

**ФЕДЕРАЛЬНОЕ ГОСУДАРСТВЕННОЕ БЮДЖЕТНОЕ
ОБРАЗОВАТЕЛЬНОЕ УЧРЕЖДЕНИЕ ВЫСШЕГО ОБРАЗОВАНИЯ**

**«КЕРЧЕНСКИЙ ГОСУДАРСТВЕННЫЙ МОРСКОЙ
ТЕХНОЛОГИЧЕСКИЙ УНИВЕРСИТЕТ»**

КАФЕДРА ВОДНЫХ БИОРЕСУРСОВ И МАРИКУЛЬТУРЫ

Зинабадинова С.С.

**ГИДРОБИОЛОГИЯ (ЧАСТЬ 2)
ПРАКТИКУМ ПО ВЫПОЛНЕНИЮ ЛАБОРАТОРНЫХ РАБОТ**

для студентов направления подготовки
35.03.08 ВОДНЫЕ БИОРЕСУРСЫ И АКВАКУЛЬТУРА
очной и заочной форм обучения

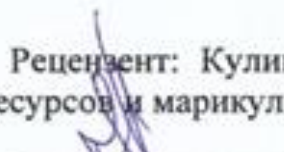
КЕРЧЬ, 2020

УДК 639.3.041.2

Составитель: Зинабадинова С.С., кандидат биол. наук, старший преподаватель кафедры водных биоресурсов и марикультуры ФГБОУ ВО «КГМТУ»


подпись

Рецензент: Кулиш А.В., канд. биол. наук, зав. кафедрой водных биоресурсов и марикультуры ФГБОУ ВО «КГМТУ»


подпись

Практикум по выполнению лабораторных работ рассмотрен и одобрен на заседании кафедры водных биоресурсов и марикультуры ФГБОУ ВО «КГМТУ»,

протокол № 9 от 05.06. 2020 г.

Зав. кафедрой _____ А.В. Кулиш


подпись

Практикум по выполнению лабораторных работ рекомендован к публикации на заседании методической комиссии ТФ ФГБОУ ВО «КГМТУ»,

протокол № 11 от 22.06. 2020 г.

СОДЕРЖАНИЕ

ВВЕДЕНИЕ.....	3
ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №1 Методы отбора проб планктона.....	4
ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №2 Методология изучения проб под микроскопом.....	9
ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №3 Определение физиологического состояния гидробионтов в пробе.....	13
ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №4 Определение относительной численности гидробионтов в пробе.....	15
ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №5 Определение абсолютной численности гидробионтов в пробе	16
ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №6 Орудия и методы сбора макрофитов.....	18
ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №7 Камеральная обработка макрофитов	21
ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №8 Орудия и методы бора проб фитопланктона в водоемах разного типа	23
ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №9 Камеральная обработка проб фитопланктона.....	26
ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №10 Анализ сезонной динамики численности и биомассы фитопланктона	29
ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №11 Орудия и методы сбора зоопланктона.....	33
ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №12 Камеральная обработка проб зоопланктона	34
ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №13 Анализ сезонной динамики численности и биомассы зоопланктона	38
ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №14 Орудия и методы сбора проб зообентоса	40
ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №15 Камеральная обработка проб зообентоса	47
ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №16 Методы сбора проб перифитона.....	50
СПИСОК ИСПОЛЬЗОВАННОЙ ЛИТЕРАТУРЫ.....	54

ВВЕДЕНИЕ

Практикум для лабораторных работ составлен в соответствии с программой по дисциплине «Гидробиология». Данный курс изучается студентами высших учебных заведений направления подготовки 35.03.08 Водные биоресурсы и аквакультура. Материалы, включенные в практикум охватывают раздел «Экологические группы и жизненные формы гидробионтов». Изучению дисциплины «Гидробиология» предшествует освоение дисциплин «Зоология», «Гидрботаника», «Основы биоценологии». Результаты освоения дисциплины «Гидробиология» используются при изучении последующих дисциплин, обеспечивающих дальнейшую подготовку в указанной области: «Санитарная гидробиология», «Ихтиология», «Болезни рыб».

Цель изучения дисциплины «Гидробиология» – создание теоретических и практических основ, необходимых для понимания классических методик гидробиологических исследований водных экосистем. Методики подобраны таким образом, что определение многих показателей возможно как в лаборатории, так и в полевых условиях.

Лабораторные работы по гидробиологии должны помочь студентам овладеть методами экспресс-анализа, сбора фито- и зоопланктона, макрофитов, зообентоса, перифитона, прямого и непрямого учета гидробионтов, расчета численности и биомассы гидробионтов а также навыками работы с лабораторным и полевым оборудованием.

В процессе выполнения лабораторных работ студенты:

- ознакамливаются с алгоритмом проведения лабораторной работы;
- изучают научную литературу, рекомендованную для данного лабораторного занятия;
- формулируют выводы по данному лабораторному занятию и оформляют отчет по лабораторной работе;
- защищают результаты лабораторной работы при проведении устного собеседования с преподавателем;
- применяется двухуровневая система защиты лабораторной работы: «сдал / не сдал».

Критерии оценивания лабораторной работы:

1. Оценка «сдал»: обучающийся правильно выполнил алгоритм работы; в лабораторной тетради оформлены результаты исследований и сформулированы выводы; обучающийся аргументированно излагает основные понятия теоретического минимума, владеет основными терминами и понятиями; в ответе допускаются неточности, которые обучающийся способен устранить с помощью наводящих вопросов.

2. Оценка «не сдал»: результаты работы представлены не в полном объеме; выводы не сформулированы; обучающийся путается в терминах; в работе и в устном ответе допущены грубые ошибки.

ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №1

Тема: Методы отбора проб планктона

Цель занятия: ознакомится с методами отбора проб планктона

Оборудование: планктонные сачки, сети и батометры различных типов

Теоретический минимум

Общие правила отбора гидробиологических проб (Руководство по гидробиологическому мониторингу пресноводных экосистем / под ред. В.А. Абакумова. СПб., 1992).

1. Методы отбора должны исключить или свести к минимуму возможные изменения определяемого показателя.

2. С учетом целей исследований проводят отбор точечных проб или объединенной (составной) пробы:

- точечную пробу получают путем однократного отбора всего требуемого количества исследуемого объекта;
- объединенную (составную) пробу получают путем объединения серии точечных проб, отобранных по пространственному или временному принципу.

3. При отборе проб воды не допускают взмучивание осадка донных отложений.

4. Для отбора точечных проб воды на заданной глубине применяют батометры.

5. Сразу после отбора пробы переливают или переносят в емкости для хранения.

6. Емкости для хранения проб должны быть чисто вымытыми, герметичными и изготовленными из химически стойкого материала, обеспечивающими неизменность свойств пробы.

7. Для консервации следует применять концентрированные растворы для предотвращения разбавления проб.

8. Каждая проба должна быть маркирована и иметь сопровождающую (дублирующую) запись в рабочем журнале с указанием места и условий отбора. Этикетку пишут на пергаментной бумаге карандашом и вкладывают под прокладку крышки или опускают внутрь сосуда. На этикетке рекомендуется указать следующие показатели:

- Название и место расположения водоёма
- Координаты
- Дата сбора
- Место сбора в пределах водоёма
- Глубина отбора пробы (горизонт)
- Орудие лова
- Объём процеженной воды

Важными сведениями могут оказаться показатели мутности и цветности воды; химические показатели, влияющие на развитие планктона (кислород, углекислота, окисляемость, рН, соленость, биогены – азот,

фосфор, железо); погодные условия (температура воздуха, облачность, сила ветра и т.д.).

Орудия лова планктона

Для лова планктона используют два основных типа орудий. Первые позволяют профильтровать определенный объем воды и задержать организмы на фильтре. Это – планктонные сачки и сети. Вторые «вырезают» из водоема определенный объем воды вместе с заключенной в нем фауной (в дальнейшем эту пробу, как правило, также сгущают путем фильтрации). Это – батометры, планктонные трубки и аналогичные им устройства.

Для качественных проб наиболее простым орудием лова является планктонный сачок. Стандартный сачок для лова планктона в пруду или озере имеет круглый обод диаметром 20– 30 см. (рис. 1). После облова сачок необходимо промыть чистой водой, просмотреть его целостность и просушить.



Рисунок 1 – Планктонный сачок

Планктонные сети. Качественные сети используют для выявления видового состава планктона водоема, или какой-либо его части. Сети, которые используют для количественного учета планктонных организмов, называют количественными. При определенных условиях эти сети могут заменять друг друга.

Для изготовления планктонных сетей используют мельничное сито. Мельничное сито из шелка или замещающее его капроновое или нейлоновое сетное полотно имеет разные размеры, обозначаемые номерами от 7 до 77. Номер сита соответствует количеству ячеек в 1 см² полотна. Чтобы узнать номер сита надо отмерить на сетке линию в 10 мм и под биноклем просчитать количество ячеек, которое и будет соответствовать номеру. Самая крупная ячейка (№ 7) имеет размер 1,364×1,364 мм, а самая мелкая (№ 77) – 0,064×0,064 мм.

Выбор номера сетного полотна зависит от задач, стоящих перед исследователем. Сеть из синтетических материалов при тех же размерах

имеет более высокую нумерацию, что связано с более тонкими нитями ячеек, и, как следствие, более высокую численность ячеек на 1 см^2 . Для вылова фитопланктона, как более мелкого, используют планктонные сети с мелкой ячейей; для зоопланктона – планктонные сети с ячейей покрупнее.

Тип планктонной сетки, ее конструкция и размеры зависят от типа водоема, его глубины и задач, стоящих перед исследователем. Большую известность получили сети Апштейна, Джеди, Богорова–Расса, Лангенганса, Гензена и др. (рис. 2).

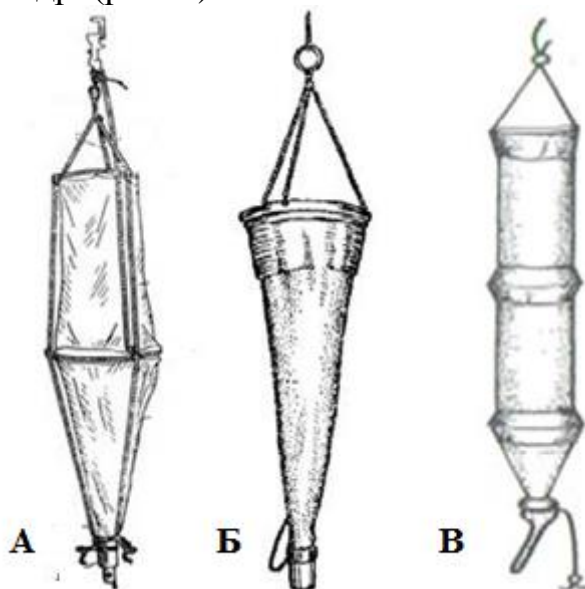


Рисунок 2 – Планктонные сети. Замыкающаяся количественная сеть Джеди (А), качественная сеть Апштейна (Б), Цилиндрическая сеть Лангенганса (В).

Кроме этих сетей в гидробиологических исследованиях применяются различные планктонные сети, в том числе: сеть Берджа, Метровая планктонная сеть (рис. 3) и многие другие. Следует отметить, что картина вертикального распределения зоопланктона, полученная в результате обработки сетных проб, может расцениваться как весьма приблизительная ввиду того, что сетные ловы не могут дать ни точной картины локализации слоев, ни максимальных величин концентрации в них зоопланктона, тем более, что планктонные сети значительно (часто в 1,5–2 раза) не долавливают его подвижные формы.

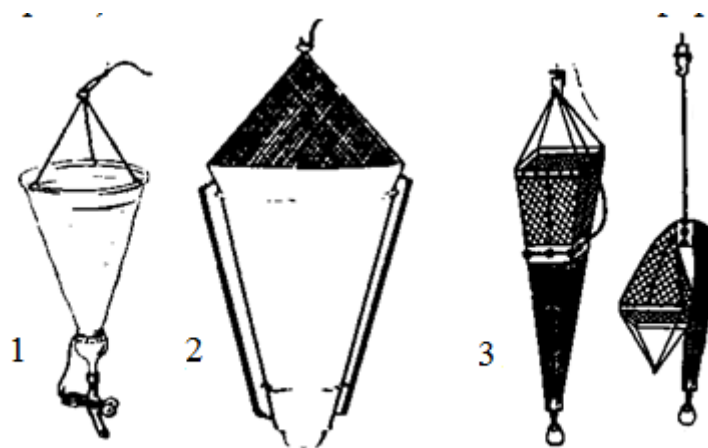


Рисунок 3 – Планктонная сеть в рабочем состоянии (1); сеть Берджа (2) и Метровая планктонная сеть (3) в открытом и закрытом виде.

Батометры – приборы, состоящие из одного или двух цилиндров, которые опускаются на определенную глубину в открытом виде, а затем захлопываются. При работе на пресных водоемах используют батометры объемом 1–2 л, а на море – 2–5 л. При «цветении» воды объем пробы фитопланктона может быть снижен в 2–3 раза. При исследованиях планктона на озерах и прудах используют простой и надежный батометр Рутнера. Он имеет вид цилиндра стеклянного или пластикового диаметром до 10 см, вмонтированного в металлические или пластиковые кольца, с зажимами для термометра. На центральном стержне смонтированы верхняя и нижняя крышка и закрывающий механизм. На нижней крышке имеется трубка с зажимом (рис. 4).

При отсутствии батометра пробу можно взять бутылкой с широким горлом и с пробкой. Бутылку опускают на нужную глубину и открывают тросом, прикрепленным к пробке. Схема бутылочного батометра приведена на рисунке. 4б. На верхнюю трубку надевают шланг с зажимом и опускают конструкцию в воду на нужную глубину, после чего зажим снимают. Вода заполняет бутылку, вытесняя воздух. Этот метод удобен в применении при работе на небольших и мелких водоемах и прост в изготовлении аппарата. Батометр Ван–Дорна (рис. 4 в,г) опускают в открытом виде на нужную глубину и посредством спускового устройства герметично закрывают. Сходное устройство имеет батометр Скадовского–Зернова (рис. 4д).

В последнее время разработаны батометры совмещающие функции термометра, глубиномера и др. Примером может служить батометр Молчанова емкостью 4 л и его модифицированная модель (рис. 4е). На рыбоводных водоёмах хорошо зарекомендовал себя батометр Паталаса, объемом 5 л. Его сваривают из оцинкованного железа (толщина 0,6 мм) в виде призмы (10×10×50 см) с двумя подвижными крышками (нижняя и верхняя), которые под давлением воды при опускании батометра

открываются, а при его поднятии – закрываются. Для герметичности внутренняя нижняя кромка батометра снабжена уплотнителем (рис. 4з).

