидипиды 314, 317, 324, 344, 347,
353, 367, 369
тиобактерии 93, 98—100
тростник 169—171, 173, 179, 180
трубочник 373
турбеллярии 316, 317

уробактерии 44, 46

Хара 170, 173
хвощ 171, 177
хризомонады 398, 401, 406, 408

цианофидеи 406, 409
циклоп 365

частуха 170
черви 321, 370, 371, 372, 373
— круглые 317, 344, 376
— многощетинковые 371
черви ресничные 44
— щетинковые 371

шаровка 360
шемая 431

элодея 373

АЛФАВИТНЫЙ

Acarina 398
aculeata, Centropygia
acuminata, Notholca
acus, Synedra 128
aerophilum, Bacteri
aeruginosa, Microcyst
affinis, Alona 255
agglomeratus, Bacill
aggregatum, Pelodict
agile Azotobacter 63
alba, Beggiatoa 96
albidus, Macrocyclus
Algae 450
Alona 254
alterniflorum, Myriop
amnicum, Pisidium 3
Amoebobacter 94
amphibium, Polygonu
Amphipoda 441—447
Anabaena 133, 150 1
Anaspidacea 441
angularis, Brachionus
angustissima, Synedra
Ankistrodesmus 262
Aphanizomenon 151,
Aphanocapsa 239
aquae dulcis, Calanip
aquaticus, Asellus 322
Asplanchna 253
Asterionella 150
asterosporus, Bacillus
astraea, Stephanodiscu
aureus, Volvox 261
auricularia, Radix 32
Azotobacter 60
bacillifer, Arctodiapto
Bathynella 448
Beggiatoa 96, 97
binale, Euastrum 398
bipalium, Notholca 25
bodanica, Cyclotella 2
Borgei, Oocystis gigas
Boryanum, Pediatrum
Bosmina 238, 254, 275
botryoides, Tetracocu
brachyurum, Diaphanc
Braunii, Botryococcus
brevis, Bacillus 42
bulla, Monostyla 253
Calanida 258
calyciflorus, Brachionu

АЛФАВИТНЫЙ УКАЗАТЕЛЬ ЛАТИНСКИХ НАЗВАНИЙ ОРГАНИЗМОВ

- Acarina 398
 aculeata, Centropyxis 399
 acuminata, Notholca 253
 acus, Synedra 128
 aerophilum, Bacterium 46
 aeruginosa, Microcystis 133, 261
 affinis, Alona 255
 agglomeratus, Bacillus 42, 43
 aggregatum, Pelodictyon 96
 agile Azotobacter 63
 alba, Beggiatoa 96
 albidus, Macrocyclus 255, 258
 Algae 450
 Alona 254
 alterniflorum, Myriophyllum 176
 amnicum, Pisidium 347
 Amoebobacter 94
 amphibium, Polygonum 173, 176
 Amphipoda 441—447, 449
 Anabaena 133, 150 151, 262, 398
 Anaspidacea 441
 angularis, Brachionus 253
 angustissima, Synedra acus 260
 Ankistrodesmus 262
 Aphanizomenon 151, 262
 Aphanocapsa 239
 aquae dulcis, Calanipeda 257
 aquaticus, Asellus 322, 323
 Asplanchna 253
 Asterionella 150
 asterosporus, Bacillus 80
 astraea, Stephanodiscus 261
 aureus, Volvox 261
 auricularia, Radix 323
 Azotobacter 60
 bacillifer, Arctodiaptomus 256
 Bathynella 448
 Beggiatoa 96, 97
 binale, Euastrum 398
 bipalium, Notholca 253
 bodanica, Cyclotella 239
 Borgei, Oocystis gigas 261
 Boryanum, Pediatrum 260
 Bosmina 238, 254, 275
 botryoides, Tetracoccus 260
 brachyurum, Diaphanosoma 255, 257
 Braunii, Botryococcus 261
 brevis, Bacillus 42
 bulla, Monostyla 253
 Calanida 258
 calyciflorus, Brachionus 253
 canadensis, Elodea 173, 176
 candida, Nymphaea 175
 capsuliflorus, Brachionus 253
 cartilaginosus, Bacillus 42
 caspia, Heterocope 257
 caudata, Mallomonas 239
 Cellfalcicula 74
 Cellvibrio 74, 75, 76
 Ceratium 152
 cereus, Bacillus 42, 43
 Ceriodaphnia 254, 258, 259
 Chlamydomonas 266, 269, 270
 Chlorella 132
 Chlorobium 94
 Chromatium 27, 94
 Chromulina 266, 269, 270
 chroococcum, Azotobacter, 62, 63
 Chydoridae 259
 cingulatus, Tendipes 367
 Cladocera 398, 400
 Cladophora 245
 clathratiforme, Pelodictyon 96
 clathratum, Pediatrum 398
 Cloëon 323
 Closterium 128, 398
 cochlearis, Keratella 253
 Coelosphaerium 262, 264
 coeruleus, Eudiaptomus 254
 colensis, Cyclops 254
 coli, Bact. 80
 communis, Nais 373
 Conferva 125
 contectus, Viviparus 321
 Copepoda 255, 262, 398, 441, 443, 450
 Corbiculidae 357, 358
 coregoni, Bosmina 254, 259
 Corethra 320, 323
 corneola, Gallionella 103
 corneum, Sphaerium 347, 360
 coronata, Siderocapsa 103
 Cosmarium 128, 398
 crassa, Anabaena spiroides 260
 — Leptothrix 103
 cristata, Daphnia 253
 crotonensis, Fragilaria 128
 Crustacea 323
 crystallina, Sida 253, 255, 399
 crystallinus, Chaoborus 321
 Cryptomonas 249
 cucullata kahlbergensis, Daphnia 255
 curvispinum, Corophium 352
 Cyclopoida 255, 258, 443

