

Г.К.Плотников, Т.Ю.Пескова,
А.Шкуте, А.Пупиня, М.Пупиньш

СБОРНИК КЛАССИЧЕСКИХ МЕТОДОВ ГИДРОБИОЛОГИЧЕСКИХ ИССЛЕДОВАНИЙ ДЛЯ ИСПОЛЬЗОВАНИЯ В АКВАКУЛЬТУРЕ

HIDROBIOLOĢISKO PĒTĪJUMU KLASISKO METOŽU KRĀJUMS IZMANTOŠANAI AKVAKULTŪRĀ



Плотников Геннадий Константинович

Доктор биологических наук, профессор, профессор кафедры зоологии ФГБОУ ВО «Кубанский государственный университет», г. Краснодар, Россия. Научные интересы – биохимия пищеварения рыб, гидробиология, экология гидробионтов, биологические ресурсы внутренних водоемов.

gkplotnikov@mail.ru



Пескова Татьяна Юрьевна

Доктор биологических наук, профессор, заведующий кафедрой зоологии ФГБОУ ВО «Кубанский государственный университет», г. Краснодар, Россия. Научные интересы – экологическая токсикология, биологическая индикация пресноводных экосистем, разработка методов экспресс-диагностики качества вод естественных биоценозов.

peskova@kubannet.ru



Артурс Шкуте (Arturs Skute)

Доктор биологии, профессор, директор Департамента экологии Института естественных наук и технологий Даугавпилсского университета, Латвия. Научные интересы – экология, лимнология, гидробиология, аквакультура, охрана природы.

arturs.skute@du.lv

https://www.researchgate.net/profile/Arturs_Skute



Айя Пупиня (Aija Pupina)

Доктор биологии, заместитель директора по научной работе и зоолог Латгальского зоопарка, Латвия. Научные интересы – экология и охрана гидробионтов *Bombina bombina*, *Emys orbicularis*, аквакультура зоопарков, инвазивные гидробионты *Perccottus glenii*, *Batrachochytrium dendrobatidis*, *B.salamandrivorans*, *Trachemys scripta* в Латвии.

bombinalatvia@inbox.lv

https://www.researchgate.net/profile/Aija_Pupina



Михаил Пупиньш (Mihails Pupins)

Доктор биологии, руководитель лаборатории зоокультуры и охраны природы, ведущий исследователь Департамента экологии Института естественных наук и технологий Даугавпилсского университета, Латвия. Научные интересы – экология и охрана гидробионтов *Emys orbicularis*, *Bombina bombina*, аквакультура, инвазивные гидробионты *Perccottus glenii*, *Batrachochytrium dendrobatidis*, *B.salamandrivorans*, *Trachemys scripta* в Латвии.

mihails.pupins@gmail.com

https://www.researchgate.net/profile/Mihails_Pupins

ISBN 978-9984-14-799-4



Daugavpils Universitāte



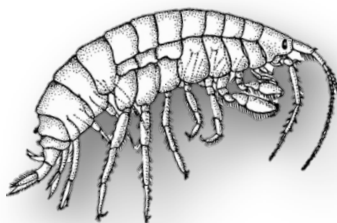
2017

DAUGAVPILS UNIVERSITĀTE

Г.К. Плотников, Т.Ю. Пескова,
А. Шкуте, А. Пупиня, М. Пупиньш

**СБОРНИК КЛАССИЧЕСКИХ МЕТОДОВ
ГИДРОБИОЛОГИЧЕСКИХ ИССЛЕДОВАНИЙ
ДЛЯ ИСПОЛЬЗОВАНИЯ В АКВАКУЛЬТУРЕ**

HIDROBIOLOĢISKO PĒTĪJUMU KLASISKO METOŽU KRĀJUMS
IZMANTOŠANAI AKVAKULTŪRĀ



DAUGAVPILS UNIVERSITĀTES
AKADĒMISKAIS APĢĀDS "SAULE"
2017

УДК 639.2/3: 574.58

Сборник рекомендован к изданию Ученым советом Биологического факультета Кубанского государственного университета 25.01.2017, протокол № 5, и Учебным советом Даугавпилсского университета 24.04.2017, протокол № 11.

Рецензенты:

Воловик Станислав Петрович, доктор биологических наук, профессор, инновационно-технологический центр «Кубань-Юг», Россия;

Корпакова Ирина Григорьевна, доктор биологических наук, профессор, ФГУП «Азовский научно-исследовательский институт рыбного хозяйства», Россия;

Крылова Анетта Георгиевна, кандидат биологических наук, доцент, Кубанский государственный университет, Россия;

Andris Ceirans, доктор биологии, Латвийский университет, Латвия.

Рекомендуемое цитирование:

Плотников Г.К., Пескова Т.Ю., Шкуте А., Пупиня А., Пупиньш М. (состав.) (2017). Сборник классических методов гидробиологических исследований для использования в аквакультуре. Академическое издательство Даугавпилсского университета «Сауле», 282 с.

Plotnikov G.K., Peskova T.Yu., Skute A., Pupina A., Pupins M. (compilers) (2017). Sbornik klassicheskikh metodov gidrobiologicheskikh issledovaniy dlya ispolzovaniya v akvakulture [Collection of classical methods of hydrobiological researches for use in the aquaculture]. Daugavpils University Academic Press "Saule", 282 p. (in Russian).

Контакты:

в России: peskova@kubannet.ru, в Латвии: arturs.skute@du.lv

Макет: Mihails Pupins

Фотография лодки на обложке: © Davis Gruberts

Некоммерческое издание. For non-commercial use.

ISBN 978-9984-14-799-4

«Сборник классических методов гидробиологических исследований для использования в аквакультуре» © составители сборника Г.К.Плотников, Т.Ю.Пескова, А.Шкуте, А.Пупиня, М.Пупиньш

Методики и иллюстрации © авторы методик и иллюстраций

Содержание

Благодарности.....	4
От авторов сборника	5
Авторские права	6
ВВЕДЕНИЕ	7
1. РАЗНООБРАЗИЕ ВОДОЕМОВ	11
2. ГИДРОЛОГИЧЕСКИЕ И ФИЗИЧЕСКИЕ ПОКАЗАТЕЛИ ВОДЫ	20
3. ЭКОЛОГИЧЕСКИЕ ОСОБЕННОСТИ ВОДНОЙ БИОТЫ	29
4. ЖИЗНЕННЫЕ ФОРМЫ ВОДНЫХ ОРГАНИЗМОВ.....	31
5. ЭВТРОФИРОВАНИЕ ВОДОЕМОВ.....	40
6. ОБЩИЕ ПРАВИЛА РАБОТЫ ПРИ ПРОВЕДЕНИИ ГИДРОБИОЛОГИЧЕСКИХ ИССЛЕДОВАНИЙ	43
7. МЕТОДЫ ГИДРОБИОЛОГИЧЕСКИХ ИССЛЕДОВАНИЙ ПЛАНКТОНА	56
8. МЕТОДЫ ИССЛЕДОВАНИЯ ЗООПЛАНКТОНА	69
9. МЕТОДЫ ИССЛЕДОВАНИЯ ФИТОПЛАНКТОНА	80
10. МЕТОДЫ СБОРА И ОБРАБОТКИ БЕНТОСА	100
11. МЕТОДЫ ИССЛЕДОВАНИЙ ПЕРИФИТОНА	115
12. МЕТОДЫ ИССЛЕДОВАНИЙ ФИТОФИЛЬНОЙ ФАУНЫ	123
13. ОПРЕДЕЛЕНИЕ ПЕРВИЧНОЙ ПРОДУКЦИИ И ДЕСТРУКЦИИ ОРГАНИЧЕСКОГО ВЕЩЕСТВА.....	125
14. ОПРЕДЕЛЕНИЕ ХИМИЧЕСКИХ ПОКАЗАТЕЛЕЙ КАЧЕСТВА ВОДЫ	129
Приложение 1.....	181
Приложение 2	241

Приложение 3	255
Приложение 4	259
Приложение 5	261
Литература	265
Аквакультура: исследования, образование и развитие.....	277

Благодарности

Авторы сборника благодарят всех авторов методик, описанных в тексте и авторов всех использованных иллюстраций.