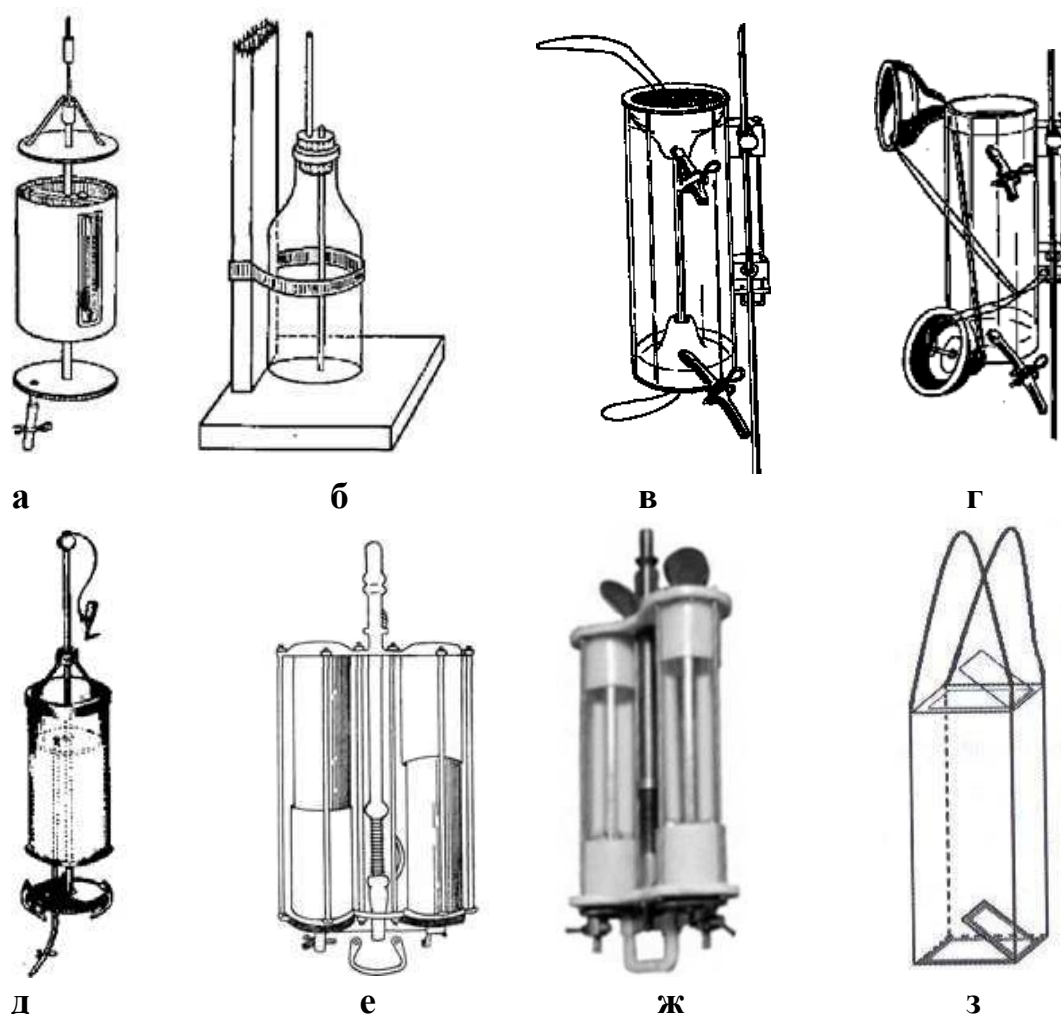


Рисунок 4 – Батометры: Рутнера (а) и его самодельная модификация (б); Ван Дорна в закрытом (в) и открытом (г) состоянии; Скадовского–Зернова (д), Молчанова и его модифицированная модель (е, ж) и Паталаса (з)

В аквакультурных водоемах пробы планктона можно брать водозачерпыванием, которое проводят ведром емкостью 5–10 л. Для аквакультурных целей точность результатов исследований является достаточной. В прудах пробы можно брать планктонной трубкой Уормеля–Вундера. Её несложно сделать самостоятельно. Отрезки стеклянных или пластиковых трубок соединяют посредством резиновых шлангов. Количество трубок устанавливает исследователь. Обычно используют 5–6 трубок. В таком виде всю конструкцию опускают в воду на нужную глубину. Затем верхнее отверстие зажимают пальцем или плотной пробкой и начинают подъём. По мере извлечения каждый отсек (трубку) изолируют зажимом на соединительные резиновые трубочки. Воду с планктоном из трубок Утурмеля– Вундера переливают в отдельные склянки, поочередно открывая зажимы, начиная с нижней секции.

Дальнейшую обработку выполняют по общепринятой методике. С такой трубкой удобно работать вдвоём. Хранить трубку Утормеля–Вундера можно в сложенном состоянии в футляре.

Ход работы

1. Изучить основные орудия отбора проб планктона.
2. Зарисовать схематические изображения основных орудий отбора проб планктона в лабораторную тетрадь.
3. При возможности проведения лабораторной работы в полевых условиях:
 - установить три точки сбора проб (продвижение вверх по течению);
 - на каждой точке сбора проб процедить 30 литров воды (три раза отобрать воду из водоема 10 литровым ведром и процедить через планктонную сетку);
 - после процеживания вода стекает, а организмы остаются в сливном стаканчике, содержимое стаканчика сливают в хорошо отмытую склянку;
 - ополоснуть сетку при закрытом стаканчике. При этом необходимо следить, чтобы вода не перехлестывалась через верх сетки.
 - открыть отверстие сливного стаканчика и процеживать воду, содержимое стаканчика снова вылить в эту же склянку (операцию можно проделать и в третий раз, при этом воду для промывки нужно брать чистую, а не из того же водоема, откуда собирается проба);
 - тщательно промыть сачок;
 - проба фиксируется 4%-ным раствором формальдегида;
 - на этикетке, прикрепленной к пробе, отмечают: дата, место лова, объем пробы в литрах, а также показатели температуры, прозрачности и скорости течения.

Вопросы для самоконтроля:

1. Перечислите основные модификации планктонных сетей
2. Перечислите основные модификации батометров

Рекомендуемая литература: [3, 6]

ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №2

Тема: Методология изучения проб под микроскопом

Цель занятия: ознакомиться с основными правилами изучения гидробиологических проб под микроскопом

Оборудование: микроскоп, стереомикроскоп, объект-микромметр, окуляр-микромметр

Теоретический минимум

Основные правила работы с микроскопом

В учебных лабораториях наиболее часто используют световые микроскопы, на которых микропрепараты рассматривают с использованием естественного или искусственного света. В гидробиологических исследованиях активно используются стереомикроскопы (рис. 5), которые обеспечивают объемное восприятие микрообъекта и увеличение от 3,5 и более раз. Для определения общего увеличения микроскопа следует умножить увеличение объектива на увеличение окуляра. В случае использования бинокулярной или тринокулярной насадки в данное уравнение нужно добавить собственное увеличение насадки.

В учебных и научных лабораториях используются световые микроскопы, с помощью которых можно установить ряд морфологических особенностей объекта и идентифицировать микроорганизмы, а также сфотографировать и измерить их.

Наименьшее расстояние, при котором две соседние точки видны под микроскопом раздельно, называют его разрешающей способностью. Чем больше разрешающая способность, тем большее увеличение можно получить под микроскопом.

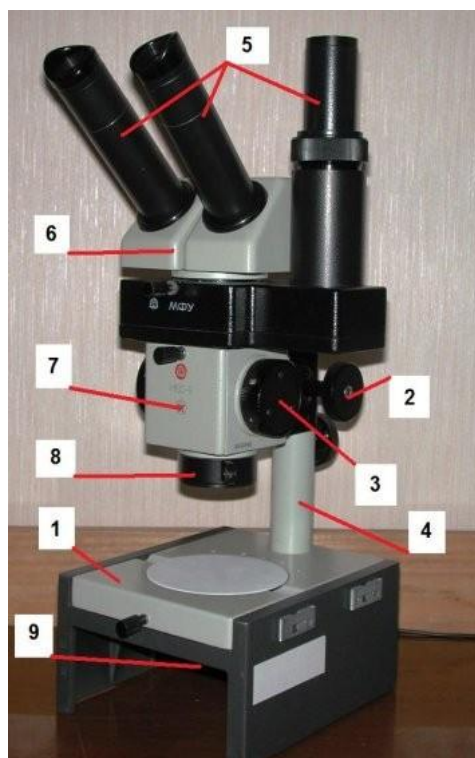


Рисунок 5 – Стереомикроскоп. 1 – предметный столик; 2 – винт для наводки на фокус; 3 – устройство для переключения степени увеличения; 4 – штатив; 5 – окуляр; 6 – бинокулярная насадка; 7 – оптическая головка; 8 – объектив; 9 – зеркало.

Наименьшие частицы, которые можно хорошо рассмотреть под микроскопом, должны по своим размерам быть больше $1/3$ длины волны света. Это означает, что под обычным световым микроскопом можно рассмотреть организмы с размерами не менее 0,2–0,3 мкм. Наиболее важной частью микроскопа, определяющей его оптическую мощность, являются объективы. Объективы подразделяют на сухие и иммерсионные (маслянопогружные). Сухие объективы применяют при небольших увеличениях (400–600 раз). Между объективом и препаратом находится слой воздуха. Часть световых лучей отклоняется и не попадает в глаз наблюдателя.

При изучении микроорганизмов используют иммерсионный объектив, дающий увеличение от 1000 раз. Такой объектив погружают в каплю кедрового масла, нанесенную на препарат. Показатель преломления кедрового масла близок к показателю преломления стекла и между стеклом и линзой объектива устанавливается однородная среда. Благодаря этому все лучи, не преломляясь и не меняя своего направления, попадают в объектив и обеспечивают хорошую видимость объекта.

Осветительное устройство состоит из зеркала или электроосветителя, конденсора с ирисовой диафрагмой и светофильтра, расположенных под предметным столиком. Они предназначены для освещения объекта пучком света.

Микроскопические измерения

Для проведения измерений и подсчета используют окуляр–микрометр, объект–микрометр и препаратоводитель.

Объект-микрометр представляет собой металлическую или стеклянную пластинку в форме предметного стекла (рис. 6). На этой пластинке обозначен круг, в центре которого имеется шкала. Величина всей шкалы составляет 1 мм. Она разделена на 100 частей. Объект–микрометр нужен для определения цены деления окуляр–микрометра, для определения масштаба изображения на микрофотографиях и рисунках и для определения увеличения микроскопов со сложными оптическими системами.

Интервалы между делениями обычно равны 0,01 мм, т.е. 10 микрометрам (сокращ. мкм) – цена одного деления объект–микрометра. Эта величина всегда обозначена в виде маркировки на объект–микрометре.

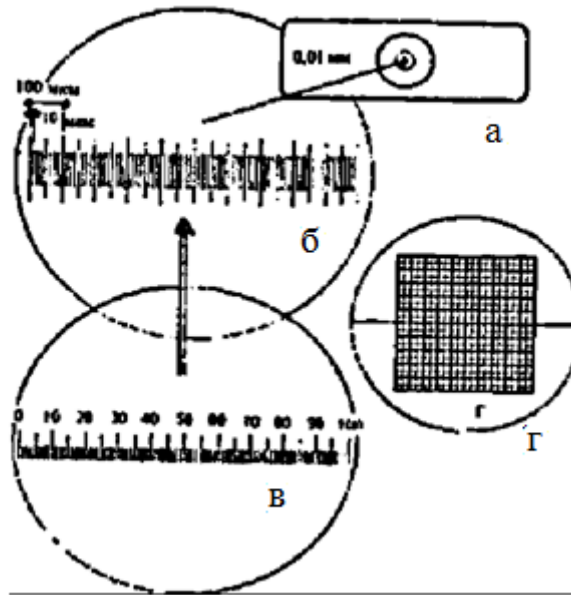


Рисунок 6 – Объект–микрометр (а), шкала объект–микрометра (б), шкала окуляр–микрометра (в) и сетчатый окуляр–микрометр (г)

Окуляр–микрометр представляет собой тонкую круглую стеклянную (отдельную или вмонтированную в окуляр) пластинку, с нанесенной на ней линейной шкалой (рис. 6). Длина всей шкалы может быть 5 мм. Она разделена на 50 частей, по 0,1 мм каждая, или же на 200 частей – по 0,05 мм каждая. Бывает шкала окуляр–микрометра длиной в 10 мм, разделённая на 100 частей, по 0,1 мм каждая.

Окуляр–микрометр вставляют между линзами окуляра. Такой окуляр–микрометр служит для линейных измерений.

Для измерений плоскостей и для подсчета числа клеток в определенной площади используют сетчатый окуляр–микрометр (рис. 6г). В нем на стеклянной пластинке нанесен квадрат. Длина сторон квадрата 10 мм. Каждая сторона квадрата разделена на 20 частей. В результате пересечения горизонтальных и вертикальных линий образуется сеточка, с интервалами между делениями 0,5 мм.

Ход работы

1. Подготовить микроскоп для работы: установив освещение, подготовленный препарат помещают на предметный столик и закрепляют предметное стекло зажимами. Фокусируя микроскоп, объектив опускают на объект, а затем медленно поднимают макровинтом, наблюдая в окуляр появление изображения. После этого делают точную фокусировку макровинтом, вращая его не более чем на половину оборота. Загрязнение оптической системы могут вызывать нечеткость изображения.

2. Определить цену деления окуляр–микрометра: окуляр–микрометр надевают на тубус, а объект–микрометр помещают на столик микроскопа. Биштрих окуляра микрометрическим винтом совмещают с одним из делений сетки–

миллиметра и подсчитывают число делений объект–микрометра, покрытых известным числом делений окулярного микрометра. Число делений объект–микрометра умножают на 10 мк, т.е. на величину каждого деления сетки–миллиметра, и делят на число делений окулярного микрометра. Полученное число и будет являться ценой деления окулярного микрометра при данном объективе.

3. По окончании работы поднимают тубус микроскопа, убирают препарат, протирают предметный столик тампоном, смоченным в спирте. Особенно следует следить за иммерсионным объективом. После работы мягкой тканью осторожно удаляют остатки иммерсионного масла с линзы объектива и конденсора, чтобы избежать порчи оптики. Высохшее масло удаляют тканью, смоченной бензином или бензолом.

Переносить микроскоп надо за штатив, поддерживая другой рукой снизу основания. Микроскоп следует хранить в его стандартном футляре или использовать полиэтиленовый чехол.

Вопросы для самоконтроля:

1. Как рассчитать общее увеличение на стереомикроскопе?
2. Что такое объект-микрометр?
3. Что такое окуляр-микрометр?

Рекомендуемая литература: [3, 4, 6]

ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №3

Тема: Определение физиологического состояния гидробионтов в пробе

Цель занятия: изучить основные приемы определения физиологического состояния гидробионтов в пробе

Оборудование: микроскоп, стереомикроскоп, гидробиологические пробы, предметные и покровные стекла, чашки Петри

Теоретический минимум

В основном гидробионты определяются в живом виде. При анализе физиологического состояния гидробионтов учитываются следующие показатели.

1. Преобладающие группы и виды организмов биоценоза.
2. Степень упитанности (хорошая, удовлетворительная, слабая). Важнейшим критерием упитанности служит интенсивность фагоцитоза, оцениваемая по количеству пищеварительных вакуолей. Второй критерий – степень прозрачности цитоплазмы.
3. Состояние сократительных (пульсирующих) вакуолей, выполняющих функцию осморегуляции. Следует обратить внимание на

степень наполнения и скорость их пульсации. При неблагоприятных условиях ритм пульсации замедляется и осморегуляция нарушается.

4. Форма тела. Отклонения от нормы могут быть вызваны различными факторами. У большинства простейших при хорошей упитанности форма тела расширенная, почти округлая или бочонковидная, при слабой – происходит её вытягивание. Токсические вещества вызывают возникновение различных уродств (вмятины, складки, асимметрия и др.).

5. Интенсивность работы двигательного аппарата (жгутиков, ресничек, псевдоподий) – интенсивная, слабая, полная неподвижность. Движение гидробионтов зависит от многих факторов, в первую очередь от температуры и химического состава среды обитания.

Размеры организмов (нормальные, укрупненные, мелкие). В основном этот показатель связан с условиями питания. Однако некоторые виды загрязнений могут вызывать измельчание организмов.

8. Характер размножения. Большинству одноклеточных гидробионтов в благоприятных условиях свойственно бесполое размножением, происходящее путем деления организма на две части. Наличие большого количества особей, размножающихся половым путем (конъюгация – слияние двух особей), указывает на сдвиг экологических условий в неблагоприятную сторону.

9. Наличие цист. Инцистирование – важное биологическое приспособление большинства простейших, обеспечивающее их сохранность в период наступления неблагоприятных для их существования условий (снижение температуры, подсушивание, ухудшение питания). В процессе образования цист сбрасываются или втягиваются органеллы движения, клетки округляются и выделяют на своей поверхности плотную защитную оболочку. При возвращении благоприятных условий цисты раскрываются и простейшие вновь становятся активными.