Cyclops 254, 258, 262

Cyclotella 239

Cytophaga 74, 76

Decapoda 441, 442, 445, 447

denitrificans, Thiobacillus 59

denticornis, Acanthodiptomus 254, 256

depauperatum sevani, Tribonema 261

Diaphanosoma 254, 259

diaphanus, Chaetogaster 373

Diptomus 254, 262

Diatomaeae 262

dispar, Scenedesmus quadricauda 260

dorsalis, Tendipes 367

Draparnaldia 130

echinulata, gloeotrichia 261

Ehrenbergianum, Dictyosphaerium 261

elegans, Eudorina 260

elegans, Thiodictyon 95

elliptica, Oocystis 261

Emergosphaera 266

Enchytraeidae 323

Ephemera 341

Ephemeridae 323

erosa, Cryptomonas 239

Euastrum 398

Euchlanis 253

Euglena 269

eulimnetica, Daphnia longispina sevanica 256

europea, Nitrosomonas 52

Eurytemora 254

expinosus, Simocephalus 257

fadeevi, Arctodiptomus spinosus 256

felsineum, Clostridium 80, 81

ferruginea, Gallionella 103

ferrugineum, Spirophilum 103

filaris, Bacillus 42

finmarchicus, Calanus 238

Flagellatae 138

flos-aquae, Aphanizomenon 260, 261

flourescens, Bacterium 80

formosa, Asterionella 128, 239, 260, 261

Fragilaria sp. sp. 260

fuscus, Macrocyclus 255

fusiforme, Rhabdochromatium 95

Galeata Daphnia hyalina 255

gelatinosa, Thiotece 95

gibberum, Holopedium 255

gigas, Acanthocyclops 238, 255

gracile, Chromatium 94

gracilis, Bacillus 42

— Diaptomus 254

— Microcyclops 258

graciloides, Eudiaptomus 238, 253, 254, 257, 258

granatum, Cosmrium 398

grandis, Aeschna 321

granulata, Melosira 128, 260, 261

gregarius, Tanytarsus 322

grimaldi, Limnocalanus 253

Gyrinidae 323

haematodes, Euglena 266

haemobaphes, Dikerogammarus 323

Halacaridae 441, 443

Hantzschii, Stephanodiscus 260

Harpacticoida 258, 443, 448

heleocharis, Equisetum 173, 176

Heterocope 258

heterophyllus, Potamogeton 176

Hirudinea 323

hirundinella, Ceratium 239, 261

hoffmeisteri, Limnodrilus 373

Holopedium 262

Horatia 443

hyalina, Daphnia 238, 257, 262

Hydropsyche 352

idosus, Bacillus 42, 43

incerta, Microcystis 260

infusianum, Chlorococcus 125

Insecta 323

intricatus, Bacillus 42

Isopoda 441—443, 446, 447, 449

italica, Melosira 260

Kahlbergensis, Daphnia cucullata 255

kindti, Leptodora 254, 256, 262

Kützingiana, Cyclotella 260, 261

lactis, Oidium 94

lacustris, Oocystis 260

lacustris, Spongilla 399

lamellatus, Eurycercus 255

Lemmermannii, Anabaena 261

Leptodora 262

Leptothrix 103

Leubii, Urobacillus 45, 46

leuckarti, Mesocyclops 238, 255

leydigii, Leydigia 399

limicola, Chlorobium 94, 96

limnetica, Gloeocapsa 261

Limnocalanus 262

Limnodrilus 320, 323, 373,

Limnophilus 323

longimanus, Bythotrephes 256

longirostris, Bosmina 253—255, 257, 259, 264

longiseti, Filinia 253, 256

longispina, Daphnia 249, 254, 258, 259, 264

— Notholca 253

lucens, Patamogeton 173, 175

Lumbriculus 323

luna, Lecane 253

lunatum, Nephrocytium 261

lutaria, Sialis 321

Lyngbya 262

Macrothrix 257, 259

macruroides, Eucyclops 255

macrurus, Limnocalanus 254

magna, Daphnia 254, 257—259, 262

major, Siderocapsa 103

Margaritanidae 357

megatherium, Bacillus 42, 43

mesentericus, Bacillus 43, 80

Mesocyclops 253, 258

mestscherica, Synurella 448

methanica, Sarcin

Microcystis 151, 2

Microparasellidae

microphthalma, M

minima, Beggiat

minimum, Tetrae

minor, Polyarthra

minus, Chromatiu

minutissimum, C

Miquelli, Urobac

mira, Pedalia 25

mirabilis, Beggia

mixta, Bosmina

Moina 258, 259

Mollusca 323, 35

moniliferum, Clo

morum, Pandorin

Mougeotia 264

mucosus, Bacillu

mucronata, Scap

mülleri, Ephydat

mycoides, Bacill

Mystacocarida 45

Naegelian, Wor

newaensis, Limn

Nautococcus 266

Niphargus 439, 4

Nitrobacter 57

Nitrosomonas 53

Nitzschia sp. sp

Nostoc 131

novae-semiliae, O

obtusirostris, Bo

ochracea, Lepto

Oedogonium 125