Мы благодарны Кубанскому государственному университету и Даугавпилсскому Университету за возможность сотрудничества в исследованиях и обучении студентов.

Мы благодарим Network of Aquaculture Centres in Central-Eastern Europe (NACEE) за лидерство, международный обмен информацией и развитие аквакультуры в регионе.

Мы благодарим рецензентов за анализ и ценные указания относительно улучшения данного сборника.

Мы благодарим наших студентов за то, что это они предложили составить такой сборник.

Мы благодарим Доктора биологии Davis Gruberts за совместные экспедиции и возможность использовать замечательную фотографию на обложке сборника.

От авторов сборника

Стремительное развитие мировой аквакультуры требует оперативного научного анализа состояния естественных и регулируемых экосистем, используемых для культивации гидробионтов. Вместе с тем, многие современные методы таких исследований связаны с использованием дорогостоящей аппаратуры, программного обеспечения и требуют высокой квалификации исследователя, что делает их малодоступными в реальной практике аквакультуры открытых водоемов. Поэтому в данном сборнике были отобраны пригодные для использования в аквакультуре классические методики гидробиологических исследований водных экосистем.

Поскольку сборник создавался в сотрудничестве Кубанского государственного университета и Даугавпилсского университета (Daugavpils University), он составлен на русском языке и описанные в нём авторские методики в приведены со ссылками на ранее использовавших и описывавших их русскоязычных авторов. Отбор методик и составление сборника провели Кубанские авторы, Даугавпилсские авторы сборника провели адаптацию, локализацию и обработку текстов и иллюстраций.

Методики подобраны таким образом, что определение многих показателей возможно как в лаборатории, так и в полевых условиях. Кроме того, эти методики не требуют сложного или современного оборудования, программатуры и больших финансовых затрат, некоторое описанное в них оборудование может быть сделано самостоятельно, что является немаловажным в работе практиков аквакультуры, особенно небольших предприятий. Эти методики многие годы хорошо известны и широко используются в международной гидробиологии. К сожалению, учебная литература, концентрированно содержащая описание методов гидробиологических исследований, стала малодоступна студентам и особенно практикам аквакультуры, что сделало актуальным составление данного сборника.

Данное учебное пособие, прежде всего, адресовано студентам биологии аквакультуры и науки о среде, а также биологического, сельскохозяйственного и природоохранного направлений и практикам: владельцам предприятий и работникам аквакультуры.

Авторские права

Сборник составлен в соответствии с Законом Латвии об авторских правах (Saeima 2000) “Autortiesību likums”, 19 пункта (1)2) подпункта, согласно которому “(1) Autortiesības nav uzskatāmas par pārkāptām, ja bez autora piekrišanas un bez atlīdzības šajā likumā noteiktajā kārtībā: ... 2) darbs tiek izmantots izglītības un pētniecības mērķiem,...” [“Авторские права не считаются нарушенными, если без согласия автора и без вознаграждения автору в порядке, определенном в этом законе: ... 2) работа использована для образовательных или исследовательских целей...”]. Работы всех авторов оригинальных методик, иллюстраций и других авторских работ использованы в данном сборнике исключительно в образовательных и исследовательских целях и поэтому, согласно данному закону, их авторские права не считаются нарушенными.

В соответствии с этим же законом (Saeima 2000), “10.pants. Salikta darba sastādītājs (1) Sastādītājam, kura jaunrades rezultāts ir materiālu atlase vai izkārtojums, ir autortiesības uz attiecīgā saliktā darba sastādījumu. (2) Krājumos un citos saliktos darbos iekļauto darbu autori saglabā autortiesības katrs uz savu darbu un var to patstāvīgi izmantot arī neatkarīgi no attiecīgā krājuma vai saliktā darba.” [“10.пункт. Составитель сложной работы. (1) Составитель, результат творчества которого есть отбор или расположение материалов, имеет авторские права на составление соответственной сложной работы. (2) Авторы работ, включенных в сборники или другие сложные работы, сохраняют авторские права каждый на свою работу и могут самостоятельно использовать также независимо от соответственного сборника или сложной работы”], авторские права на методики, описанные в этом сборнике, принадлежат авторам оригинальных методик исследований, авторские права на другие использованные в сборнике авторские работы – авторам этих работ.

Авторские права и © на составленный сборник методик: отбор методик и иллюстраций, компоновку, составление, авторский текст составителей принадлежат составителям сборника Плотникову Г.К., Песковой Т.Ю., Шкуте А., Пупиня А., Пупиньш М.

ВВЕДЕНИЕ

Аквакультура (*Aquaculture, Akvakultūra*) – целевое культивирование гидробионтов в регулируемой среде. *Биология аквакультуры* (*Aquaculture biology, Akvakultūras bioloģija*) – прикладное направление биологической науки, исследующее возможности менеджмента культивируемых популяций гидробионтов и используемых в аквакультуре естественных и регулируемых водных экосистем с целью повышения их эффективности (Purins et al. 2017).

Стремительное развитие мировой аквакультуры требует оперативного научного анализа состояния естественных и регулируемых экосистем, используемых для культивации гидробионтов.

Система постоянных наблюдений, оценки и прогноза изменений состояния природной среды, и в первую очередь водных экосистем, под влиянием естественных и антропогенных факторов немислима без использования разработанных и проверенных правил и подходов к этим исследованиям, называемых методами. Повторяющиеся исследования, проводимые по одним и тем же методикам, называются мониторингом и дают возможность оценки исследуемых процессов и явлений в динамике.

Цели и задачи гидробиологических исследований

Гидробиологические исследования решают теоретические и практические, прикладные задачи. Из теоретических можно выделить:

- исследование внутренних закономерностей структуры и организации водных экосистем, которые и определяют круговорот вещества и поток энергии в них;
- исследование зависимостей круговорота вещества и потоков энергии от воздействия факторов внешней среды, в том числе и антропогенных.

К основным прикладным задачам гидробиологии можно отнести:

- исследование состояния флоры и фауны водоема и соотношения численности особей и их биомассы. Такие исследования имеют важную роль для оценки используемых в аквакультуре природных и искусственных водоемов;
- повышение биологической продуктивности водоемов. Эта задача особенно важна для предприятий аквакультуры, поскольку повышение биологической продуктивности водоёмов часто напрямую связано с повышением эффективности аквакультурного производства;
- разработка биологических основ обеспечения качества воды. Качество водной среды является первым из четырёх наиболее важных качественных составляющих успешного культивирования гидробионтов (качество водной среды, качество популяции культивируемых гидробионтов, качество корма, качество антипаразитарной ветеринарии);
- оптимизация функционирования искусственных экосистем, создаваемых для промышленной очистки аквакультурных, питьевых и сточных вод;
- экспертная оценка экологических последствий зарегулирования, перераспределения и переброски стока рек, воздействия на другие водоёмы, создания предприятий аквакультуры, антропогенного изменения гидрологического режима озёр и морей;
- оценка вновь создаваемых промышленных, аквакультурных и других сельскохозяйственных предприятий с целью охраны природных и искусственных водных экосистем от нежелательных воздействий;
- мониторинг состояния естественных и искусственных гидроценозов, в том числе, используемых в аквакультуре.