10. Наличие погибших гидробионтов. Гибель может быть вызвана или очень быстрым и резким изменением жизненных факторов, при котором организмы не успевают инцистироваться, или воздействием чуждых им реагентов (радиация, токсиканты и др.). Обычно картина массовой гибели гидробионтов наблюдается при мощных залповых сбросах отходов промышленных предприятий.

Для сгущения проб применяют длительное отстаивание. При высокой концентрации взвешенных частиц в пробе (ила) производят разбавление пробы. При этом нужно следить за тем, чтобы разбавляющая жидкость была получена из тех же мест водоема, что и исходная проба, в противном случае нарушается жизнедеятельность организмов.

Ход работы

Для изготовления препарата пробы отстаиваются в течение 2-3 минут, необходимых для концентрации пробы. Капля пробы, отобранная пипеткой с широким отверстием, помещается на предметное стекло и накрывается покровным стеклом. Желателен просмотр минимум двух

капель из каждой пробы - с поверхности пробы и со дна сосуда, так как при отстаивании организмы в зависимости от их массы и поведенческих реакций распределяются в толще пробы неравномерно.

Вопросы для самоконтроля:

1. О чем может свидетельствовать наличие большого количества коньюгированных организмов в пробе?
 2. О чем может свидетельствовать наличие большого количества погибших гидробионтов в пробе?
 3. При каких условиях в пробах могут обнаруживаться цисты?
- Рекомендуемая литература: [4, 6]*

ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №4

Тема: Определение относительной численности гидробионтов в пробе

Цель занятия: ознакомиться с принципами определения относительной численности гидробионтов в пробе

Оборудование: микроскоп, стереомикроскоп, гидробиологические пробы, предметные и покровные стекла.

Теоретический минимум

Принцип определения заключается в оценке относительной численности организмов по условной шкале. Наиболее распространена пятибальная шкала. Преимущество метода – быстрота проведения метода (при достаточном навыке – 10-15 минут для каждой пробы). В связи с этим метод используется при повседневных массовых анализах. Недостаток метод – субъективность оценки. Поэтому надлежащие результаты могут быть получены только при достаточной квалификации исполнителя.

Если определению мешает повышенная активность организмов, их следует фиксировать или замедлить. Замедление движения всех гидробионтов может быть достигнуто введением в препарат веществ, увеличивающих вязкость жидкости, например, глицерина. Доза этих веществ подбирается опытным путем. Не следует прибегать для остановки движения к подсушиванию препаратов. Организмы при этом обездвиживаются, но одновременно происходит значительное искажение их формы, что затрудняет их определение.

Условные баллы встречаемости организмов: 1 – единичное нахождение (до 5 экземпляров в препарате); 2 – мало (от 5 до 10 экземпляров в препарате), 3 – порядочно (от 10 до 30 экземпляров в препарате), 4 – много (31– 50 экземпляров в препарате); 5 – в массе (более

50 экземпляров в препарате).

Ход работы

Капля пробы, отобранная пипеткой с широким отверстием, помещается на предметное стекло и накрывается покровным стеклом. При учете по пятибальной системе желательно использование стекол размером 24x24мм. Желателен просмотр минимум двух капель из каждой пробы (с поверхности пробы и со дна сосуда). В каждой капле следует просмотреть по 40 полей зрения, причем препарат под объективом проводят зигзагообразно, так что материал просматривается практически полностью (рис. 7).

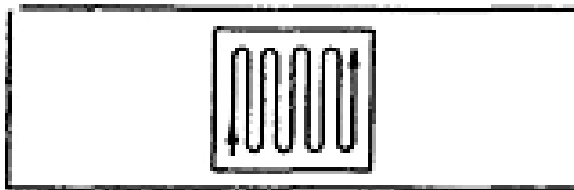


Рисунок 7 – Ход просмотра препарата с пробой под микроскопом

Учет проводится при увеличении до 10 раз, детали рассматриваются при больших увеличениях.

Вопросы для самоконтроля:

1. Какие вещества применяются для снижения двигательной активности гидробионтов?
2. В чем преимущества и недостатки метода определения относительной численности гидробионтов в пробе по пятибальной шкале?

Рекомендуемая литература: [4, 6]

ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №5

Тема: Определение абсолютной численности гидробионтов в пробе

Цель занятия: ознакомиться с принципами определения абсолютной численности гидробионтов в пробе

Оборудование: микроскоп, стереомикроскоп, гидробиологические пробы, предметные и покровные стекла, чашки Петри

Теоретический минимум

Учет может проводиться в счетных камерах различных систем (Кольквитца, Нажотта, в камерах для учета элементов крови – Горяева, Фукса-Розенталя). В этом случае число организмов, учтенных в камере, делят на объем камеры в миллиметрах и получают число экземпляров в 1 мм жидкости.

Обычно микроскопирование проб для этого метода проводится при небольших увеличениях (5x10). В отдельных случаях, когда

диагностические признаки очень мелки, используются большие увеличения (5x20, 5x40) или иммерсионная система (об.х90).

Для подсчета крупных организмов (черви, водные клещи, личинки насекомых) применяют стереоскопический микроскоп с увеличением x12. Подсчет ведут в чашке Петри или в камере Богорова. Учитывают все организмы в данном объеме (5-10мл), а затем делают пересчет на 1 мл.

В отдельных случаях, поскольку организмы сильно отличаются между собой по размерам, правильнее выразить содержание организмов в пробе не числом, а в пересчете на их биомассу. Для этого вычисляют объем организмов, исходя из их размеров и приравнивают форму каждого организма к простейшему геометрическому телу. Плотность организмов принимают равной 1, получают биомассу в граммах. Для многих организмов данные по биомассе приводятся в литературе.

Ход работы

Микропипеткой набирают 0,1 мл пробы. Наносят каплю на предметное стекло и покрывают предметным стеклом (18x18мм). Таких препаратов изготавливают 3-5. В каждом препарате по диагонали покровного стекла при увеличении 5x10 подсчитывают организмы в 10 полях зрения. При густом иле пробу разводят вдвое, тогда полученные результаты соответственно увеличиваются вдвое. После подсчета гидробионтов в 30-50 полях зрения находят среднее арифметическое для 1 поля зрения.

Количество организмов в 1 мл определяют по формуле (1)

$$D = Sd / \pi^2 p \quad (1)$$

где D – количество исследуемых организмов в 1 мл жидкости;

d – количество организмов в одном поле зрения (среднее арифметическое из числа просмотренных полей зрения);

π^2 – площадь поля зрения объектива в квадратных миллиметрах (радиус поля зрения объектива определяется по линейке объект-микрометра);

S – площадь покровного стекла в квадратных миллиметрах;

p – объем закапанной пробы.

Вопросы для самоконтроля:

1. Какие счетные камеры используются для определения численности гидробионтов?

2. Как выразить содержание гидробионтов в пробе в пересчете на их биомассу?

Рекомендуемая литература: [4, 6]

ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №6
Тема: Орудия и методы сбора макрофитов

Цель занятия: ознакомиться с основными принципами сбора макрофитов

Оборудование: рамка, емкости для сбора проб, скребки

Теоретический минимум

Макрофиты – (от греческого $\mu\acute{\alpha}\kappa\rho\varsigma$ — большой, длинный и $\phi\upsilon\tau\acute{o}\nu$ - растение) крупные растительные организмы, размеры которых, как правило, позволяют наблюдать отдельные особи невооруженным глазом. Если формально подойти к вопросу размеров макрофитов – то они, как представители макробентоса (точнее макрофитобентоса), по определению должны быть крупнее двух мм. В систематическом отношении это очень разнородная группа. В морях к макрофитам относят водоросли (макроводоросли – бурые, красные (багрянки), зеленые, харовые; к макрофитам можно отнести и некоторые желто- зеленые) и морские травы (цветковые растения).

подавляющее большинство макрофитов растет прикрепившись ко дну. Макрофиты сами могут служить субстратом для прикрепления к ним других организмов, в том числе микро и макроводорослей, которые в этом случае называют эпифитами. На мягких грунтах макрофиты закрепляются с помощью корневищ и корней (цветковые растения) и морфологически похожих структур - ризом и ризоидов у харовых и некоторых зеленых водорослей; на твердых грунтах с помощью ризоидов или прирастают к камням подошвой.

Некоторые виды макрофитов могут успешно расти и размножаться не прикрепленными к субстрату. И в некоторых случаях, благодаря определенному сочетанию внешних условий, формируют мощные скопления. Наиболее известные примеры – это бурые водоросли из рода *Sargassum*, обитающие в Саргассовом море, и красная водоросль *Phyllophora crispa* – способная формировать неприкрепленные ко дну пласты - образует в Черном море Филлофорное поле Зернова.

Пояс морских макрофитов - прибрежная зона морского дна, заселенная крупными донными водорослями и высшими растениями. Верхняя граница пояса начинается на литорали (зона, заливаемая водой в прилив), а при наличии твердых грунтов и устойчивого прибоя, еще выше – на супралиторали (зона заплеска). Нижняя граница распространения макрофитов определяется в первую очередь глубиной проникновения необходимой для фотосинтеза части солнечного спектра (фотосинтетически активной радиации – ФАР) и может простираться до глубины 40-60-100 и более метров. Дополнительно пояс макрофитов, лежащий ниже нуля глубин, т.е в сублиторали, по глубинам подразделяют на горизонты фотофильной (от 0 до 15-25(40) м), и сциафильной² растительности (от 25-30(40) м до нижней границы фитали).

В фотофильном горизонте сосредоточено основное разнообразие и биомасса макрофитов: морских трав и самых крупных водорослей. Сциафильный горизонт заселен преимущественно теневыносливыми красными водорослями, в нем наблюдается присутствие единичных растений или разреженных их поселений

Пояс морских макрофитов – функционально важный элемент прибрежных экосистем, обеспечивающий высокую продуктивность и биологическое разнообразие не только в районах своего произрастания – сравнительно узкой прибрежной полосе, но и всей морской биоты в целом.

Наиболее важные абиотические факторы, влияющие на состав и структуру сообществ макрофитов - грунты, гидродинамика, освещенность, температура.

Грунты. Грунт, как субстрат для прикрепления, наряду с гидродинамикой играет одну из определяющих ролей в формировании сообщества макрофитов. Как правило, на твердых грунтах развиваются макроводоросли, а на мягких – цветковые растения. В северных морях на твердых грунтах (скалы, валунные россыпи) преобладают бурые водоросли, а на мягких (пески, заиленные пески) цветковое растение *Zostera*.

Гидродинамика. Движение воды относительно закрепленного слоевища макрофита (прибой, приливо-отливные течения и др.) играет важную роль. С одной стороны, чем интенсивнее гидродинамика, тем эффективнее могут проходить обменные процессы в макрофитах, т.к. необходимые для своего развития вещества они получают из воды (водоросли – из воды, однако морские цветковые растения, как и их родственники на суше, получают минеральное питание с помощью корней, из грунта); вода же и обеспечивает удаление продуктов жизнедеятельности. С другой стороны, возрастают механические нагрузки на слоевище, что влечет за собой необходимость надежного прикрепления к субстрату (в условиях интенсивной гидродинамики развитие макрофитов возможно лишь на твердых грунтах).

Освещенность. Другой важный фактор – освещенность. Этот фактор имеет четкий вертикальный градиент. От избытка света на литорали и мелководье (особенно в тропических морях), до недостатка на глубине. Причем разные части спектра солнечного света способны проникать на разную глубину. Наиболее интенсивно вода поглощает красную, длинноволновую часть спектра. Глубже всего проникают коротковолновое излучение - синий и фиолетовый свет. С уменьшением количества света (а точнее определенной части спектра - ФАР) снижается скорость фотосинтеза, и на некоторой глубине поглощение углекислоты при фотосинтезе уравнивается выделением её в процессе дыхания. Это так называемая компенсаторная точка. Глубину положения компенсаторной точки принято считать нижней границей фитальной зоны (фитали). Эта глубина в разных местах различается, и зависит от многих факторов: мутность, цветность воды, количество фитопланктона, и др. и

может составлять от нескольких метров до 100 метров и более. Глубже всего (до 200 метров, в прозрачных тропических водах) из макрофитов можно встретить представителей красных водорослей, что обусловлено особенностями их фотосинтетического аппарата. Помимо хлорофилла, в хлоропластах красных водорослей имеются фикобилиновые пигменты, обеспечивающие усвоение зеленой части спектра, который проникает значительно глубже красного света.

Температура. Говоря о таком широком понятии как макрофиты, можно констатировать, что они распространены практически повсеместно, в разных температурных условиях. Тем не менее, можно выделить некие общие тенденции.

Самые большие макрофиты – бурые ламинариевые водоросли, обитатели холодных вод, многие представители которых способны быстро расти при температуре воды около 0°C. Другие крупные представители бурых водорослей – фукоиды, обитают во всех климатических зонах – от тропиков до высоких широт, наибольшего развития достигая в умеренных широтах. В тропиках массовое развитие бурых водорослей приурочено к зимним месяцам, когда понижается температура воды.

Большого разнообразия красные и зеленые водоросли достигают в теплых и тропических морях, но и холодные моря не бедны их представителями. Однако в северных морях и морях умеренной зоны их массовое развитие приурочено к летним месяцам. Что касается морских трав, то и они довольно эвритермны, характерная для умеренных вод *Zostera* способна цвести и продуцировать семена при температурах от 0 до 30°C, тропические травы нормально вегетируют при температурах 17-32°C.

В северных морях значительное влияние на пояс макрофитов оказывает ледяной покров. Затеняет литоральные и сублиторальные макрофиты. На литоральные сообщества он оказывает механическое воздействие, срезая или отрывая слоевища от субстрата. Обеспечивает более стабильный температурный режим, предохраняя литораль от промерзания в отлив.

Ход работы

1. Для получения изучения пространственного распределения макрофитов в водоеме использовать метод сбора проб с помощью рамки.
2. На каждой точке отбора проб с помощью рамки известного размера отобрать не менее трех пробных площадок.
3. Провести маркирование проб с обязательным указанием характеристик - глубина, тип грунта, район отбора проб.

Вопросы для самоконтроля:

1. Какие организмы называются макрофитами?
2. Перечислите наиболее важные абиотические факторы, влияющие на состав и структуру сообществ макрофитов.

Рекомендуемая литература: [1, 2, 5, 6]

ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №7

Тема: Камеральная обработка макрофитов

Цель занятия: ознакомиться с основными принципами камеральной обработки проб макрофитов

Оборудование: гидробиологические пробы макрофитов, лабораторная посуда, весы, определители

Теоретический минимум

Особенности биологии макрофитов

Основная общая особенность рассматриваемых в данной лабораторной работе морских макрофитов – это фотоавтотрофный способ питания. Далее коротко укажем основные особенности крупных систематических групп, представители которых играют важную роль в прибрежных экосистемах.

МОРСКИЕ ТРАВЫ (*Zostera*, *Posidonia*, *Phyllospadix* и др.) – цветковые растения - отдел Magnoliophyta. Распространены практически повсеместно. Растения многолетние. Размножение половое - цветут и плодоносят под водой; также размножаются вегетативно. Большинство представителей предпочитают мягкие грунты, образуя на них обширные подводные луга. Переплетаясь корнями и корневищами, формируют плотную дерновину, тем самым стабилизируя мягкий грунт и препятствуя его размыву штормами. Также подводные луга существенно снижают гидродинамику, способствуя накоплению осадка в зарослях. Образуют одно из самых продуктивных автотрофных сообществ. Являются местом обитания или временного укрытия для многих животных, в том числе и для промысловых. Например, заросли *Zostera marina* в Белом море – основное место нереста беломорской сельди.

БУРЫЕ ВОДОРΟΣЛИ класс *Fucophyceae* (отдел *Ochrophyta*)

Практически все представители класса – макрофиты. Размножение половое, вегетативное и бесполое. Встречаются разные типы жизненных циклов.