oithonoides, Mes

Oligochaeta 323,

Oscillatoria 274

Ostracoda 441, 4

ovata, Radix 32

paradoxum, Sta

parallelum, Pelo

Pasteurianum, C

Pasteurii, Uroba

pectinata, Synch

pectinoforum, Cl

Pedalia 253

pediculus, Polyp

Pelodictyon 94,

perfoliatus, Pota

Peridineae 262

Peridinium 152

piscinalis, Valva

Pisidium 320, 3

planctonica, Gal

planetophora, C

Planorbidae 323

plicatilis, Brach

plumosus, Tendi

Polyphemus 259

Polypedium 32

polyspora, Cren

Pontoporeia 341

- methanica, Sarcina 87
 Microcystis 151, 239, 262, 264, 274
 Microparasellidae 451
 microphthalma, Moina 257
 minima, Beggiatoa 96, 97
 minimum, Tetraedron 398
 minor, Polyarthra trigla 253
 minus, Chromatium 94, 95
 minutissimum, Chromatium 94, 95
 Miquelli, Urobacterium 45, 46
 mira, Pedalia 256
 mirabilis, Beggiatoa 96, 97
 mixta, Bosmina 255
 Moina 258, 259
 Mollusca 323, 352, 443, 445
 moniliferum, Closterium 260
 morum, Pandorina 261
 Mougeotia 264
 mucosus, Bacillus 42
 mucronata, Scapholeberis 268
 mülleri, Ephydatia 399
 mycoides, Bacillus 42, 43
 Mystacocarida 450
- Naegeliania, Woronichinia 260, 261
 newaensis, Limnodrilus 349
 Nautococcus 266
 Niphargus 439, 448
 Nitrobacter 57
 Nitrosomonas 53
 Nitzschia sp. sp. 260
 Nostoc 131
 novae-semiliae, Oocystis 261
- obtusirostris, Bosmina 253—255
 ochracea, Leptothrix 103
 Oedogonium 125, 130
 oithonoides, Mesocyclops 238, 255
 Oligochaeta 323, 352, 441
 Oscillatoria 274
 Ostracoda 441, 443, 448
 ovata, Radix 323
- paradoxum, Staurostrum 398
 parallelum, Pelodictyon 96
 Pasteurianum, Clostridium 60, 67
 Pasteurii, Urobacillus 45, 46
 pectinata, Synchaeta 256
 pectinoferum, Clostridium 80, 81
 Pedalia 253
 pediculus, Polyphemus 238, 256, 257
 Pelodictyon 94, 96
 perfoliatus, Potamogeton 173, 176
 Peridineae 262
 Peridinium 152
 piscinalis, Valvata 357
 Pisidium 320, 323, 341, 443
 planctonica, Gallionella 103
 planetophora, Cyclotella Kützingiana 261
 Planorbidae 323
 plicatilis, Brachionus 253
 plumosus, Tendipes 319—323, 368
 Polyphemus 259, 264
 Polypedium 320
 polyspora, Crenothrix 103
 Pontoporeia 341
- priodonta, Asplanchna 253, 256
 Protococcales 138
 Protozoa 200, 450
 psychrocarctica, Planosarcina 46
 pulchella, Ceriodaphnia 254, 255
 pulchellum, Dictyosphaerium 260
 pulex Daphnia 257—259, 262, 264
 — Rivulogammarus 322, 323, 347
 pulverea, Microcystis 260
 pusillus, Stigobromus 448
 pyriformis, Diffugia 399
- quadrangula, Ceriodaphnia 257
 quadrata, Keratella 253, 256
 quadricauda, Scenedesmus 260
 quadridentatus, Brachionus 253
- radiata, Golenkinia 260
 rectangula, Alona 399
 rectirostris, Moina 254, 257
 relict, Tintinnopsis 254
 reticulata, Ceriodaphnia 255
 Rhabdochromatium 94
 Rhodocapsa 94
 Rhodomonas 249
 Rhodospirillum 94
 Rhodotheca 94
 rosea, Thiopodia 95
 rosea-persicina, Lamprocystis 95
 — Thiocapsa 95
 roseum, Amoebobacter 95
 Rotatoria 262, 398 450
 rotundiflorus, Brachionus plicatilis 253
 ruber, Thiopolicoccus 95
 rubens, Brachionus 253
- salinus, Diaptomus 257
 sanguinea, Euglena 266
 sarsi, Pontogammarus 348
 Scenedesmus 140, 147, 149
 schmidt, Troglonaris 439, 450
 Schroeteri, Gloeococcus 260, 261
 scutifer, Cyclops 253
 semireductus, Tendipes 347
 sevani, Cyclops strenuus 256
 — Tribonema depauperatum 261
 Scheremetievi, Anabaena 260, 261
 Sialis 323
 Sida 258, 259
 sideropous, Leptothrix 103
 Sigara 323
 Simocephalus 258, 259
 sociale, Dinobryon 239
 solitaria, Oocystis 261
 Sorangium 75, 76
 sphaericus, Chydorus 254, 255, 257, 259, 399
 Sphaeriidae 357, 358
 Sphaerium sp. 322, 323,
 sphaerophora, Anomoeoneis 403
 spiroides, Anabaena 261
 Sporocystophaga 74, 75
 stagnalis, Limnaea 323
 Staurostrum 398
 stellare, Stigeoclonium 125
 Stigeoclonium 130
 strenuus, Cyclops 238, 254, 255