Основными разделами практической гидробиологии являются продукционная, в том числе аквакультурная, санитарная, техническая и навигационная гидробиология. Продукционная гидробиология включает в себя исследования по повышению

продуктивности природных и искусственных водоемов и получению из них наиболее высокого количества биологической продукции в результате промысла водных организмов без значительного ущерба для экосистемы водоема. Санитарная гидробиология занимается аналитическим контролем качества воды и подготовкой мер по обеспечению населения чистой водой.

Техническая и навигационная гидробиологии решают многочисленные задачи, связанные с обеспечением качественной водой промышленного или сельскохозяйственного, в том числе, аквакультурного, производства, с контролем и проблемами использования водоемов в качестве водоемов-охладителей, доноров чистой воды и реципиентов сточных вод аквакультурных производств, сооружением и функционированием каналов, оросительных систем, производств рециркуляционной аквакультуры, водоснабжения населенных пунктов и т.д.

Нарушение водных экосистем в результате перевылова гидробионтов, загрязнения, гидрологических изменений и различных проектов освоения водных ресурсов, эрозия, облесение, опустынивание, заиление и др. отрицательно сказываются на состоянии живых водных ресурсов.

Успешное изучение водных ценозов для целей аквакультуры во многом зависит от выбора методов исследования, что, в свою очередь, связано с материальными возможностями и техническим обеспечением научного учреждения или аквакультурного производства (наличие приборов, программатуры, реактивов, оборудования, расходных материалов, обученного персонала и т.п.).

В настоящее время издания на русском языке, содержащие отобранные для целей аквакультуры классические методики гидробиологических исследований, пригодные для практиков аквакультуры, перешли в ранг раритетных, а поэтому стали малодоступными для широкого пользователя, особенно для молодых специалистов аквакультуры и студентов.

В пособии собраны широко распространенные и многократно опробованные в практике гидробиологических исследований методики. Они подобраны таким образом, что определение большинства показателей возможно как в лаборатории, так и в полевых условиях, и не требуют сложного оборудования, программатуры и значительных финансовых затрат, но достаточно объективны и информативны для целей практической аквакультуры, а также могут быть применены как в Латвии, так и в России.

В связи с составлением сборника на русском языке, он составлен на основе авторских методик и сборников В.А. Абакумова, В.Г. Богорова, Г.Г. Винберга, В.И. Жадина, И.А. Киселева, А.Г. Крыловой, Г.В. Кузьмина, А.В. Макрушина, Н.П. Масюк, Т.М. Михеевой, Ф.Д. Мордухай–Болтовского, А.Н. Петина, И.Л. Пыриной, Л.А. Сиренко, А.В. Топачевского, И.С. Трифионовой, В.Д. Федорова и многих других. Некоторые внесенные составителями незначительные изменения в методиках связаны со спецификой научно-исследовательских работ, проводимых студентами направления «Биология аквакультуры» под руководством преподавателей. Эти изменения на сущность методов, по нашему мнению, влияния не оказывают.



1. РАЗНООБРАЗИЕ ВОДОЕМОВ

Тип водоема в значительной степени определяет среду обитания и сообщества гидробионтов, населяющих данный водоем. Различают соленые и пресные, текучие и стоячие, глубокие и мелкие, большие и маленькие и многие другие водоемы.

1.1 Реки

Реками называют водотоки, питающиеся поверхностными и подземными стоками речного бассейна и протекающие в естественном русле. Для всех рек обязательно наличие течения, перемешивающего воду, с которым переносятся частицы песка, детрита и ила. С берегов в реку смываются растворенные в воде соли, органические вещества, детрит и частицы почвы (Skute et al. 2008). Вещества, поступающие в воду, в отличие от озер и прудов, не накапливаются, а постоянно перемещаются вниз по течению (Skute et al. 2016). Глубина даже самых крупных рек, относительно небольшая. Планктон беден, а бентос, перифитон и макрофиты адаптированы к скорости течения (Gruberts et al. 2012). Гидробионты, в основном, оксифильны. В местах с медленным течением взвешенные частицы выпадают в осадок, и дно покрывается рыхлыми субстратами, на которых закрепляются макрофиты (Аполлов 1963; Важнов 1973, Комулайнен и др., 1989).

Реки имеют большое значение для аквакультуры: они могут использоваться как водоёмы-хостеры для размещения садков с гидробионтами, как водоемы для собственно аквакультурного производства, реки очень часто используются как доноры чистой воды и еще чаще – как реципиенты загрязненной воды аквакультурных производств.

В Латвии имеется большое количество рек, бассейны которых покрывают всю территорию страны (Рис. 1а).

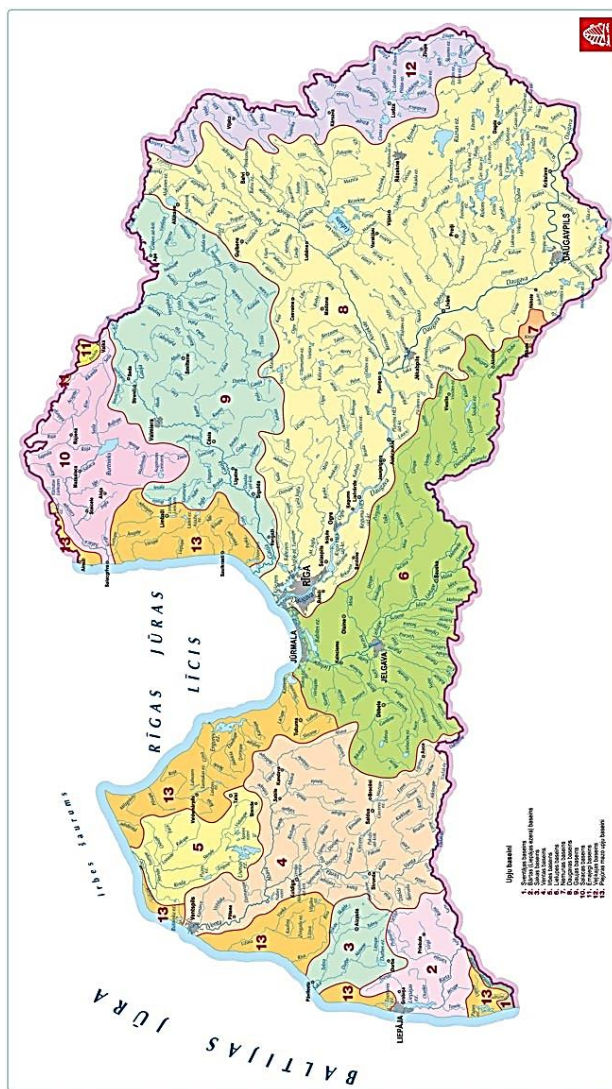


Рис. 1а.
 Бассейны рек Латвии (названия даны на латышском языке). 1. - Sventājas baseins; 2. - Bārtas-Liepājas ezera baseins; 3. - Sakas baseins; 4. - Ventas baseins; 5. - Irves baseins; 6. - Lielupes baseins; 7. - Nemunas baseins; 8. - Daugavas baseins; 9. - Gaujas baseins; 10. - Salacas baseins; 11. - Emajēgi baseins; 12. - Veļķajas baseins; 13. - Piejūras mazo upju baseini (SIA “Karšu izdevniecība Jāņa sēta”).