Ламинариевым (пор. *Laminariales*) присуща смена морфологически различных поколений (не похожих друг на друга спорофита и гаметофита) – так называемая гетероморфная смена поколений. Макроскопический

спорофит производит зооспоры, которые обладают подвижностью за счет жгутиков, какое-то время активно плавают в поисках подходящего субстрата, оседают и прорастают в микроскопические нитчатые гаметофиты. Половой процесс оогамный. На гаметофитах в свою очередь формируются оогонии и антеридии. Сформировавшиеся в антеридиях сперматозоиды плавают в поисках яйцеклетки. Созревшая яйцеклетка остается прикрепленной к оогонию, из зиготы развивается спорофит, вскоре прикрепляясь к субстрату. Таким образом, место развития спорофита предопределено местоположением женского гаметофита.

Эктокарповые (порядок Ectocarpales) обладают изоморфной сменой поколений, т.е. спорофит и гаметофит морфологически похожи. Спорофит производит зооспоры, из которых вырастают гаметофиты. Половой процесс изо-или гетерогамный. На гаметофитах образуются подвижные гаметы, после слияния формируется зигота, из которой развивается спорофит.

У Фукусовых (порядок Fucales) нет смены поколений. Половой процесс оогамный. На слоевище, внутри особых камер (скафидиев), формируются оогонии и антеридии. Половые продукты выходят в воду, где происходит оплодотворение. Зиготы быстро приклеиваются к субстрату, и начинают формировать орган прикрепления – первичный ризоид.

Бурые водоросли могут быть как однолетними, так и многолетними. Например, представители рода *Fucus* могут достигать возраста 10 лет и более, а некоторые ламинариевые (*Nereocystis lutea*, *Alaria fusticola* и др.), несмотря на свой размер, однолетние. Рост ламинариевых интеркалярный (вставочный) – т.е. зона роста расположена в основании пластины. Следовательно, самая старая часть пластины – верхняя, а молодая находится внизу, у стволика. Ежегодно происходит нарастание пластины и разрушение ее старой части, поэтому у многолетних представителей ламинариевых собственно многолетними являются стволик и органы прикрепления. Ламинариевые – самые крупные из всех водорослей – спорофиты *Macrocystis pyrifera* достигают 50м в длину. Также, ламинариевые водоросли способны формировать обширные заросли - подводные «леса», именуемые «келп».

ЗЕЛЕННЫЕ ВОДОРΟΣЛИ отдел Chlorophyta

Среди зеленых водорослей широко представлены как макро- так и микрофиты. Размножение вегетативное, бесполое и половое. Встречаются разные типы жизненных циклов, но преобладает однофазный жизненный цикл (без смены поколений). Многие представители отдела – однолетние, сезонные виды, хотя есть и многолетние представители. Некоторые виды зеленых водорослей способны быстро развиваться в массе в ответ на эвтрофикацию водоема.

КРАСНЫЕ ВОДОРΟΣЛИ отдел Rhodophyta

Большинство представителей – макрофиты. Размножение половое, вегетативное и бесполое. В жизненном цикле отсутствуют подвижные

стадии. Встречаются разные жизненные циклы, но преобладают циклы со сменой поколений. Помимо рассмотренных выше двухфазных жизненных циклов на примере эктокарпусовых и ламинариевых (стадии спорофита и гаметофита), у багрянок встречается трехфазный цикл, осложненный дополнительной фазой карпоспорофита.

Красные водоросли могут быть как однолетними, так и многолетними. Например, упоминавшаяся выше *Phyllophora crispa* многолетняя водоросль.

Багрянки из порядка Corallinales откладывают в клеточных стенках карбонат кальция. Они могут принимать участие в строительстве коралловых рифов. А в более прохладных водах, где нет кораллов, они могут образовывать «коралиновые тротуары» - пятна до нескольких метров в поперечнике, иногда такие структуры могут образовываться поверх рыхлых грунтов. Известны рифы, образованные почти исключительно красной водорослью *Neogoniolithon notarisii*.

Ход работы

1. Распределить растения в пробе по видовому составу (при необходимости воспользоваться определителем)
2. Подсчитать численность каждого вида в пробе.
3. Подсчитать биомассу каждого вида в пробе

Вопросы для самоконтроля:

1. Какие виды высших растений относятся к морским макрофитам?
2. Перечислите особенности макрофитов из отдела Бурые водоросли.

Рекомендуемая литература: [1, 2, 5, 6]

ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №8

Тема: Орудия и методы бора проб фитопланктона в водоемах разного типа

Цель занятия: ознакомиться с основными орудиями сбора проб фитопланктона

Оборудование: планктонные сети, емкости для отбора проб

Теоретический минимум

При сетном сборе фитопланктона в сеть попадают крупные одиночные организмы и мелкие колониальные формы. Одиночные мелкие формы проходят через ячеи сети. Этот метод не является количественным, но даёт качественную оценку состояния фитопланктона, особенно при фильтровании больших объёмов воды.

Отбор проб фитопланктона

Способы отбора проб фитопланктона многообразны. Их выбор определяют как разнообразием целей и задач исследований, так и эколого-

морфологическим своеобразием представителей разных систематических и экологических групп, а также наличием устройств, оборудования, других материальных средств и т. п.

Самым простым является отбор пробы простым зачерпыванием при условии, что результаты отвечают поставленным целям. В выбранном месте зачерпывают 1 или 2 л воды, добавляют фиксатор, снабжают этикеткой и помещают в темное место для отстаивания.

Вторым, наиболее известным и простым способом является фильтрация воды через планктонные сети различной конструкции.

Наиболее надежным методом отбора проб фитопланктона считается батометрический метод. Пробы, отобранные батометром, используют как для количественного учета фитопланктона, так и для качественной характеристики пробы. Системы батометров весьма разнообразны.

При сборе фитопланктона поверхностных слоев воды планктонную сеть (мельничное сито из шелковой или капроновой нити не ниже № 70) опускают в воду так, чтоб входное отверстие сети находилось на 5–10 см над её поверхностью. Литровой кружкой либо ведром черпают воду из поверхностного слоя (до 15–20 см глубины) и выливают её в сеть, отфильтровывая таким образом 50–100 л воды.

Закончив сбор планктона, сеть прополаскивают, опуская её несколько раз в воду до верхнего кольца, чтоб отмыть водоросли, задержавшиеся на внутренней поверхности сети. Сконцентрированную таким образом пробу планктона, находящуюся в стаканчике планктонной сети, сливают через выводную трубку в заблаговременно подготовленную чистую баночку либо бутылку.

В малых реках и прудах вертикальное распределение фитопланктона относительно равномерное, поэтому отбор проб обычно производят с горизонтов 0,5–1,0 м ведром. Пробу разливают в стеклянные емкости объемом 0,5 л для количественного анализа, емкостью 1 л – для качественного анализа, фиксируют и помещают в темное место для осаждения. В реках и других водотоках, а также на мелководьях пробу фитопланктона берут с поверхности в объеме 0,5–1,0 л с последующей фиксацией.

На озерах и прудах пробы отбирают в глубоководной части на открытом водном пространстве, в слое воды от 0 до 2 м (в некоторых исследованиях 0–4 м). Все четыре пробы помещают в большую пластиковую емкость в 20–30 л с крышкой, которая защитит пробы от воздействия прямого солнечного света. Суммарную пробу перемешивают и разливают в стеклянные емкости с плотной крышкой (банки, бутылки) емкостью 0,5 л для количественного анализа, емкостью 1 л – для качественного анализа, позволяющего более достоверно судить о видовом составе фитопланктона, и добавляют (или заранее наливают) раствор фиксатора.

Ход работы

1. Отобрать пробу в мелководном водоеме: при работе на мелководных реках исследователь отбирает пробу, двигаясь вверх по течению, используя планктонную сеть (рис. 8).

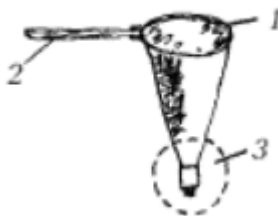


Рисунок 8 – Устройство планктонной сетки для мелководных водоемов. 1 – металлическое кольцо, 2 – ручка, 3 – сливное отверстие со стаканчиком.

Для сетки лучше использовать шелк, употребляемый в мельничных ситах для просеивания муки. Иное название этого шелка – мельничный газ. Чем мельче газ, тем лучше он подходит для сбора проб планктона. Чаще употребляется газ № 76 (т.е. на 1 см² полотна приходится 76 отверстий).

2. Отобрать пробу в глубоководном водоеме: при работе на глубоких водоемах сетка крепится к линии посредством «уздечки», состоящей из трех коротких веревочек, сходящихся над центром отверстия сетки в одной точке, в которой они скрепляются как между собой, так и с линем (рис. 9).

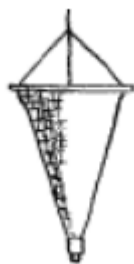


Рисунок 9 – Устройство планктонной сетки для глубоководных водоемов.

Сетью облавливаются толща воды от поверхности до дна и горизонтально – по движению лодки.

Вопросы для самоконтроля:

1. Опишите основные особенности отбора проб в мелководных водоемах.
2. Опишите основные особенности отбора проб в глубоководных водоемах.

Рекомендуемая литература: [6]

ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №9

Тема: Камеральная обработка проб фитопланктона

Цель занятия: ознакомиться с основными принципами камеральной обработки проб фитопланктона

Оборудование: микроскоп, стереомикроскоп, гидробиологические пробы, предметные и покровные стекла, чашки Петри, камера Горяева

Теоретический минимум

Обработка проб фитопланктона

Самый трудоёмкий, но и самый точный метод количественной обработки планктона – счётный. Наиболее крупные организмы подсчитывают во всей пробе, используя камеры Богорова.

Для подсчёта берут не всю пробу, а только часть её. Для этого используют поршневую пипетку, или штемпель–пипетку объёмом 0,1; 0,5; 1,0 или 5,0 мл. Сгущенную пробу взбалтывают пипеткой и втягивают поршень внутрь. Пипетку вытирают, а её содержимое известного объёма выпускают на предметное стекло, счётную пластинку или в камеру Богорова для дальнейшего просмотра под биноклем или микроскопом.

При отсутствии штемпель–пипетки можно использовать обычную градуированную пипетку на 10 мл, предварительно отрезав нижнюю оттянутую ее часть.

Полученные при подсчете в камере Богорова данные по численности планктонных организмов пересчитывают и выражают в экз./м³.

При подсчете численности водорослей и других наннопланктонных организмов используют счетные камеры Горяева, Нажотта, Фукса–Розенталя, Учинскую, Тома и др. (рис. 10). Однако, счетные камеры могут быть использованы лишь для подсчета относительно крупных клеток водорослей, микроскопируемых при увеличении микроскопа (окуляр 10–15 раз, объектив 8–40 раз).

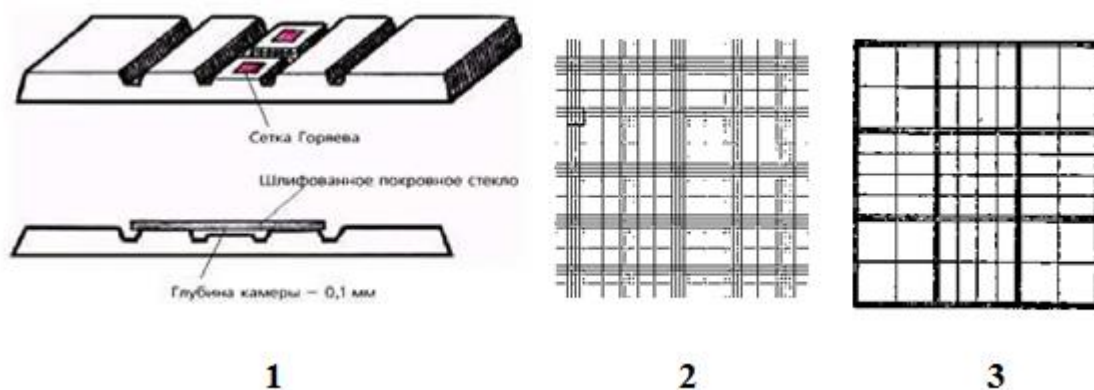


Рисунок 10 – Счётная камера Горяева (1) – вид сверху и продольный разрез с покровным стеклом; сетка Горяева (2); сетка Учинская (3).

Устройство счётной камеры Горяева

Камера Горяева – приспособление, предназначенное для подсчета количества клеток в определённом объёме жидкости. Обычно ее используют для определения числа форменных элементов в образце крови.

Камера состоит из толстого предметного стекла с нанесенными на них поперечными прорезями, образующими три поперечно расположенные плоские площадки.

Средняя площадка продольной прорезью разделена на две, каждая из которых имеет выгравированную на ней сетку. По обе стороны средней площадки в камере Горяева расположены две других на 0,1 мм (в камере Фукс–Розенталя на 0,2 мм) выше средней. Плоскости этих площадок служат для притирания покровного стекла до появления так называемых Ньютоновских колец. После притирания покровного стекла создается камера, закрытая с двух боковых сторон, а с двух других остаются щели (капиллярные пространства), через которые и заполняют камеру. Принцип сеток один и тот же. Они разделены на то или иное число квадратов, различным образом сгруппированных (рис. 11).

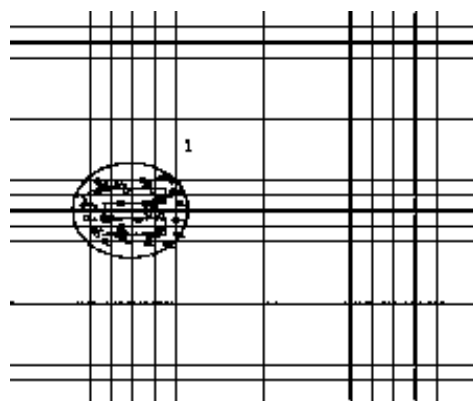


Рисунок 11 – Строение сетки счётной камеры Горяева

Постоянной величиной во всех сетках является так называемый «малый квадрат», сторона которого равна $1/20$ мм ($0,05 \pm 0,001$ мм), следовательно, его площадь равна $1/400$ мм². Сторона большого квадрата $0,2 \pm 0,0015$ мм. Сторона сетки $3,0 \pm 0,005$ мм, глубина $0,1 \pm 0,008$ мм, площадь сетки – 9 мм².

Каплю с микроорганизмами помещают в центр камеры и накрывают покровным стеклом, тщательно притирая его по краям камеры до появления ньютоновских колец. При этом толщина слоя жидкости в камере над сеткой соответствует 0,1 мм, а объем камеры 0,9 мм³ (около 1 мм³). Каждый малый квадрат ограничивает объем жидкости в $1/4000$ мм³, или $1/4000000$ мл ($1 \text{ мл} = 1000 \text{ мм}^3$).

Следует иметь ввиду, что количественному анализу можно подвергать только количественные пробы. Данные о численности водорослей являются исходными для определения их биомассы и пересчета остальных количественных характеристик (содержания белков, жиров, углеводов, витаминов, нуклеиновых кислот, пигментов, зольных

частей, интенсивности дыхания, фотосинтеза и т.д.) на одну клеточку либо на единицу биомассы. Численность водорослей может быть выражена в количестве клеток, ценобиев, колонии, отрезков нитей определенной длины и др. После использования камеру Горяева необходимо продезинфицировать 3% раствором перекиси водорода, промыть дистиллированной водой и вытереть мягкой салфеткой. Хранить камеру следует в сухом месте.

Устройство счётной камеры Бюркера

Для подсчета фитопланктонных организмов можно использовать счётные камеры типа Бюркера с выгравированной на ней сеткой Горяева (рис. 12). Счётная камера состоит из толстого предметного стекла с особым углублением. На дне углубления счётной камеры выгравирована сетка, в клетках которой и подсчитываются организмы. По краям углубления имеются возвышения, куда накладывается покровное стекло. Между нижней поверхностью этого стекла и дном углубления образуется замкнутое пространство, которое и представляет собой счётную камеру. Глубина камеры соответствует 0,1 мм.