- suboxydans, *Methanobacterium* 88
subtilis, *Bacillus* 42
succinea, *Nereis* 370
Synedra sp. 274
- Tanypus** 320
Tardigrada 444
Tendipedidae 352, 366
Tendipes sp. 323
tentans, *Tendipes* 323
tentaculata, *Bithynia* 322
Testudinella 253
tetrapedia, *Crucigenia* 260
Thiocapsa 94
Thiocystis 94
thiooxidans, *Thiobacillus* 99, 100
thioparus, *Thiobacterium* 98, 99
Thiopedia 94
Thiophysa 98
Thioploca 98
Thiosarcina 94
Thiospira 94
Thiospirillum 94
Thiothece 94
Thiothrix 98
thummi, *Tendipes* 323, 367
Torula 26
Trachelomonas 266
Tribonema 125
trigla, *Polyarthra* 253
Tubifex 320, 323, 373
tubifex, *Tubifex* 347, 373
Tubificidae 323
- Turbellaria* 441, 442, 443, 448, 449
turgida, *Gloecapsa* 398
typicus, *Derocheilocaris* 450
- ulna, *Synedra* 260, 261
Ulothrix 130
uncinatus, *Pleuroxus* 399
Unionidae 357
ureae, *Planosarcina* 45, 46
ureae, *Sarcina* 108
uvella, *Synura* 128
- Valvata** 341
variabilis, *Anabaena* 133
varians, *Melosira* 260
Vaucheria 125
velox, *Eurytemora* 258
vernalis, *Acanthocyclops* 258
vetulus, *Simocephalus* 255, 257
vinelandii, *Azotobacter* 63
vinosum, *Chromatium* 94, 95
violacea, *Thiocystis* 95
virgulus, *Bacillus* 42
viridis, *Acanthocyclops* 258
viridis, *Protococcus* 125
volki, *Propappus* 319
Volvox 254, 262
vulgaris, *Arcella* 253
- Warmingii**, *Chromatium* 94
Weissii, *Chromatium* 94, 95
- Zachariasii**, *Attheya*, 260

*Утверждено к печати
Зоологическим институтом
Академии Наук СССР*

*

Технический редактор *Р. А. Аронс*
Корректор *К. Н. Феноменов*

*

РИСО АН СССР № 61а-44В. Подписано к печати 15 июня 1956 г. М-07685. Бумага 70×108/16. Бум. л. 14³/₄. Печ. л. 40,75. Уч.-изд. л. 40,48 + 3 вклейки (0.21 уч.-изд. л.) Тираж 2200. Зак. 540. Цена в переплете 30 р. 30 к.

1-я тип. Издательства АН СССР. Ленинград,
В. О., 9 линия, д. 12.