Наибольшие реки Латвии представлены в таблице 1а.

Табл. 1а. Реки Латвии, чья общая длина превышает 100 км (названия даны на латышском языке) (<http://www.upes.lv>)

Река	Куда впадает	Общая длина (км)	Общая площадь бассейна (км ²)
Daugava	Rīgas jūras līcis	1 020	87 900
Gauja	Rīgas jūras līcis	452	8 900
Venta	Baltijas jūra	346	11 800
Mēmele	Lielupe	191	4 050
Ogre	Daugava	186	1 730
Rītupe	Veļikaja	176	3 012
Mūsa	Lielupe	164	5 320
Pededze	Aiviekste	159	1 690
Ludza	Rītupe	155	1 570
Iecava	Lielupe	139	1 166
Abava	Venta	129	2 042
Svēte	Lielupe	123	2 390
Dubna	Daugava	120	2 780
Mazā Jugla	Lielā Jugla	119	679
Lielupe	Rīgas jūras līcis	119	17 600
Rēzekne	Lubāns	116	2 066
Malta	Rēzekne	115	730
Aiviekste	Daugava	114	9 300
Dienvidsusēja	Mēmele	114	1 210
Bērze	Svēte	109	915
Mīsa	Iecava	108	970
Stende	Irbe	100	1 100

1.2 Озера

Озерами называют естественные водоемы в естественной впадине суши с замедленным водообменом. Питание озер смешанное: грунтовое (из подземных родников) и поверхностное (с впадающими ручьями и реками). Часто берега порастают макрофитами. В наиболее глубоких местах образуются илестые отложения, образующиеся при смывании и оседании грунтов и детрита. Чем старше озеро, тем толще отложения.

У озер обширная хорошо освещенная пелагиаль и, как правило, хорошо развитое сообщество планктона (Dimante-Deimantovica et al. 2012; Vezhnavecs, Skute 2012, 2014) и комплекс планктоноядных рыб (Jurevičs et al. 2012; Jurevičs, Skute. 2013). Биота озера зависит от множества причин, и, в первую очередь, от его трофности. Вновь образовавшиеся озера бедны органикой и богаты кислородом. Их называют олиготрофными. Зарастая, озера увеличивают количество органических отложений на дне, постепенно накапливают минеральные вещества (биогены) в воде. С накоплением органики возрастает и расход кислорода. Это стадия мезотрофных озер. Затем наступает эвтрофикация, когда наблюдается максимальное обилие жизни, после чего наступает переломный момент, начиная с которого лимитирующим фактором становится количество растворенного кислорода. Когда кислорода не хватает на окисление органики на дне, там начинает накапливаться неперегнивший детрит – торф, а биогены перестают возвращаться в воду, она становится мягкой и кислой. Большинство животных и многие макрофиты вымирают. Это стадия дистрофного озера, с бурой торфянистой водой, затянутого с берегов сфагновой сплавиной. Наконец, озеро зарастает совсем, превращаясь в торфяное болото.

В глубоких озерах часто наблюдается температурное расслоение: теплая вода остается наверху, перемешиваясь ветром, а холодная, – внизу, практически не перемешиваясь. Между слоями, на глубине около 2–5 метров пролегает термоклин – зона температурного скачка и резкой смены плотности воды. Полное перемешивание воды происходит только весной – когда вода нагревается и осенью – когда она остывает. Основная жизнь сосредоточена над термоклином, где больше света и тепла (Липин, 1950; Петин и др., 2005, 2006).

В Латвии имеется 3919 озер (включая водохранилища и крупные пруды) (Табл. 1б) (<https://www.ezeri.lv>), многие из которых используются для озерной аквакультуры неполного цикла. Большие озера служат не только местообитанием для значительного числа видов озерных гидробионтов (Skute et al. 2012), но и путями распространения и миграций для других

водных животных, например для охраняемой в Европе Европейской болотной черепахи (Puriņš, Puriņa 2012).

Табл. 16. Латвийские озера с площадью более 1000 га (названия даны на латышском языке) (<https://www.ezeri.lv>).

Название	Площадь водной поверхности (га)
Veterns	191 200,0
Lubāns	8 210,0
Rāznas ezers	5 756,4
Engures ezers	4 130,7
Burtnieka ezers	4 006,0
Liepājas ezers	3 715,0
Usmas ezers	3 469,2
Hornburgas ezers	2 800,0
Babītes ezers	2 555,7
Rušons	2 373,0
Sīvers	1 759,0
Ķīšezers (Rīgā)	1 730,0
Alūksnes ezers	1 543,7
Cirma ezers	1 261,2
Papes ezers	1 205,0
Kaņieris	1 122,1

1.3 Водохранилища

К водохранилищам относят крупные искусственные малопроточные и стоячие водоемы, создаваемые с помощью плотин на реках. При первом наполнении водохранилищ водой заливаются участки суши вместе с полями и лугами вдоль бывшей реки. Из почвы вымываются биогенные элементы, растительность отмирает, перегнивает и также обогащает воду биогенами, начинают бурно развиваться водоросли. Водохранилище почти сразу становится эвтрофным. Быстрее всего зарастают тихие заливы. Восстановление нормальной трофности водохранилищ и становление гидрологического, гидрохимического и гидробиологических режимов зависят от питающей его реки и нередко занимают десятки лет (Жадин, 1960, 1960).

В Латвии наибольшие водохранилища находятся на Даугаве (Табл. 1в) (<https://www.ezeri.lv>), водохранилища, так же, как и озера, в Латвии используются для аквакультуры неполного цикла: в них запускают молодь рыб.

Табл. 1в. Латвийские водохранилища с площадью более 1000 га (названия даны на латышском языке) (<https://www.ezeri.lv>).

Название	Площадь водной поверхности (га)
Rīgas ūdenskrātuve	3 580,0
Plaviņu ūdenskrātuve	3 490,0
Ķeguma ūdenskrātuve	2 490,0

1.4 Малые озера и пруды

Малые озера и пруды – это стоячие и малопроточные естественные и искусственные водоемы площадью менее 1 км². Во многих случаях трудно провести грань между прудами и малыми озерами. Для большинства таких водоемов характерна высшая водная растительность, занимающая практически всю акваторию (рогоз, тростник, телорез, водокрас). Поверхность быстро покрывается ряской, а дно заиливается; водоем становится эвтрофным, а через несколько десятков лет дистрофным. Вода в прудах быстро прогревается в теплый период года, а осенью так же быстро остывает, термоклин отсутствует. Кислородный режим большее время года напряженный, а гидробионты адаптированы к обитанию в условиях недостаточного содержания растворенного в воде кислорода (Жадин, 1960, 1960; Петин и др., 2005, 2006).

В Латвии имеется большое количество малых озер и прудов, которые активно используются в традиционной для Латвии прудовой аквакультуре. Крупнейшим по площади прудовым хозяйством Латвии и Балтийских стран является производство «Nagli» с общей площадью около 2 000 га.