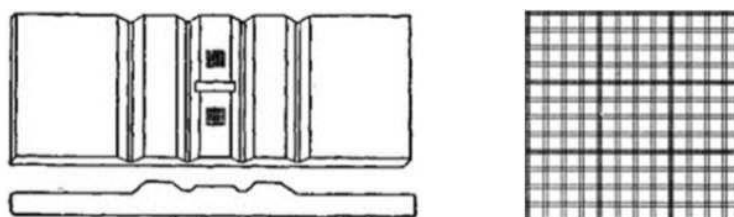


Рисунок 12 – Камера Бюркера и счётная сетка

Счётная камера типа Бюркера разделена пополам глубокой канавкой и имеет на каждой половине сетку Горяева, что позволяет сразу считать 2 капли, не заполняя вновь камеры. Сетка Горяева имеет 225 больших квадратов (15×15), 25 из которых разделены на малые, по 16 в каждом; имеются также пустые квадраты, собранные в группы по 4 квадрата. Всего в сетке 100 больших пустых квадратов, собранных в 25 групп (5×5). Каждая сторона маленького квадратика равна $1/20$ мм, а так как высота камеры составляет 0,1 мм, то объем равен $1/4000$ мм³.

Ход работы

1. Отобрать пипеткой каплю гидробиологической пробы и поместить для изучения под объектив микроскопа.
2. Подсчитать количество объектов (клеток) фитопланктона: записать отдельные числовые значения для количества объектов в большом квадрате камеры Горяева, общего числа объектов в малых квадратах и среднего числа объектов в капле.
3. Приготовить 10-кратное разведение исходной гидробиологической пробы. Провести подсчеты в камере Горяева.
4. Сравнить полученные результаты

Вопросы для самоконтроля:

1. Какие счетные камеры используются для определения численности гидробионтов?

2. Кратко охарактеризуйте устройство счетной камеры Горяева?

Рекомендуемая литература: [6]

ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №10

Тема: Анализ сезонной динамики численности и биомассы фитопланктона

Цель занятия: ознакомиться с принципами анализа численности и подсчета биомассы фитопланктона

Оборудование: микроскоп, стереомикроскоп, гидробиологические пробы, предметные и покровные стекла, чашки Петри, камера Горяева, лабораторная посуда, объект-микрометр, определители

Теоретический минимум

Выбор станции исследования и горизонты отбора проб

Точка отбора должна быть на достаточном удалении от берега, чтобы избежать попадания водорослей из прибрежной зоны. Отбор проб фитопланктона осуществляют, как правило, на тех же станциях, где проводят мониторинг зоопланктона и осуществляют гидрохимический контроль. Слой воды, из которого берут пробу, называется горизонтом. Батометром последовательно с разных горизонтов поднимают четыре пробы. Параллельно с отбором проб измеряют и фиксируют температуру в указанных слоях воды.

При работе на водохранилищах, озерах, глубоководных прудах отбор проб проводят по специально разработанной гидрологической сетке. На каждой станции отбирают батометром серию проб с пропуском по глубине в 1 м до глубины утроенной прозрачности, измеренной по белому диску. При прозрачности 3 м пробы отбирают до глубины 10 м, при прозрачности 5 м – до 15 м и т. д. Поскольку в реках вертикальное распределение фитопланктона относительно равномерное, отбор проб обычно производят с горизонта 0,2–1 м батометром или простым зачерпыванием определенного объема воды. При облове горизонтальных слоёв рекомендуют тянуть планктонную сеть тросом за движущейся лодкой в течение 5–10 мин.

Определение численности фитопланктона

Перед счетом пробу тщательно перемешивают. Равномерное перемешивание пробы проводят продуванием воздуха через пипетку с отпиленным концом. Пипеткой одну каплю переносят в камеру Горяева.

Камеру закрывают покровным стеклом и после оседания водорослей на дно проводят определение и подсчет всех обнаруженных видов водорослей, измерение размеров их клеток для последующего вычисления биомассы. Оседание заканчивается через 3–5 мин. после заполнения камеры, когда клетки расположились в одной плоскости. Подсчет клеток ведут обычно в 10 больших либо в 20 малых квадратах, перемещая их по диагонали. Количество клеток в большом квадрате не должно превышать 20, а в малом – 10.

Обычно фитопланктон подсчитывают при объективе 40× и окуляре 10× – 16× увеличении.

Для статистической обработки и установления биомассы доминирующих видов нужно, чтобы каждый из них был встречен не менее 100 раз.

Для получения достоверного результата общее число подсчитанных организмов фитопланктона должно быть не менее 600, поэтому из исследуемой взвеси микроорганизмов берут 3–4 пробы.

При использовании камеры Горяева покровное стекло тщательно притирают к боковым поверхностям предметного счетного стекла, а потом заполняют камеру каплей исследуемой пробы с помощью пипетки.

В зависимости от количества организмов в исследуемой пробе можно просчитывать или все, или часть дорожек (квадратов) на поверхности счетного стекла. Нужно непременно проводить повторные подсчеты нескольких (не менее трех) капель из одной и той же пробы, каждый раз отбирая пипеткой эталон для подсчета после тщательного взбалтывания пробы.

Одни исследователи считают, что в камере объемом 0,06 мл при количестве водорослей несколько сотен и десятков тыс. в 1 мл можно ограничить подсчетом двух полос из 40 имеющихся в ней, при нескольких тысячах клеток в 1 мл необходимо просчитывать всю камеру. Другие планктологи советуют просчитывать каждую пятую полосу указанных камер, а при высокой численности – каждую десятую.

Расчет численности фитопланктона

Из каждой пробы просчитывают 3 камеры Горяева (или другой счётной камеры) с последующим определением средней арифметической величины, которую используют в дальнейших расчётах. При исследовании количественных проб фитопланктона (или культуральной суспензии водорослей) пересчет общей численности производят по формулам 2 и 3.

$n \times v_1$

$$N = n \times v_1 / v_2 \times w \quad (2), \text{ где}$$

N – число клеток в 1 мл воды;

n – число клеток в камере объемом 1 мм³;

v_1 – объем концентрата пробы (5 мл);

v_2 – объем камеры в мл (0,001);

w – объем профильтрованной воды (500 мл).

$$N = n \times k \times A \times v \times 100 / a \times V \quad (3), \text{ где}$$

N – количество организмов в 1л пробы (культуральной жидкости);

k – коэффициент, показывающий во сколько раз объём счётной камеры меньше 1 см³;

n – количество организмов, обнаруженных на просмотренных дорожках (квадратах);

A – количество дорожек (квадратов) на счётной пластинке (в камере);

a – количество дорожек (квадратов), на которых производили подсчёт водорослей;

V – объём отобранной пробы, см³;

v – объём сгущенной пробы, см³.

Для статистической достоверности в каждой пробе необходимо определить и просчитать все виды не менее трех раз с последующим вычислением среднего арифметического.

Определение биомассы фитопланктона. Весовой метод

Исследуемую пробу фильтруют через предварительно высушенный и взвешенный мембранный фильтр (параллельно через контрольные фильтры фильтруют дистиллированную воду). После этого фильтры взвешивают и сушат в сушильном шкафу при 100°C до неизменной массы. На основании полученных данных вычисляют сухую и сырую массу осадка. В дальнейшем методом сжигания фильтров в муфельной печи можно найти содержание в осадке органических веществ.

Недочеты этого способа заключаются в том, что он дает представление только о суммарной массе всех взвешенных в пробе органических и неорганических веществ, живых организмов и неживых примесей, животного и растительного происхождения. Вклад представителей отдельных таксонов в эту суммарную массу можно только приблизительно выразить в массовых долях после подсчета под микроскопом их соотношения в нескольких полях зрения. Более полное представление о биомассе водорослей можно получить, сочетая несколько различных способов исследования

Объёмный метод

В основе вычисления биомассы фитопланктона лежит определение объема клеток различных видов водорослей. Форма клеток приравнивается к близкому геометрическому телу и по формулам, известным из стереометрии, вычисляют их объем. Плотность (удельный вес) водорослей при расчете биомассы условно принимают равной единице, поэтому общая биомасса фитопланктона численно равна его общему объему.

В литературе имеются таблицы объемов и весов (масс) различных видов планктона для некоторых районов страны. Однако распространять эти данные на любые географические районы нельзя в связи с зависимостью размеров клеток от климатической зоны, сезона, типа

водоема. Эти данные можно использовать только как ориентировочные. Большинство массовых видов водорослей имеет форму шара, цилиндра, эллипсоида или двух конусов. Для вычисления объемов этих тел нетрудно составить таблицу формул и постоянно пользоваться ею.

Средний объём организма каждого вида (мкм^3) умножают на численность организма данного вида (тыс. кл./л). Несомненно, всякое приравнивание к геометрическим фигурам условно, отчего возможны ошибки в определении объема клеток, а в конечном счете и биомассы. Поэтому выбранная фигура должна как можно лучше соответствовать форме исследуемой клетки.

Качественный анализ фитопланктона

Качественный анализ фитопланктона выполняют с целью исследования видового состава. Исследование проводят на препаратах, которые готовят из отфильтрованной пробы. Определение водорослей проводят под микроскопом с окуляром 10–15× и объективом 20–40× увеличением с использованием определителей и постоянных препаратов (эталонов).

Ход работы

1. Для изучения в камере Горяева отобрать 1 каплю жидкости из предварительно перемешанной пробы.
2. Выполнить качественный анализ организмов фитопланктона в пробе
3. Для определения численности объектов фитопланктона измерения в камере Горяева провести не менее 3 раз

Вопросы для самоконтроля:

1. В чем заключается объемный метод вычисления биомассы фитопланктона?
2. Недостатки весового метода определения биомассы фитопланктона.

Рекомендуемая литература: [6]

ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №11
Тема: Орудия и методы сбора зоопланктона

Цель занятия: ознакомиться с основными орудиями сбора зоопланктона

Оборудование: планктонные сетки, емкости для хранения проб

Теоретический минимум

Единого метода, пригодного для сбора всех экологических групп планктонных организмов и пригодного для использования во всех типах водоемов, не существует. Методы должны быть удобны, недороги, требовать минимальной затраты времени и труда и давать надежные, желательны без потерь, результаты.

Для установления видового состава зоопланктона производят тотальный лов от дна до поверхности. Иногда в зависимости от целей исследования возможен отбор так называемых интегральных проб: пробы отбирают, как обычно, по горизонтам, а затем сливают в одну склянку.

Сетяной метод сбора зоопланктона является комбинацией водозачерпывания и одновременного отделения планктона в самой воде.

Другим вариантом являются методы, представляющие комбинацию раздельного водозачерпывания и последующего отделения планктона от воды. Этот способ применим на малых и средних реках, а также в прибрежной зоне любых водоемов и прежде всего в зарослях высшей водной растительности.

Принцип метода заключается в следующем: сосудом определенной вместимости (литровая кружка, полиэтиленовое 5-литровое ведро) берут определенный объем воды (50–100 л) и выливают в планктонную качественную сеть Апштейна (газ N 64–77), через которую происходит фильтрация воды. Планктон концентрируется в стаканчике. Зачерпывание следует производить быстро и в то же время по возможности без пузырьков воздуха, не допуская перемешивания воды. Зачерпыванием вручную отбирают пробу лишь с поверхности. Для взятия пробы с глубины удобны любого рода батометры, применяемые для отбора гидрохимических проб, например батометр Рутнера. Объем воды (от 50 до 100 л) с помощью батометра определенного объема (1, 2, 3 л) с нужного горизонта фильтруют через качественную сеть Апштейна.

Практика исследований показала, что в одной и той же точке водоема в течение суток количественные и качественные показатели планктона постоянно меняются, поэтому опытные гидробиологи рекомендуют в любом водоёме производить отбор проб минимум в трех точках: в зоне наибольшей глубины, у берега и в промежуточной зоне. Еще более точные результаты дают суточные станции, когда в одних и тех точках в течение суток берут пробы через определенные промежутки времени. Но, при этом существенно увеличивается время на обработку проб. Некоторые исследователи предлагают значительно увеличивать

число станций и проб на разных глубинах (до 25–30 проб), а обрабатывать смешанную пробу.

Количество станций зависит от размера водоема. В небольших водоемах вполне достаточно сделать три отбора. Для получения достоверной картины в крупных водоемах можно произвести отбор на десяти станциях. Параллельно с пробами фитопланктона на тех же станциях отбирают пробы зоопланктона, зообентоса, перифитона и гидрохимические пробы.

Время отбора проб зависит от задач исследования. Чтобы получить наиболее полное представление о динамике планктона, наблюдения следует проводить во все сезоны. При исследовании динамики развития гидробионтов, их численности и биомассы промежутки между отборами проб не должны быть более 10 суток.

Ход работы

Воду с поверхности или с определенного горизонта, взятую кружкой, ведром, батометром, выливают в сосуд определенного объема, фиксируют и отстаивают 7–10 суток. По истечении указанного времени воду над осадком убирают с помощью сифона (резиновой трубки, затянутой снизу мельничным газом № 77). Осадок обрабатывают под микроскопом.

Отобранные различными способами пробы переливают из стаканчика в обычные стеклянные банки, бутылки, хлорвиниловые банки (объем 100, 150, 200, 300 см в зависимости от размера стаканчика). Банки тщательно закрывают завинчивающимися крышками с резиновыми прокладками, бутылки – качественными резиновыми и хлорвиниловыми пробками.

Вопросы для самоконтроля:

1. Какие существуют методы сбора зоопланктона?
2. Какие орудия используются для отбора проб зоопланктона?

Рекомендуемая литература: [3, 6]

ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №12

Тема: Камеральная обработка проб зоопланктона

Цель занятия: ознакомиться с принципами камеральной обработки проб зоопланктона

Оборудование: микроскоп, стереомикроскоп, гидробиологические пробы, предметные и покровные стекла, чашки Петри, камера Богорова

Теоретический минимум

Качественная обработка проб зоопланктона

Качественная обработка проб – это определение видового состава планктонных животных. Определение фаунистического состава планктона – процесс трудоемкий и требующий специальной подготовки. Определение видовой принадлежности – задача длительная и сложная, требующая определённых навыков. Поэтому в результатах обработки, следует указывать только ту систематическую категорию (семейство, отряд, класс, тип), в которой вы уверены. Результаты предположительного определения надо брать в скобки и снабжать знаком вопроса.

При определении пробу или ее часть переливают в чашку Петри и рассматривают под биноклем на 16× – 32× увеличениях (окуляр – 8, объектив – 2 или 4). Затем отдельные организмы пипеткой переносят в капле воды на предметное стекло и рассматривают под большим увеличением бинокля (например, окуляр 8, объектив – 10 – 80) или под микроскопом (окуляр – 8, объектив – 40 – 32).

При рассматривании под микроскопом каплю воды с объектом надо накрыть покровным стеклом, снабдив его при необходимости пластилиновыми «ножками» (маленькими шариками пластилина по углам), чтобы не раздавить животное. При работе с живой пробой удобно, что под покровным стеклом движение животного замедляется или вообще прекращается. Замедления движения можно достичь также добавлением к воде вязкого вещества, например крахмального клейстера. Осторожно сдвигая покровное стекло, можно добиться изменения положения объекта для рассмотрения его с разных сторон. Для увеличения прозрачности в каплю воды на предметном стекле можно добавить глицерин.

Для рассмотрения мелких деталей под микроскопом удобны дающие большее увеличение водоиммерсионные объективы, при применении которых между покровным стеклом и линзой объектива помещают каплю воды. Отличительный знак таких объективов – белое кольцо на корпусе. Применение масляной иммерсии (объективы с еще большим увеличением, помечены черным кольцом) для изучения живых объектов в капле воды невозможно, поскольку вязкость масла больше вязкости воды и покровное стекло «приклеивается» к объективу.

При работе с пробой, фиксированной формалином, пузырек следует сразу же закрывать, а чашку Петри с образцом – пока определяют отдельный выбранный организм на предметном стекле – обязательно накрывать стеклом. Определение некоторых животных, например коловраток, желательнее только в живом состоянии (при фиксации они сморщиваются). Поэтому всегда надо стремиться разобрать пробы сразу же по возвращении в лабораторию. «В срочном порядке» можно разбирать и часть пробы, обращая внимание только на «сморщивающиеся» организмы.

При определении видового состава используют определители.

Количественная обработка проб зоопланктона

Количественная обработка проб заключается в подсчете количества организмов каждого вида по возможности по возрастным стадиям или размерным группам. Счетный метод самый трудоемкий, но и самый точный.

Другие существующие методы (объемный, весовой, химический и др.) дают только суммарные результаты, значения которых далеко не всегда удовлетворяют исследователя, а значение отдельных видов в водной экосистеме остаётся без оценки. Эту цель достигают только при обработке проб счетным методом.

При относительно бедных планктоном водах организмы подсчитывают целиком во всей пробе. Для этого удобно воспользоваться камерой Богорова (рис. 13) любой модификации. Но подсчет всех организмов в исследуемой пробе технически невозможен. На практике просчитывают небольшую часть всей пробы, а затем делают пересчёт на всю пробу.

Камера Богорова – конструкция из толстого стекла или прозрачного пластика с бортиками по краям. Призматическими перегородками камера разделена на 4 дорожки, сообщающиеся между собой. Наиболее распространена камера размером 60×100 мм, но могут быть камеры и других размеров.

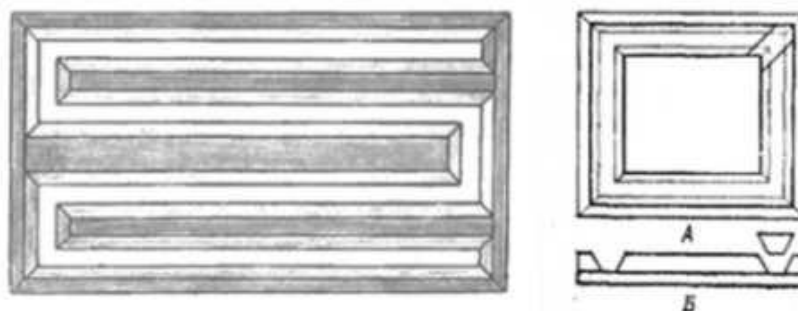


Рисунок 13 – Счётная камера Богорова: вид сверху (А) и сбоку (Б)

Всю пробу доводят до определенного объема (25, 50, 100 мл) в зависимости от количества планктона. Чем чаще встречается организм в данной пробе, тем большее разбавление нужно применять для его подсчета. При редкой встречаемости, наоборот, требуется приведение пробы к небольшому объему. Таким образом, в зависимости от частоты встречаемости подсчитываемого организма, пробу следует разбавлять или концентрировать. Предложено разбавлять пробу в том случае, если количество просчитываемых организмов в порции более 1000, или «сгущать» ее, если количество организмов в порции менее 100. Обработку пробы зоопланктона начинают с переливания её в мерный цилиндр. Если объем меньше нужного для подсчета, пробу доливают дистиллированной водой; если объем больше требуемого – пробу концентрируют. В начале её отстаивают в течение 15–20 минут, пока практически весь планктон не осядет на дно цилиндра. Затем, чтобы не взмутить осадок, оттягивают с

помощью груши со стеклянной трубкой, входное отверстие которой (опущенное в пробу) затянуто №70– 77, излишек воды. Приставшие к газу организмы смывают дистиллированной водой с помощью пипетки.

Приведенную к нужному объему пробу выливают в круглодонную колбу и равномерно взбалтывают. Штемпель– пипеткой (рис. 14) отбирают порцию пробы (от 0,1 до 5 мл) и переносят её в камеру Богорова, где и производят подсчёт организмов каждого вида.

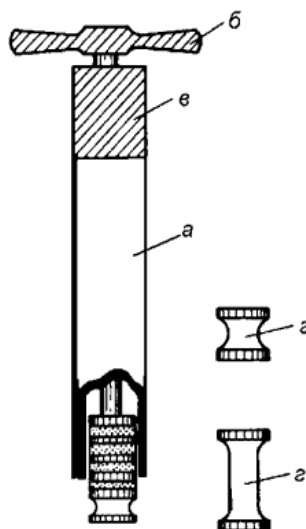


Рисунок 14 – Поршневая пипетка (штемпель – пипетка): а – стеклянная трубка; б – ручка; в – передняя металлическая обойма; г – отделяемые металлические придатки в виде катушек с выемкой разного размера, определяющей объем взятой пробы.

Эту операцию проводят трижды, после чего всю пробу просматривают под биноклем в чашке Петри или в кристаллизаторе Цееба для определения и подсчета редких и крупных видов. Перед каждым отбором воду в цилиндре необходимо взбалтывать.

После трех подсчётов из одной пробы вычисляют среднее значение по каждому виду или возрастной группе, и это значение пересчитывают на весь объем пробы.

В камере Богорова разбор пробы начинают с одного из концов лабиринта, подсчитывая всех представителей данной формы, попавших в поле зрения. Потом камеру смещают так, чтобы в поле зрения попала следующая часть, и так далее – пока не будет «пройден» весь лабиринт. Показатель массы каждого вида даёт представление об участии его в формировании общей биомассы зоопланктона, поэтому он очень важен.

Если в камеру была помещена не вся проба, а лишь ее часть, полученные результаты соответствующим образом пересчитывают.

Ход работы

1. Отобрать 25мл пробы для исследования в камере Богорова
2. Произвести подсчет объектов зоопланктона последовательно продвигаясь по лабиринту в камере Богорова

3. Пересчитать полученные результаты на объем всей пробы

Вопросы для самоконтроля:

1. В чем заключается метод качественной обработки проб зоопланктона?

2. Принцип работы камеры Богорова

Рекомендуемая литература: [3, 6]

ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №13

Тема: Анализ сезонной динамики численности и биомассы зоопланктона

Цель занятия: ознакомиться с принципами подсчета численности и определения биомассы зоопланктона

Оборудование: микроскоп, стереомикроскоп, гидробиологические пробы, предметные и покровные стекла, чашки Петри, камера Богорова

Теоретический минимум

Подсчёт численности организмов в пробе

Подсчёт численности организмов каждого вида проводят в камере Богорова.

Определение биомассы зоопланктона.

Биомассу зоопланктона определяют умножением индивидуальной массы организма на его численность. Однако следует учитывать, что длина и масса организмов одного и того же вида может значительно варьировать в разных водоемах, климатических зонах, а также в зависимости от сезона. Поэтому желательно для каждой географической зоны иметь свои массы для зоопланктонных организмов.

Для определения биомассы зоопланктона в водоёмах южной зоны России можно воспользоваться таблицами средних весов водных беспозвоночных.

Учет размерно–возрастной структуры сообщества

Каждый вид развивается по характерному для него жизненному циклу. Любые экологические изменения ведут к нарушениям биологии вида (изменения плодовитости и соотношения полов и т.д.) и ведут к нарушению структуры популяции вида и структуры всего планктонного сообщества. Поэтому размерно–возрастная структура сообщества зависит от размерно–возрастной структуры популяций отдельных видов, входящих в его состав. Структура зоопланктонного сообщества меняется в сезонном аспекте под влиянием многочисленных гидрологических и

гидрохимических факторов. Весной зоопланктон представлен мелкими молодыми особями, летом преобладают крупные самки с высокой плодовитостью, осенью плодовитость снижается, доминируют взрослые особи, появляются самцы. Свидетельством влияния неблагоприятных факторов может быть возникновение в популяциях (например, кладоцер) аномальных самок, самцов, уменьшение размеров тела, снижение плодовитости, изменение числа поколений, плотности популяций, доли молоди в общей численности.

При обработке проб следует определять и отмечать пол, возрастную стадию особи, размер тела, плодовитость. Промеры организмов осуществляют под биноклем (более мелкие формы под микроскопом) по возрастным стадиям: взрослые формы, молодь (I и II стадии), яйценосные самки. Измеряют не менее 30 экз. каждой генерации. Индивидуальную плодовитость зоопланктонных организмов находят подсчетом числа яиц и эмбрионов в выводковых камерах у 20–30 взятых подряд самок.

Ход работы

Из каждой пробы просмотреть три выборки. Определяют и подсчитывают только массовые виды. В пробе присутствуют и редкие малочисленные виды, роль которых не бывает второстепенной. Поэтому при просмотре всего объема пробы регистрируют не отмеченные ранее виды. Далее проводят подсчет для кубического метра водной толщи.

После этого суммируют значения численностей и биомасс всех видов и родов отдельно, а затем подсчитывают и общую сумму.

Для каждого вида определяют его относительное обилие путем подсчета процентного содержания от общей численности (N) и общей биомассы (B):

$$N (\%) = n_i \times 100 / N \quad (3)$$

$$B (\%) = b_i \times 100 / B \quad (4)$$

где

N – общая численность зоопланктеров;

B – общая биомасса.

n_i – численность i -го вида;

b_i – биомасса i -го вида;

Вопросы для самоконтроля:

1. От каких факторов зависит структура зоопланктонного сообщества?

2. Как определить биомассу отдельных видов зоопланктона в пробе?

Рекомендуемая литература: [3, 6]

ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №14
Тема: Орудия и методы сбора проб зообентоса

Цель занятия: ознакомиться орудиями и методами сбора проб зообентоса

Оборудование: сачки, сети и батометры различных типов

Теоретический минимум

Методам исследования бентоса – наиболее разнообразной группы донных организмов – беспозвоночных животных посвящено большое количество работ, отличающихся спецификой обработки материала разных групп животных. Начальным этапом сбора бентосных проб является выбор участка дна водоёма, который отвечал бы поставленным задачам исследований. Видовой состав и количественное развитие биоценозов донных организмов в значительной степени зависят от субстратов и их загрязненности, поэтому предпочтение следует отдавать участкам с наиболее благоприятным кислородным режимом. В реках такими участками могут быть перекаты, прибрежные зоны, поросшие макрофитами, в быстрых горных и предгорных речках – каменисто-галечниковые или поросшие макрофитами участки. При отсутствии подобных акваторий бентос вынуждены собирать на любых субстратах (илистых, глинистых, песчаных, ракушечниковых и др.) постоянно находящихся в воде. Биоценозы каменистых, песчаных и мягких грунтов, особенно в озерах, водохранилищах и прудах, наименее информативны.

Характер грунта определяют на каждой станции, где производят сбор бентоса. Тип донных отложений по данным механического анализа определяется специалистами в аналитических лабораториях. Для этих целей отобранный грунт высушивают на воздухе или в любом теплом месте.

Непосредственно на водоеме можно приблизительно определить тип донных отложений по следующей шкале:

- каменистый - дно покрывают преимущественно камни,
- каменисто-песчаный - среди отдельных камней есть участки открытого песчаного грунта,
- песчаный - преобладает песок, изредка встречаются камни,
- песчано-илистый - песок частично или полностью покрыт илом,
- илисто-песчаный - ил является преобладающей фракцией, при растирании между пальцами ощущается присутствие песка,
- илистый (ил) - при растирании между пальцами не ощущается присутствие песка,
- глинистый - при растирании ощущается пластичность,
- задернованные почвы - в искусственных водоемах.

При определении мест отбора проб надо стремиться к тому, чтобы они были наиболее характерными для водоёма или его участка. Число станций зависит от характера водоема и его размеров.

Организмы зообентоса занимают в водоеме два основных биотопа: поверхность грунта с растительностью и его толщу. Подвижные организмы могут отрываться от поверхности субстрата и плавать в воде, занимая, таким образом, третий биотоп – водную толщу в пределах придонного слоя воды или водного пространства в зарослях макрофитов.

Предварительное обследование желательно проводить в теплое время года. С наступлением лета наступает период наиболее активных процессов в гидробиоценозах – самый информативный период для оценки количественных и качественных характеристик бентоса. Частота отбора бентосных проб зависит от задач и целей исследований. При длительном мониторинге их следует проводить не реже 1 раза в месяц. Если водоём испытывает повышенную антропогенную нагрузку, то частота отбора проб должна быть увеличена.

В достаточно чистых водах донные сообщества в хорошо аэрируемых участках дна характеризуются высоким видовым разнообразием, что свидетельствует о нормальном состоянии водной экосистемы. В загрязненных водоемах выпадают группы животных, наиболее чувствительные к отдельным загрязняющим веществам. Происходит видоизменение состава биоценозов, иногда катастрофическое, приводящее к замене его другим составом.

Сборы бентоса условно разделяют на качественные и количественные. Качественные сборы осуществляют с целью выявления видового состава организмов, обитающих в данном водоёме в определённых биотопах. Для сбора качественных проб можно использовать любые, пригодные орудия лова, том числе сачки, скрепки, различные драги, дночерпатели.

Количественные орудия сбора имеют известную площадь, с которой производят отбор материала.

Орудия и методы отбора проб бентоса

Основными орудиями сбора на количественный и качественный анализ донных беспозвоночных – обитателей поверхностного слоя и толщи грунта - являются дночерпатели различных систем. Универсального дночерпателя, пригодного для работы на всех типах грунта нет. На мягких илистых грунтах используют коробочный дночерпатель Экмана-Берджа на тросе или облегченная модель ковшевого дночерпателя Петерсена (рис. 215). Для работ на водохранилищах удобна модифицированная модель дночерпателя Экмана-Берджа, работающая хорошо на довольно плотных грунтах и при волнении. На очень мягких илах, например в профундали озер, дночерпатель Экмана-Берджа опускают очень медленно, контролируя по натяжению троса достижение дна, с тем, чтобы прибор не зарывался в грунт. В реках на песчаных грунтах отбор осуществляют дночерпателем Петерсена с малой площадью захвата.

На плотных и особенно на задернованных грунтах следует применять утяжеленную модель дночерпателя Петерсена, или дночерпатель "Океан" (рис. 16). Эти типы дночерпателей, работающие без

посыльного груза, удобны для работ на водохранилищах даже во время сильного волнения. Все эти дночерпатели применяют для отбора проб с лодки.

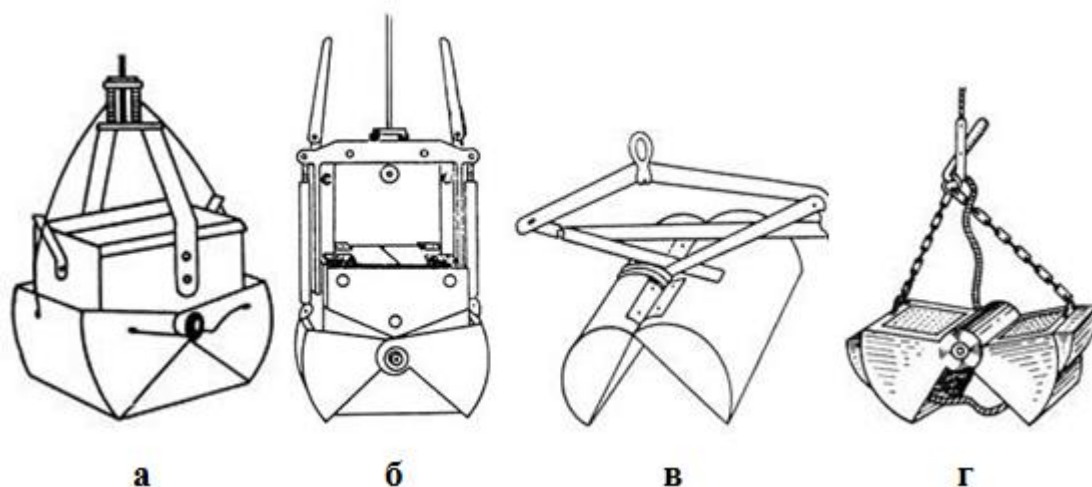


Рисунок 15 – Дночерпатели: а – Экмана-Берджа; б – Экмана-Берджа модифицированный; в – Петерсена; г – Петерсена модифицированный.