Пруды играют также важную роль в сохранении редких видов - гидробионтов герпетофауны Латвии, таких как краснобрюхая жерлянка (Purina, Purins 2008, 2009), Европейская болотная

черепаха (Pupins, Pupina 2008a,b; Meeske, Pupins 2009), гребенчатый тритон и др.

В последние годы серьезную угрозу для многих прудовых гидробионтов в Латвии представляет распространяющийся инвазивный вид Амурский ротан *Percottus glenii* (Pupina et al. 2015; Skute et al. 2016), который поедает водных насекомых, рыб, личинок и взрослых особей земноводных; а также экзотические виды черепах (Pupins 2007; Pupins, Pupina 2011; Pupina, Pupins 2016) и инвазивные паразиты.

1.5 Болота

Болота – заросшие макрофитами мелкие водоемы с грунтовым питанием. Болота появляются в результате зарастания макрофитами стоячих водоемов любой глубины от озер до сырых лощин. Может происходить естественное заболачивание переувлажненных территорий суши (на суходолах). Заболачивание земель обычно происходит, если до грунтовых вод меньше 1 метра. Для болот характерно обилие органических веществ, а очень слабая проточность определяет постоянную кислородную недостаточность.

На Кубани болота называют плавнями. Кубанские плавни – это длительно затапливаемые поймы рек дельты Кубани, покрытые зарослями кустарников, тростника, рогоза, осоки и других амфифитов – растений, корни которых при характерном водном режиме находятся под водой, а стебли возвышаются над водной гладью (Петин и др., 2005, 2006).

Самое большое болото Латвии - Теiĉу purvs находится в Восточной Латвии. Это также самое большое болото Балтийских стран. Его площадь 19 587 га, из которых 188 га – низовое болото, 19 399 га – верховое болото. Большая часть этого болота входит в природный резерват Тейчу (Теiĉу dabas rezervāts) (<https://lv.wikipedia.org>).

Болота и находящиеся на их территории другие водоемы могут быть использованы в аквакультуре палубионтов, они также

важны для берущих начало из них рек, оказывая тем самым влияние на связанные с реками производства аквакультуры.

1.6 Ключи и родники

Ключи и родники – небольшие водотоки, связанные с выходом на поверхность грунтовых вод из–под земли. Чаще всего встречаются на склонах гор и в долинах рек. Мелкие родники часто являются истоками ручьев, а ручьи – истоками рек или их притоками. Условия жизни в родниках весьма постоянны – родники не пересыхают, вода довольно холодная, но не замерзает, бедна органикой, но часто содержит повышенное количество солей кальция или железа.

Малые размеры ручьев обуславливают резкие сезонные и погодные колебания уровня воды, силы течения и проточности. Уклон русла, особенно в горах, часто довольно большой, хотя скорость течения при малой глубине не велика, и жесткие субстраты не обнажаются. Макрофиты чаще отсутствуют; иногда по осени русла лесных ручьев целиком заполняются опавшими листьями. Освещенность зависит от наличия деревьев по берегам. Питание ручьев, как правило, грунтовое (родниковое), но могут быть ручьи с болотным и с дождевым питанием. Биота их состоит из видов, характерных заболоченным лужам. Планктон часто отсутствует (Петин и др., 2005, 2006).

1.7 Лужи

Лужами называют стоячие, в том числе пересыхающие и промерзающие до дна, водоемы малых размеров. Выхода к грунтовым водам не имеют, питание преимущественно дождевое и поверхностное. Как правило, лужи наполняются весной талыми водами, бурно живут в начале лета, к концу лета пересыхают; потом с осенними дождями наполняются, замерзают и зимуют под снегом, часто промерзая до дна. Из водно-болотной растительности преобладают болотники,

камышы, осоки, ряски, рогозы, частухи (Петин и др., 2005, 2006).

Лужи в Латвии являются местообитанием для большого количества видов гидробионтов, в том числе для редкого вида амфибий – *Bombina bombina* (Purina, Purins 2009). В связи с тем, что лужи часто высыхают к концу лета и промерзают зимой, попавшие в них рыбы обычно не выживают, что позволяет нерестящимся в лужах земноводным избежать хищничества рыб, в том числе инвазивных – ротана *Perccottus glenii* и других (Purina et al. 2015; Puriņš, Puriņa 2012).



2. ГИДРОЛОГИЧЕСКИЕ И ФИЗИЧЕСКИЕ ПОКАЗАТЕЛИ ВОДЫ

2.1 Скорость течения водотока

Для определения скорости течения водотока нужно выбрать относительно ровный участок длиной не менее 30 м и отметить его вешками (створы). Поплавок бросают в воду выше верхнего створа и отмечают время прохождения поплавка расстояния между вешками. Остаётся вычислить скорость водотока в м/с. Для более точного определения поверхностного течения поплавки бросают на середину и ближе к берегам, вычисляя среднюю скорость течения реки (Петин и др. 2005).

2.2 Определение ширины водоёма

Для измерения ширины необходимо, встав на берегу в точке А напротив хорошо заметного предмета Б на другом берегу, отмерить под прямым углом вдоль берега 5 м, отметить точку вехой О. Еще раз отмерить такое же расстояние и от этой точки В двигаться перпендикулярно руслу до тех пор, пока точки О и Г не окажутся на одной линии с точкой Б. Расстояние АВ будет равно стороне треугольника ВГ (Рис. 16).

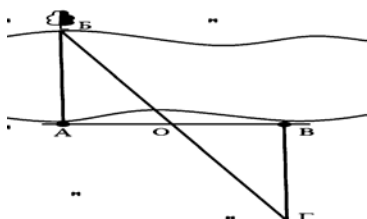


Рис. 16. Схема определения ширины реки.

2.3 Температура воды

Температура воды – важнейший фактор, влияющий на биологические, биохимические, физиологические, физические, химические и другие процессы, протекающие в организме гидробионтов и в водоеме. От температуры зависит количество растворенного в воде кислорода и интенсивность процессов самоочищения.

Температура воды в водоеме может изменяться в результате сброса городских дождевых, бытовых и технологических стоков, в результате повышения мутности воды и др. Тепловое загрязнение вследствие сброса теплых вод электростанциями и промышленными предприятиями в холодное время года опасно тем, что вызывает нарушение годовой цикличности процессов жизнедеятельности водных обитателей.

При тепловом загрязнении нарушается гидрохимический режим водоема, что негативно сказывается на животном и растительном сообществе водоема. При постоянном поступлении теплой воды нарушается температурный режим зимовки гидробионтов, усиливаются температурные различия по вертикальным слоям, снижается содержание растворенного в воде кислорода, образуются тепловые барьеры на путях миграции рыб и др. В результате сложившейся ситуации в водоеме резко увеличивается количество сине-зеленых водорослей и снижается биота водоемов.

Сезонные и суточные колебания температуры в водоеме могут составлять несколько градусов. Температуру воды в водоеме измеряют в местах отбора гидробиологических проб. Для определения температуры используют калиброванные термометры с ценой деления 0,1–0,5°C, помещенные в оправу.

Температуру поверхностных слоев определяют, опуская термометр на глубину 15–20 см.; в поверхностных слоях она может на 3–5°C и более отличаться от температуры на глубинах. При глубоководных измерениях необходимо использовать оправу. Термометр опускают на нужную глубину и выдерживают не менее 5 минут, после чего поднимают и, не вынимая термометр из оправы, снимают показания.