Хорошие результаты получают при использовании дночерпателей модели Боруцкого с высоким (до 40 см) коробом и ограничителем глубины погружения прибора в грунт в виде решетчатой рамы и штанговый трубчатый дночерпатель для количественного учета макробентоса и микробентоса в водоемах глубиной не более 2,5 метров с мелководьями.

Трубчатый дночерпатель удобен для сбора мезобентоса, так как в отобранной пробе сохраняется ненарушенным верхний слой грунта и прилегающий слой воды.

В прибрежной зоне водных объектов на глубинах до 2,5 м для отбора бентосных проб удобны дночерпатели на штанге (коробочный дночерпатель Заблоцкого для мягких грунтов, и трубчатый дночерпатель Ф.Д. Мордухай-Болтовского для плотных задернованных почв.

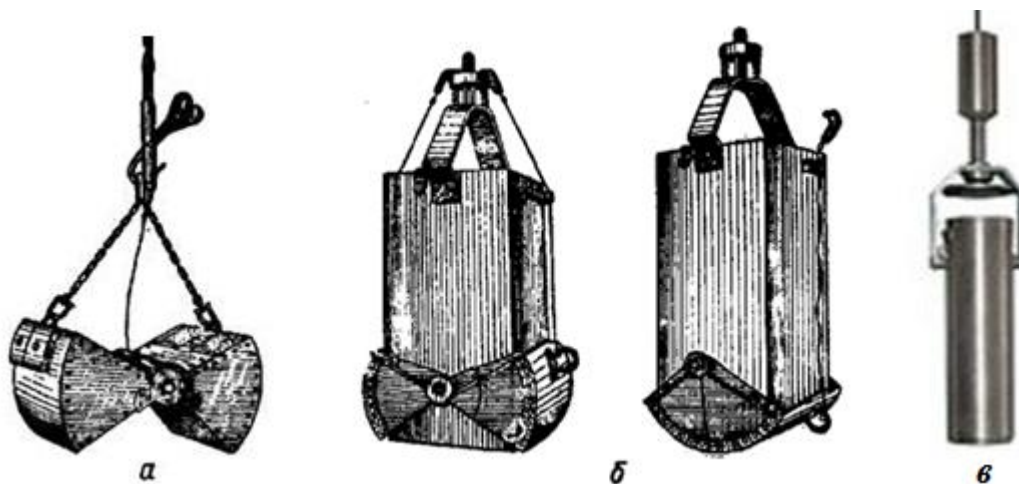


Рисунок 16 – Дночерпатели: а – Океан; б – Боруцкого; в – штанговый коробочный; г – штанговый трубчатый

Для сбора крупных организмов (двустворчатые моллюски) на мелководье используют рамку, ограничивающую участок дна, площадью 0,25 м². Стенки рамки (50x50 см) изготавливают из листового металла высотой 2,5-3,0 см. По углам впаяны металлические шипы или гвозди длиной 3-5 см (Рис. 17). Рамку накладывают на грунт, фиксация происходит при помощи вдавненных в грунт шипов. Затем вручную на ограниченном пространстве крупных животных выбирают вручную, полученный материал просчитывают на месте, несколько экземпляров фиксируют формалином для уточнения видового состава, а остальных моллюсков возвращают в водоем. Иногда снимают верхний слой грунта и помещают его в промывалку.

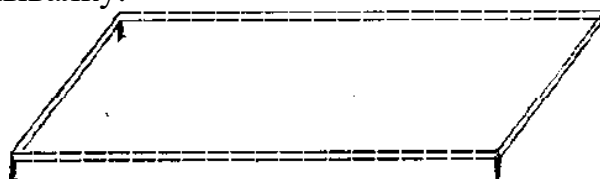


Рисунок 17 – Рамка для ручного сбора бентосных организмов

На глубинах, недоступных для сбора вручную, крупных беспозвоночных отлавливают дночерпателями большой площади сечения (0,1 м²) или берут большее число проб, а промывку грунта проводят через сита с крупной ячейей (не менее 5 мм).

Количество отобранных проб на станции должно быть достаточным для получения статистически достоверного материала. При отборе проб дночерпателями с площадью захвата 1/25 м² следует брать не менее двух выемок, а при меньшей площади - не менее четырех-пяти выемок.

Отбор проб дночерпателем проводят с заякоренной лодки, предварительно измерив глубину. Дночерпатель опускают плавно в открытом состоянии. Дночерпатель с отобранным грунтом помещают в таз, кювету, ящик или на промывательный станок (на крышку), открывают его, и грунт либо смывают струей воды в отверстие крышки на сито промывательного станка, либо слегка приподнимают над приемной емкостью, освобождая дночерпатель от грунта. Остатки грунта на стенках прибора смывают в основную пробу.

Если отобранный грунт заполняет дночерпатель не полностью, то пробу не учитывают и отбор повторяют. Из забракованной пробы можно отобрать образец грунта для проведения механического анализа донных отложений.

Для отбора проб на качественный анализ кроме дночерпателей используют тралы, драги, скребки, сачки и др. (рис. 18). Отбор проб драгами и тралами следует ограничивать, с целью сохранения донных биоценозов.

Удобным орудием лова является скребок, представляющий собой надетую на палку металлическую рамку с режущей кромкой, к которой

пришито сито из плотной бязи и мельничного газа № 23. Применение скребка позволяет отбирать как качественные, так и количественные пробы со всех видов субстратов, включая такие специфические, как погруженные обросшие борта судов, стенки гидротехнических сооружений, сваи мостов и др. При отборе проб на реках скребок устанавливается ниже по течению относительно субстрата, с которого ведется отбор, чтобы организмы вместе со взмученными частицами грунта или фрагментами субстрата попадали внутрь сита скребка с течением.

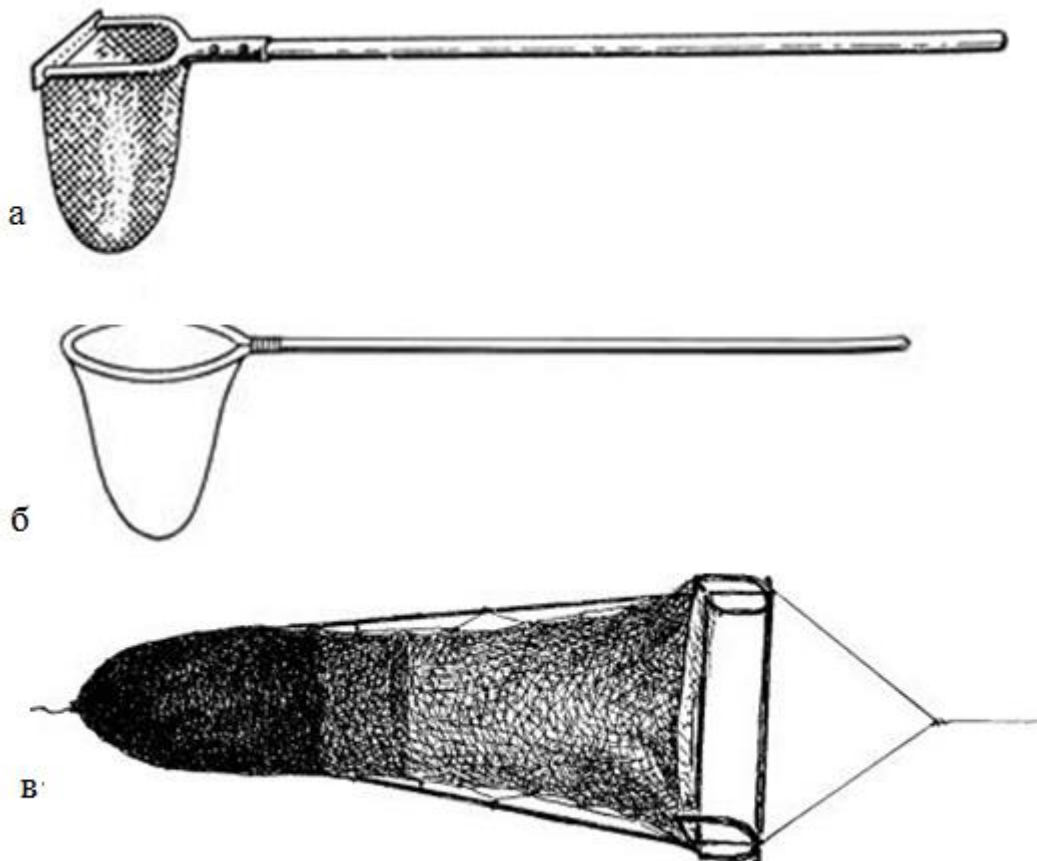


Рисунок 18 – Качественные орудия сбора бентоса: а – скребок; б – сачок-промывалка; в – трал Сигби

На галечных перекатах следует предварительно ворошить грунт, продвигаясь против течения и располагая скребок ниже по течению. На каменистых субстратах необходимо сначала гладящим движением руки смыть организмы внутрь сита с поверхности камня, затем перевернуть его и огладить нижнюю поверхность. При попадании в скребок крупных пучков водорослей или макрофитов потрясти их в воде, не вынимая из сита, и удалить. Крупную гальку, попавшую в сито, удалить, предварительно осмотрев и сняв с нее организмы с помощью пинцета. При отборе проб с мягких глинистых грунтов и илов скребок погружается в грунт на глубину до 10 см и скребушим движением режущей кромкой срезается поверхностный слой грунта. Движение скребка при этом должно быть направлено против течения.

На крупных валунах скребком пробу взять не удастся, поэтому приходится изымать камни из воды со всеми находящимися на нем организмами. При поднятии валуна ниже по течению размещают конус из газа, который улавливает случайно смытые и соскочившие с валуна организмы.

Животные, обитающие на камнях развиваются в условиях быстрого течения рек, которому приспособились противостоять. Одни из них прикреплены к камням (моллюски, личинки ручейников), другие имеют уплощенную форму тела (личинки поденок, пиявки), поэтому все камни следует внимательно осматривать, исследовать все наросты, которые могут оказаться домиками личинок ручейников или личинок хирономид. Воду из таза с подвижными животными, покинувшими камни, профильтровывают через сачок-промывалку из газа №23. Остаток из сачка переносится в банку с формалином. Каждую банку снабжают этикеткой.

При сборе проб с отдельных экземпляров или разреженных зарослей макрофитов и нитчатых водорослей необходимо протрясти их в сито скребка, расположив его ниже по течению, а затем просмотреть растения для сбора прикрепленных организмов. В густых зарослях макрофитов скребок погружают в их гущу и «прокашивают» заросли. Этим способом можно отбирать только качественные пробы. Для сбора с помощью скребка количественных проб надо знать площадь облова (произведение расстояния, пройденного скребком, на ширину его режущей кромки). Например, при ширине режущей кромки 16 см и прохождении скребком по поверхности грунта полосы в 50 см площадь облова составит 800 см^2

Самым простым способом отбора количественных проб с макрофитов является ограничение площади сбора материала вышеописанной рамкой, удаление растений (необходимо следить, чтобы в момент удаления организмы смывались в сито скребка) из рамки и тщательное ополаскивание вырванных растений в тазу с последующим отфильтровыванием воды из таза в сите скребка. Растения после ополаскивания необходимо осмотреть для обнаружения прикрепленных форм.

Из всего многообразия в качестве наиболее универсального орудия сбора качественных бентосных проб с водной растительности можно рекомендовать ручную драгу и закидную треугольную драгу (рис. 19).

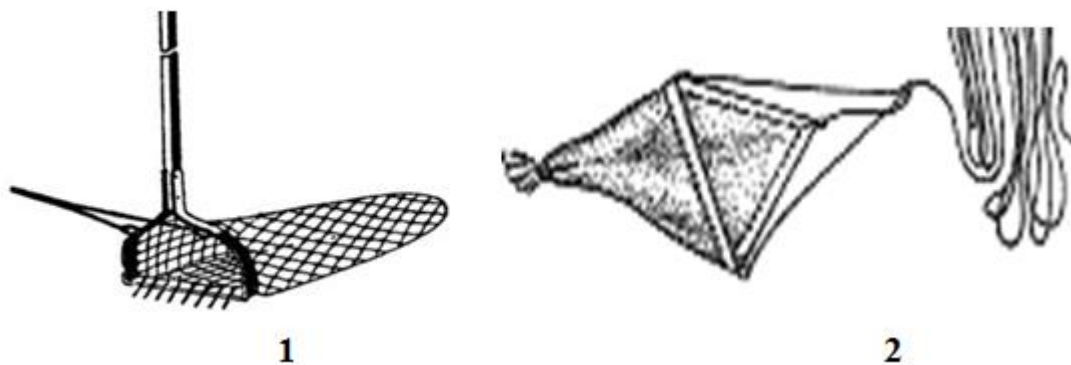


Рисунок 19 – Ручная драга (1) и закидная драга (2).

Закидная драга состоит из треугольной металлической рамы со сторонами 20-30 см с заточенными внешними краями. К внутренним краям каркаса пришит мешок из мешковины или плотной бязи. К раме привязывают трос и закидывают драгу в глубину водоема, стоя на берегу.

Сбор организмов макро- и мезобентоса осуществляют одними орудиями лова, а обработку проб производят однотипными методами; только грунт промывают через сита с разной ячейей.

Зообентос внутренних водоемов условно делят на три группы по размерам животных: макробентос – более 2-3 мм, мезобентос – 0,5-3 мм, микробентос – менее 0,5 мм.

Микробентос включает мелкие организмы, представленные, в основном, простейшими, коловратками, турбелляриями и гастротрихами. Полноценный учет этой фауны требует специальных методик сбора и обработки "живых" (не фиксированных) проб, так как многие организмы при фиксации деформируются, что затрудняет их определение.

Ход работы

1. Изучить основные орудия отбора проб бентоса.
2. Зарисовать схематические изображения основных орудий отбора проб бентоса в лабораторную тетрадь.
3. При возможности проведения лабораторной работы в полевых условиях:
 - отобрать пробы бентоса с помощью дночерпателя;
 - отобрать пробы бентоса ручным способом с помощью рамки.

Вопросы для самоконтроля:

1. Перечислите основные модификации дночерпателей
2. Какие орудия применяют для сбора проб бентоса?
3. На какие группы делят зообентос внутренних водоемов?

Рекомендуемая литература: [3, 6]

ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №15
Тема: Камеральная обработка проб зообентоса

Цель занятия: ознакомиться с принципами камеральной обработки проб зообентоса

Оборудование: микроскоп, стереомикроскоп, гидробиологические пробы, предметные и покровные стекла, чашки Петри

Теоретический минимум

После отбора проб бентоса главной задачей является разделение донного грунта и его обитателей без потерь и травм.

Из дночерпателя пробу переносят в таз и наливают воду до половины таза. Руками плавно воду взмучивают так, чтобы поднять в воду животных, и сливают воду в сачок-промывалку. Процесс взмучивания повторяют, пока промывные воды не станут чистыми. После этого остаток грунта в тазу просматривают и выбирают оставшихся животных, а грунт выбрасывают.

Для промывки больших объемов проб используют станки, на которых грунт вместе с животными и большим количеством воды проходят через систему сит с разными отверстиями. Сверху на станке съемная крышка с бортиками по краю и с отверстием в середине крышки, через которое грунт смывается на верхнее сито. В крышку помещают грунт из дночерпателя и подают воду из шланга. После смыва грунта с крышки на сито крышку снимают и из содержимого на верхнем сите выбирают крупных животных, а также камни, остатки растительности и другие крупные объекты, которые сохраняют для последующего осмотра (рис. 20). Оставшийся грунт промывают несильной струей воды во избежание порчи организмов. Промывку осуществляют таким образом, чтобы через отверстия верхнего сита на второе попали организмы макробентоса, на нижележащее сито организмы мезобентоса. Остаток пробы смывается в приемный ящик или за борт. Конструкции таких станков разные, но принцип действия одинаковый.