Оправа термометра состоит из двух вставленных одна в другую трубок с продольными прорезями и стаканчика с отверстиями в стенках. При погружении термометра в воду наружная трубка должна быть повернута так, чтобы шкала термометра была закрыта, а при снятии отсчетов трубка поворачивается до совпадения прорези, чтобы шкалу можно было видеть на просвет. Стаканчик оправы при опускании термометра в воду наполняется водой, которая остается в нем при подъеме и

способствует сохранению термометром той температуры, которую он имел на глубине.

2.4 Цветность воды

Чистые природные воды обычно почти бесцветны. Цветность воды зависит от геологических условий, водоносных горизонтов, характера почв, наличия болот и торфяников в бассейне водоема и т.п. Интенсивную окраску воды могут создавать сточные воды предприятий. Во многих случаях окраска воды вызывается присутствием микроорганизмов, частичек ила и других взвешенных веществ. Цвет определяют в профильтрованной или в необработанной пробе, содержащей большое количество взвешенных веществ, после отстаивания (Петин 2005). Окрашивание (цвет) воды бывает обусловлено:

- наличием гуминовых веществ, окрашивающих воду в различные оттенки желтого и бурого цветов;
- присутствием коллоидных соединений железа, которые придают воде оттенки от желтовато-бурого до зеленого (в зависимости от степени окисления);
- присутствием в воде взвешенных частиц (например, глины);
- присутствием окрашенных отходов производства;
- массовым развитием водорослей при цветении водоемов, вследствие чего вода приобретает окраску от желто-бурой (диатомовые водоросли) до темно-зеленой (сине-зеленые и зеленые водоросли).

Определение цветности воды производят визуально или фотометрически при сравнении окраски пробы с окраской условной 100-градусной шкалы цветности воды. Можно определять цветность и качественно, сравнивая цвет воды в пробирке высотой 10–12 см на белом фоне при достаточном боковом освещении со шкалой цветности.

Шкала цветности воды:

- бесцветная
- слабо-желтоватая

- светло–желтоватая
- желтая
- интенсивно–желтая
- буроватая
- коричневатая
- красно–коричневатая
- другая (укажите, какая)

Спектрофотометрическое определение цветности воды

Цвет воды обычно рекомендуется определять измерением её оптической плотности на спектрофотометре при различных длинах волн. Исследуемую воду предварительно отфильтровывают, отбрасывая первые порции фильтрата. Оптическую плотность измеряют при толщине слоя 10 см; вторую кювету прибора заполняют дистиллированной водой. Длина волн света, максимально поглощаемого водой, является характеристикой её цвета. Если на полученной кривой имеется несколько пиков, то соответствующие им длины волн должны быть отмечены (Петин 2005). Следует учитывать, что видимый цвет раствора всегда является дополнительным к цвету поглощаемого излучения (Табл. 1г).

Табл. 1г. Длина волн поглощаемого водой света

Длина волн поглощаемого света (приблизительно), нм	Цвет поглощаемого излучения.	Дополнительный (видимый) цвет раствора.
400 – 450	фиолетовый	жёлто–зелёный
450 – 480	синий	жёлтый
480 – 490	зелёно–синий	оранжевый
490 – 500	сине–зелёный	красный
500 – 560	зелёный	пурпурный
560 – 575	жёлто–зелёный	фиолетовый
575 – 590	жёлтый	синий
590 – 605	оранжевый	зелёно–синий
605 – 730	красный	сине–зелёный
730 – 760	пурпурный	зелёный

Значение оптической плотности исследуемой воды при длине волны, близкой к максимуму поглощения, является мерой интенсивности её окраски. Спектрофотометр может быть заменён фотоэлектроколориметром при наличии достаточного числа светофильтров, пропускающих узкие полосы спектра света.

2.5 Прозрачность, или светопропускание воды

Прозрачность, или светопропускание природных вод обусловлены содержанием в них различных окрашенных и взвешенных органических и минеральных веществ, что приводит к большему поглощению солнечной энергии вблизи поверхности.

Мерой прозрачности служит высота столба воды, при которой можно наблюдать опускаемую в водоем белую пластину – диск Секки (Рис. 2).

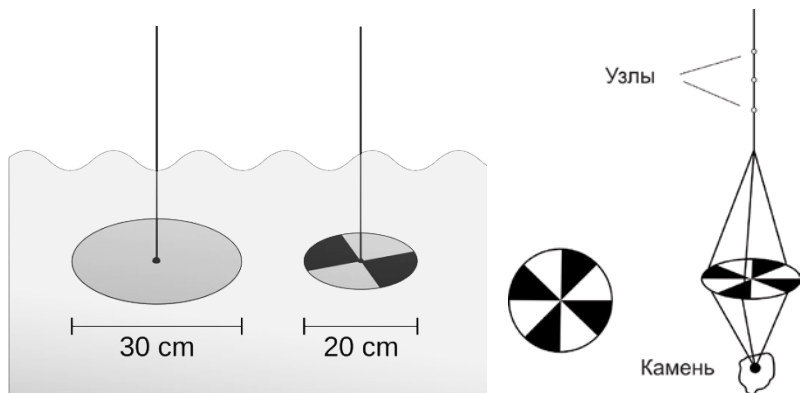


Рис. 2. Диск Секки

Диск Секки – белый металлический или керамический диск диаметром 30 см, прикрепленный к шнуру. В последнее время применяют диск с черно–белыми секторами диаметром 20 см. При определении измеряют максимальную длину погружения по шнуру, при котором диск еще заметен. Измерения повторяют несколько раз, т.к. возможно мешающее влияние отражения

света от водной поверхности. Для значений, меньших 1 м, результат приводят с точностью до 1 см; для значений больших, чем 1 м, – с точностью до 10 см. (Абакумов 1988). Существуют электронные приборы для измерения прозрачности воды (трансмиссометры).

2.6 Мутность воды

С прозрачностью связана мутность природных вод, обусловленная содержанием в воде тонкодисперсных примесей, нерастворимых или коллоидных неорганических и органических веществ различного происхождения. Причиной могут быть илы, кремневая кислота, гидроксиды железа и алюминия, органические коллоиды, микроорганизмы и планктон. В грунтовых водах мутность вызывается преимущественно присутствием нерастворимых минеральных веществ, а также присутствием органических веществ.

Мутность воды определяют в день отбора пробы; хранят пробу в темноте не более 24 часов после отбора. Для ослабления биохимических процессов прибавляют 2 мл хлороформа на 1 л пробы. При гидробиологических исследованиях пробу описывают качественно как: прозрачная; слабо опалесцирующая; опалесцирующая; слабо мутная; мутная; очень мутная (Аргунова 2008).

Количественные определения выполняют фотометрическими методами (по ослаблению проходящего через пробу света). Методика определения мутности диском Секки повторяет методику определения прозрачности.

2.7 Запах воды

Запах воды вызывают летучие пахнущие вещества, поступающие в воду в результате процессов жизнедеятельности водных организмов, при биохимическом разложении органических веществ, при химическом взаимодействии содержащихся в воде компонентов, а также с промышленными, сельскохозяйственными и хозяйственно–бытовыми сточными

водами. Некоторые виды организмов вызывают специфические запахи, напоминающие, например, запах огурцов, пеларгонии, фиалок, рыбы, свиарника и т.п. Равным образом характерный запах воде придают некоторые плесени и актиномицеты (Табл. 2).

Табл. 2. Классификация запахов естественного происхождения

Индекс	Характер запаха	Примерный род запаха
А	Ароматический	Огуречный, цветочный
Б	Болотный	Илистый, тинистый
Г	Гнилостный	Фекальный, сточный
Д	Древесный	Запах мокрой щепы, древесной коры
З	Землистый	Прелый, свежевспаханной земли, глинистый
П	Плесневый	Затхлый, застойный
Р	Рыбий	Рыбьего жира, рыбы
С	Сероводородный	Тухлых яиц
Т	Травянистый	Скошенной травы, сена
Н	Неопределенный	Запахи естественного происхождения, не подходящие под предыдущие определения

По происхождению запахи делят на 2 группы. К первой относят запахи естественного происхождения, связанные с наличием живущих в воде организмов, загнивающих растительных и животных остатков и т.д. Ко второй – запахи искусственного происхождения, обусловленные примесями промышленных сточных вод, реагентами процессов водоподготовки и т.д.

Интенсивность запаха определяют по пятибалльной шкале (Табл.3) при температуре 15–20°C (Петин 2005).

Широкогорлую колбу емкостью 150–250 мл наполняют на 2/3 объема исследуемой водой, накрывают часовым стеклом и содержимое перемешивают вращательными движениями. Затем открывают колбу и оценивают характер запаха. Если запах сразу не ощущается или возникают затруднения с его обнаружением

(запах неотчетливый), испытание повторяют, нагревая воду в колбе, покрытой часовым стеклом в водяной бане до температуры 60°C.

Табл.3. Оценка интенсивности запаха

Баллы	Значения запаха	Признаки
0	Нет запаха	Отсутствуют ощущаемые запахи
1	Очень слабый	Запах обнаруживается в специальной лаборатории
2*	Слабый	Не привлекает внимания потребителей, но обнаруживается
3	Заметный	Запах легко обнаруживается, делает воду неприятной для питья
4	Отчетливый	Запах делает воду неприятной для питья
5	Очень сильный	Запах делает воду непригодной для питья

* вода для питья должна иметь интенсивность запаха не выше 2 баллов.

2.8 Вкус воды *

** От составителей сборника: мы не рекомендуем оценивать вкус воды из водоемов, поскольку при этом существует большая вероятность попадания в организм исследователя паразитов и нежелательных химических веществ. Данная классическая методика приведена только в информативных целях.*

Определение вкуса воды производят только в обеззараженной или заведомо чистой воде при температуре 20°C. В сомнительных случаях воду подвергают кипячению в течение 5 мин. с последующим охлаждением. Исследуемую воду набирают в рот малыми порциями, не проглатывая, задерживают 3–5 с. **При определении вкуса воду не проглатывать!** Интенсивность вкуса и привкуса оценивают по 5–балльной шкале:

- 0 баллов – нет вкуса;
- 1 балл – очень слабый;
- 2 балла – слабый;

- 3 балла – заметный;
- 4 балла – отчетливый;
- 5 баллов – очень сильный.

Оценку вкуса и привкуса проводят **только для питьевой воды** при отсутствии подозрений на ее загрязненность. Различают 4 вкуса: соленый, кислый, горький, сладкий. Остальные вкусовые ощущения считаются привкусами (солонюватый, горьковатый, металлический, хлорный и т.п.). В гидробиологических исследованиях этот анализ, как правило, не производят (Петин 2005).

2.9 Взвешенные в воде вещества

Суммарное содержание взвешенных веществ определяют фильтрованием через бумажный (белая лента) или стеклянный фильтр №2. Для этого 250 –300 мл воды фильтруют через высушенный при температуре 104°C (в течение 2 ч.) и взвешенный бумажный (или стеклянный) фильтр. Промывают осадок на фильтре небольшим количеством дистиллированной воды и переносят фильтр с осадком в предварительно прокаленный и взвешенный тигель. Высушивают при температуре 104°C, охлаждают в эксикаторе и взвешивают (Петин 2005).

Общее содержание грубодисперсных примесей определяют по формуле:

$$A = \frac{(m_1 - m_2) \times 1000}{V}, \text{ где}$$

m_1 – масса фильтра с осадком, мг;

m_2 – масса фильтра, мг;

V – объем воды, взятой для исследования, мл.

3. ЭКОЛОГИЧЕСКИЕ ОСОБЕННОСТИ ВОДНОЙ БИОТЫ

Вода, как среда обитания, очень специфична. Прекрасный растворитель, она содержит в себе различные минеральные и органические вещества, причем одни из них являются необходимыми для жизни гидробионтов, другие нейтральными, а третьи – весьма нежелательными и даже вредными. Иногда количество даже полезных и необходимых для гидробионтов веществ бывает чрезмерным, приводящим экосистему к критической ситуации (Плотников и др. 2015).

Постоянный контакт гидробионтов с водной средой определил существенные отличия в физиолого-биохимических процессах. Очень важными факторами, воздействующими на гидробионтов, являются плотность, давление, вязкость среды, определяющие условия движения гидробионтов. С повышением плотности и вязкости растет сопротивление активному движению гидробионтов, но плавучесть гидробионтов значительно увеличивается. А плотность воды в 775 раз превосходит плотность атмосферы и близка к удельному весу планктона, который проводя всю жизнь в парящем состоянии, не тратит на это усилий, в отличие от обитателей суши.

Одним из важнейших факторов, отличающих гидробионтов от обитателей суши является растворенный в воде кислород, количество которого в 20 раз ниже, чем в воздухе. Помимо растворенных газов, минеральных и органических веществ в воде содержится большое количество различных частиц, что определяет ее мутность. От этих факторов в значительной степени зависит дыхание и питание гидробионтов.

Растворенные в воде вещества повышают плотность среды обитания гидробионтов, которая зависит от температуры воды; температура воды по сравнению с воздухом значительно устойчивей, и не подвержена сильным колебаниям. Если на суше перепад температуры от -40° до $+40^{\circ}\text{C}$ не такая уж редкость, то для водных ценозов такое невозможно.

Для бентосных организмов важнейшими являются свойства грунтов, обуславливающие их обитание, питание, движение, размножение и др. Именно грунты выполняют кумулирующую роль, ведущую к очищению воды от вредных для гидробионтов взвесей и растворенных веществ.

Гидробиологические исследования не будут полными и показательными без оценки экологического состояния водоемов и качества состояния поверхностных вод. Поэтому, параллельно с отбором проб следует вести наблюдения за такими показателями, как прозрачность, цветность, запах и др.



4. ЖИЗНЕННЫЕ ФОРМЫ ВОДНЫХ ОРГАНИЗМОВ

Всех гидробионтов разделяют на основные экологические группы, связанные с особенностями местообитаний: планктон, нектон и бентос.

4.1 Планктон

К планктону (греч. *plancton* – блуждающие) относят, в основном, мелкие организмы, свободно дрейфующие в толще воды и неспособные, в отличие от нектона, сопротивляться течению. Термин «планктон» предложил В. Гензен в 1887 г. в работе «Об определении планктона или носимого морем материала из животных и растений». Он же и продемонстрировал необходимость количественного изучения планктонных сообществ.

Планктонные организмы обладают хорошей плавучестью благодаря наличию капелек жира, воздушных полостей, высокому содержанию воды в теле, редукции тяжелых скелетных образований (панцирей), форме строения (уплощенное тело, наличие выростов, шипов, придатков и др.).