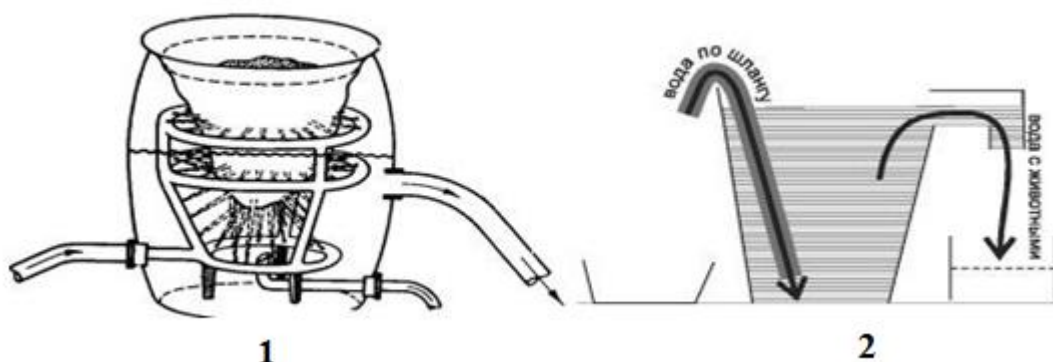


Рисунок 20 – Промывной станок Федикова (1); 2 – приспособление для отделения бентосных организмов взмучиванием

При работе с небольшими дночерпателями поднятый грунт помещают в сито в виде мешка прикрепленное к округлой или четырехугольной раме. Эту промывалку удерживают веревками, постоянно опуская в воду и поднимая её, избегая заплескивания воды сверху, чтобы животные не были вымыты из мешка.

Разделение (сортировку) бентосных организмов по систематическим группа следует проводить непосредственно на месте взятия проб, поскольку живые организмы благодаря движениям более заметны. При невозможности такой сортировки, пробу помещают в 4% раствор формалина, предварительно нейтрализованном содой (1 столовая ложка соды на литр формалина), для предотвращения растворения помещенных в него известковых раковин моллюсков. Нейтрализацию формалина определяют появлением нейтральной окраски лакмусовой индикаторной бумагой.

В качестве консерванта можно применять 75%-ный раствор этилового спирта. После фиксации пробу перевозят в лабораторию, где ее разбирают под биноклем, поскольку мелкие неподвижные, частично обесцвеченные организмы плохо заметны на фоне растительных остатков и других частиц в пробе.

В каждую банку или мешочек с пробой обязательно вкладывают этикетку (рис. 21). В банках ее располагают лицевой стороной к стенке. Вторую, контрольную, этикетку следует поместить под резиновую прокладку крышки.

Бентосная проба	
Водоём	_____
№ станции	_____
Местонахождение станции	_____
Координаты	_____
Глубина	_____
Биотоп	_____
Орудие лова	_____
Дата	_____

Рисунок 21 – Образец этикетки на бентосной пробе

Хранят бентосные пробы в широкогорлых стеклянных или полиэтиленовых емкостях, преимущественно объемом 100, 250 и 500 мл с завинчивающимися крышками. Пробы большого объема или небольшие

пробы при отсутствии банок можно хранить в мешочках из ткани, помещенных в большие емкости с 4-10%-ным раствором формалина.

Ход работы

Перед разбором фиксированной пробы её следует отмыть от формалина под проточной водой в течение 5 минут. После этого пробу переносят в широкую ванночку с небольшим количеством воды и разбирают организмы по систематическим группам до семейства. Для этой цели используются специальные кассеты из оргстекла или другого пластика (рис. 22), либо чашки Петри.

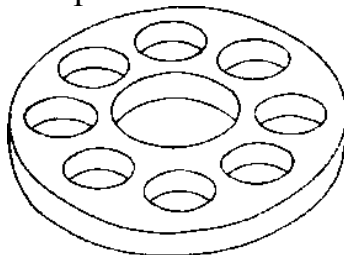


Рисунок 22 – Кассета для сортировки организмов бентоса.

Затем следует более детальное определение систематического положения животных до уровня рода и вида, за исключением трудноопределяемых групп организмов.

При разборке количественных проб представителей каждой группы просчитывают, а затем в зависимости от их количества помещают в отдельные банки или пробирки, снабженные этикетками, кратко повторяющими этикетки, которые были вложены в банки на месте сбора материала. Пробирки с животными в растворе формалина затыкают ватными пробками, намоченными в формалине, и помещают в большие широкогорлые банки наполненные формалином, предназначенные для проб каждой отдельной станции. Наличие воздушных пузырьков в пробирках нежелательно.

При пересчете животных за единицу принимают целое животное или только часть его тела с головой в том случае, если экземпляр не целый. У двустворчатых моллюсков за целый экземпляр считают обломки обеих половинок раковины с частями тканей на них у замкового края раковины.

Взвешивание бентосных организмов следует проводить после одноминутной обсушки маленьких навесок материала на фильтровальной бумаге. Большие навески обсушивают на фильтровальной бумаге, перемещая их с места на место, до исчезновения мокрых пятен под материалом. Животных после обсушки помещают в предварительно взвешенный бюкс, и определяют вес на аналитических весах.

Определение постоянного веса зафиксированного в формалине материала обычно производят через четыре месяца после момента фиксации. Однако для получения значений относительных биомасс водных беспозвоночных при оценке качества воды допустимо проводить взвешивание материала из количественных дночерпательных проб в любое

время после фиксации при условии одновременного взвешивания в одной пробе представителей различных групп для получения сравнимых данных. При этом в примечании к форме отчетности надо указать, какие пробы взвешены ранее четырех месяцев после фиксации.

Результаты исследований, особенно по количественным пробам, записываются в лабораторную тетрадь, куда также вносят сведения с этикетки.

При расчете численности и биомассы бентоса на 1 м² дна следует учитывать количество дночерпательных проб, объединенных на одной станции. На каждой станции отбирают не менее двух дночерпательных проб. Весь объем добытого грунта можно объединить в одном тазу для последующей промывки и разборки. При расчётах следует учитывать общую площадь, с которой отбирали пробы.

Вопросы для самоконтроля:

1. Какие фиксаторы применяются для консервации проб бентоса?
2. Для чего при камеральной обработке проб зообентоса используется промывной станок Федикова?

Рекомендуемая литература: [3, 6]

ЛАБОРАТОРНАЯ РАБОТА №16
Тема: Методы сбора проб перифитона

Цель занятия: изучить основные принципы обработки проб перифитона

Оборудование: микроскоп, стереомикроскоп, гидробиологические пробы, предметные и покровные стекла, чашки Петри

Теоретический минимум

Перифитоном называют растительные и животные организмы, обитающие на твердом субстрате за пределами дна (суда, буи, свайные сооружения, трубопроводы, причалы, макрофиты, крупные камни, коряги и другие естественные субстраты). В пресных водоемах в состав перифитона входят бактерии, водоросли, простейшие, коловратки, личинки хирономид, нематоды, олигохеты. Реже встречаются мшанки, губки, грибы, моллюски и другие группы организмов.

Для сообществ перифитона характерно преобладание форм организмов, прикрепленных к субстрату. Между видами, способными прикрепляться, развиваются не прикрепляющиеся, подвижные организмы. Живые организмы перифитона очень чутко реагируют на изменения окружающей среды. Многие из них не способны получать питательные вещества из поверхности субстрата, к которому прикреплены, поэтому их развитие полностью зависит от качества среды обитания.

Основу обрастаний составляют микроскопические формы с высоким уровнем метаболизма, короткими жизненными циклами и способностью быстро реагировать на изменения внешней среды. Именно они формируют биоплёнку, которую, впоследствии, колонизируют другие группы гидробионтов: водоросли, мшанки, губки, грибы, моллюски и др.

Растительность перифитона и её население четко отражает эвтрофикацию водоема, поэтому это сообщество может быть использовано как тест–объект для характеристики состояния водной среды. Перифитон с различных подводных предметов, находящихся на быстром течении перекатов и быстрин, благодаря быстрой смене окружающей их воды совершенно свободен от влияния случайных местных загрязнений и показывает среднее загрязнение, господствующее в данном водотоке.

Перифитон незаменим при исследованиях, связанных с оценкой экологического состояния водных систем. По видовому составу перифитона можно судить об изменениях качества воды, не отмеченному по биологическим или химическим пробам.

Как неотъемлемая часть водных экосистем перифитон подвержен изменениям под воздействием различных биотических, абиотических и антропогенных факторов, что выражается во временных и пространственных сукцессиях перифитонных сообществ. Это динамичные биологические системы, изучение которых требует определённых методик. Перифитон можно исследовать как в естественной среде, так и на искусственных поверхностях (субстратах).

Отбор проб

Время и место отбора проб перифитона, по возможности, должно максимально совпадать с намечеными для общепринятого гидробиологического и гидрохимического исследований данного водоема.

При визуальном описании перифитона можно использовать стандартные термины: тип обрастаний (налет, пленка, слой, корка, нарост, бахрома, пряди, космы нитчатых водорослей и т.д.), их характер (слизистые, рыхлые, плотные, кожистые, известковой структуры, губкообразные, ватообразные, нежные, грубые, слабые, тонкие, толстые и т.д.) и распределение (мозаичное, равномерное, в прибрежье, на глубине, в проточных и застойных участках и т.д.).

При описании проб перифитона с естественных субстратов следует отметить характер обрастания: цвет, пышность развития, характер субстрата, на котором развиваются организмы перифитона, расстояние места отбора проб от берега, глубина, на которой находится субстрат, температура воды, скорость течения. Желательно дать визуальную оценку качества воды, где указать цветность воды, мутность, наличие на поверхности нефтяных пленок, плавающего мусора.

Эти сведения следует подробно занести в журнал, что даст возможность при написании отчета дать оценку динамики перифитонных биоценозов. Систематический мониторинг позволяет оценить динамику изменений биоценозов перифитона.

Сбор оброста с макрофитов производят в тех случаях, когда отсутствуют другие субстраты, поскольку макрофиты оказывают заметное влияние на состав и количественное развитие перифитона. Если же приходится отбирать пробы с макрофитов, следует использовать хотя бы одинаковые виды на разных точках отбора. Не следует отбирать пробы с поверхности деревянных предметов (затопленных деревьев, деревянных мостков и т.п.), так как гниющая древесина может сильно завесить сапробность.

С листьев и стеблей макрофитов оброст смывают мягкой кисточкой, предварительно поместив растение в сетчатый мешок. Если позволяют размеры, то растения (роголистник, уруть и др., имеющие узкие листовые пластинки) помещают в склянку с водой и тщательно полощут. Обработанное таким образом растение вынимают, а смытый оброст сохраняют для анализа.

Сбор обрастаний с поверхности твердых предметов (камни, бетонные сооружения, корпуса судов) производят с помощью скребка, ножа, скальпеля, пинцета или обычной столовой ложки с заточенным краем, фиксируя при этом площадь субстрата, с которого снимают пробу.

Материал помещают в банку с водой с таким расчетом, чтобы количество воздуха над пробой составляло не менее половины объема сосуда.

Ход работы

Пробы обрастаний обрабатывают непосредственно после отбора или в срок, гарантирующий сохранность живого материала (до 6 ч после отбора проб, сохраняемых при температуре 5–10°C).

В лаборатории пробы из банок переносят в кюветы, кристаллизаторы или чашки Петри и проводят разборку материала по группам.

Крупные организмы (личинки хирономид, пиявки, моллюски, олигохеты и т.д.), помещают в отдельные склянки и фиксируют, так же как бентосные пробы: 70% спиртом или 40% нейтрализованным формалином до концентрации 4%. Мелкие формы сгущают и фиксируют, соблюдая правила фиксации для соответствующих групп животных и растений.

При работе с живым материалом под биноклем простейших и коловраток отлавливают с помощью пипетки. Организмы помещают на предметное стекло в небольшую каплю воды и покрывают покровным стеклом с пластилиновыми ножками. Для лучшего наблюдения простейших и коловраток их окрашивают, добавляя витальные красители: метиленовый синий, нейтральный красный и другие. Растительный состав перифитона для первого ознакомления просматривают в живом виде, определяя вначале нежные формы (жгутиковые, вольвоксовые, эвгленовые и т.п.). В качестве консерванта применяют раствор Люголя.

Оценку частоты встречаемости видов следует проводить с учетом размера организмов, что даёт более корректные результаты оценки. Рекомендуется придерживаться следующих правил:

- организмы размером до 50 мкм оценивать при 400–600× увеличении;
- организмы размером 50–200 мкм оценивать при 200–300× увеличении;
- организмы размером более 200 мкм оценивать при 80– 100× увеличении.

Массовыми (доминантными) видами, образующими руководящий комплекс, считаются такие, обилие которых составляет 5–9 баллов; субдоминантами – те, обилие которых составляет 3 балла; единичными – обилие 1–2 балла.

Пробу просматривают до тех пор, пока перестанут встречаться новые виды. Обычно достаточно просмотреть 3–4 препарата. Параллельно с определением видового состава перифитона оценивают частоту встречаемости каждого вида по шестибальной шкале:

- 1 – единично (единичные экземпляры в пробе);
- 2 – очень редко (в каждом препарате единично);
- 3 – редко (в немногих полях зрения);
- 5 – нередко (не во всех полях зрения);
- 7 – часто (в каждом поле зрения);
- 9 – очень часто (в каждом поле зрения много).

Определение и количественную обработку водорослей проводят по методикам, описанным в лабораторной работе «Камеральная обработка проб фитопланктона».

Определение и количественную обработку зоологического материала проводят по методикам, описанным в соответствующих лабораторных работах «Камеральная обработка проб зоопланктона» и «Камеральная обработка проб бентоса»

Вопросы для самоконтроля:

1. Дайте определение термину «перифитон»
2. Какие характеристики рекомендуется документировать при отборе проб перифитона с естественных субстратов?

Рекомендуемая литература: [6]

СПИСОК ИСПОЛЬЗОВАННОЙ ЛИТЕРАТУРЫ

1. Калугина-Гутник А.А. Фитобентос Черного моря / А.А. Калугина-Гутник. – Киев: «Наукова думка», 1975 – 246 с.
2. Комплексные экологические исследования шельфовой зоны (учебно-методическое пособие по программе профессиональной переподготовки) / А.И. Азовский, А.Б. Воронов, Е.В. Ворцепнева и др. – МГУ имени М.В. Ломоносова, 2015 – 271 с.
3. Кудикина Н.П. Зоология беспозвоночных. Простейшие (методические указания к курсу малого практикума по зоологии беспозвоночных для студентов) / Н.П. Кудикина. – Калининград, 2000 – 29 с.
4. Кутикова Л.А. Фауна аэротенков (Атлас) / Л.А. Кутикова. – Ленинград: «Наука», 1984. – 264 с.
5. Садчиков А.П. Экология прибрежно-водной растительности (учебное пособие для студентов вузов) / А.П. Садчиков, М.А. Кудряшов. – М.: Изд-во НИИ-Природа, РЭФИА, 2004. - 220 с.
6. Сборник классических методов гидробиологических исследований для использования в аквакультуре / Г.К. Плотников, Т.Ю. Пескова, А. Шкуте, А. Пупиня, М. Пупиньш. – Академическое издательство Даугавпилсского университета «Сауле», 2017. - 282 с.

Сабрие Серверовна Зинабадинова

Гидробиология (Часть 2)

Практикум по выполнению лабораторных работ
для студентов направления подготовки
35.03.08 Водные биоресурсы и аквакультура
очной и заочной форм обучения

Тираж _____ экз. Подписано к печати _____

Заказ № _____ Объем п.л. 2,66 п.л.

«ФГБОУ ВО «КГМТУ»

298309, г. Керчь, Орджоникидзе, 82