По размерам планктон разделяют на группы:

- наннопланктон (греч. *nanos* – гном, карлик) и микропланктон (греч. *micros* – маленький) – до 1 мм (бактерии, одноклеточные водоросли, протисты);
- мезопланктон (греч. *mesos* – средний) – 1–10 мм (зоопланктон);
- макропланктон (греч. *macros* – большой, длинный) – 1–100 см (зоопланктон, нектон);
- мегапланктон (греч. *megas* – очень большой) – свыше 1 м (животные и крупные плавающие водоросли).

По положению в толще воды и способу передвижения различают:

– плейстон (греч. *plēusis* – плавание на корабле) – организмы, у которых часть тела находится вне воды (плавающие на поверхности моллюски, ракообразные, сифонофоры и др.);

– нейстон (греч. *neustos* – плавающий) – население поверхностной пленки воды. Различают эпинеuston, обитающий на поверхностной пленке и гипонейстон – до 5 см под пленкой. Эта группа наиболее характерна для стоячих и малопроточных водоемов (клопы водомерки, жуки–вертячки, подуры и др.). Сюда же относятся многие бактерии, личинки насекомых, икра некоторых рыб и др.).

– сестон (греч. *sestos* – просеянный) – совокупность бактерио–планктона, фитопланктона, зоопланктона и не живых элементов (детрит, трупы животных), а также минеральных частиц, находящихся во взвешенном состоянии.

В зависимости от типа водоема различают:

- потамопланктон – планктон рек;
- эвлимнопланктон – планктон озер;
- гелеопланктон – планктон прудов;
- тельматопланктон – планктон луж;
- кренопланктон – планктон ключей.

В зависимости от образа жизни планктон подразделяют на:

– голопланктон (греч. *holos* – целый) – организмы, весь жизненный цикл которых проходит в толще воды;

– меропланктон (греч. *mero* – часть) – организмы, существующие в виде планктона лишь часть жизни.

Различают бактериопланктон (объект исследования микробиологов), фитопланктон, зоопланктон и ихтиопланктон (икра, личинки рыб) (Крылова 1982).

4.2 Фитопланктон

Фитопланктон – планктонные организмы растительного происхождения – основное звено в биологической системе водоема, ответственное за продукцию органического вещества и регулирование газового режима, которые создают базовую основу жизнедеятельности гидробионтов. Кроме того, фитопланктон является одним из важнейших элементов водных экосистем, определяющих качество вод. Ассоциации реофильного фитопланктона представлены в основном диатомовыми и зелеными протококковыми водорослями. В лимнофильных комплексах наиболее массовыми являются цианобактерии, массовое развитие которых вызывает «цветение» водоемов.

Некоторые представители фитопланктона не имеют органов движения; они парят в воде. К их числу относятся цианобактерии или сине–зеленые водоросли *Cyanobionta* (*Cyanophyta*), диатомовые водоросли *Diatomeae*. Другие обладают способностью к самостоятельным движениям, вызываемым колебаниями плазматических жгутиков (*Peridineae*, *Coccolithophoridae* и др.).

Исследования Т.М. Михеевой (1983) показали, что для фитопланктона, как и других растительных компонентов, свойственна сезонная сукцессия (последовательность) в развитии, причем в каждом отдельно взятом водоеме эта сукцессия довольно постоянна из года в год. Следует отметить, что такое постоянство в развитии фитопланктонных форм справедливо только при условии, что экосистема водоема не претерпела каких либо существенных изменений (загрязнение, эвтрофирование, изменение гидрологического и гидрохимического режима и др.). Любые нарушения и изменения состояния окружающей среды приводят к изменениям видового состава, численности и биомассы всех звеньев водной экосистемы.

Сезонные сукцессии зависят от огромного комплекса биотических и абиотических факторов, в том числе температуры воды и воздуха, солнечной радиации, антропогенного загрязнения, поступления в водоемы биогенных

элементов и др. Продуктивные свойства фитопланктона определяются не только фактом нахождения или отсутствия определенных видов, но и степенью их количественного развития. Поэтому исследования фитопланктона, как и планктона в целом – задача, которую решать надо постоянно.

Качественный и количественный состав фитопланктона аквакультурного водоема имеет большое значение для продуктивности аквакультуры, поскольку фитопланктон влияет на качество воды и служит кормом для зоопланктона.

4.3 Зоопланктон

Зоопланктоном называют совокупность животных, населяющих толщу воды и пассивно переносимых течением. Большинство видов зоопланктона относится к числу пловцов. Удельный вес этих организмов несколько превышает удельный вес воды, поэтому в состоянии покоя они опускаются. Скорость погружения измеряется миллиметрами в секунду. Веслоногие раки, или копеподы *Copepoda* двигаются посредством грудных ножек, а ветвистоусые раки, или клadoцеры *Cladocera* – с помощью антенн. У коловраток *Rotatoria* передвижение осуществляется работой коловращательного аппарата, а у инфузорий *Ciliophora* – за счет биения ресничек. Скорость активного передвижения сопоставима со скоростью погружения в состоянии покоя.

Зоопланктонное сообщество, как и любое другое сообщество экосистемы, характеризуется постоянством видового состава, динамической устойчивостью, определенной, присущей ему организацией (Brakovska et al. 2012, 2013). Изменение условий сосуществования организмов отражается на видовом составе, количественных показателях, соотношении отдельных таксономических групп, структуре популяции зоопланктона (Skute et al. 2010; Dekсне, Skute 2011a,b; Dekсне et al. 2010, 2011; Плотников и др. 2015).

Питаются зоопланктонные организмы бактериями, фитопланктоном и мелкими органическими частицами.

Практически все планктеры являются кормовыми организмами, потребляемыми рыбами, в том числе в аквакультуре.

4.4 Ихтиопланктон

К ихтиопланктону относят икру пелагофильных рыб и их личинок, т.е. рыб, выметывающих икру в толщу воды (сельдевые, кефалевые, тресковые и др.). Икра и эмбрионы этих рыб развиваются, свободно плавая в толще воды.

4.5 Нектон

Нектон (греч. *nektós* – плавающий, плывущий) – группа гидробионтов, способных, в отличие от планктона, активно передвигаться в толще воды (рыбы, головоногие моллюски, земноводные, рептилии, млекопитающие и др.). Большинство объектов аквакультуры, культивируемых в Латвии, принадлежат к этой группе.

4.6 Бентос

Бентос (греч. *bentos* – глубина) – одна из основных экологических групп водных организмов к которой относят все организмы, обитающие на дне или каком-либо подводном субстрате и не способные длительное время плавать в толще воды (многие ракообразные, черви, кишечнорастворимые, моллюски, личинки насекомых, растения, укрепленные на грунте и др.

В отличие от планктонных организмов, донные животные отличаются массивностью и достаточной крепостью своих покровов, нередко пропитанных большим количеством извести. Личиночные стадии многих бентосных форм входят в состав планктона. Наиболее это характерно для морских животных. Некоторые бентосные организмы могут подниматься в толщу воды, особенно в период питания и размножения.

Бентос по особенностям обитания подразделяют на группы:

– эпифауна (греч. *epi* – на, над, сверх) – организмы, обитающие на грунте или каком-либо субстрате. Другое название лежащих бентосных организмов – онфауна. Это малоподвижные гидробионты, отличающиеся уплощенной и низкой формой тела (двустворчатые моллюски, ракообразные, донные рыбы и др.).

– инфауна (лат. *in* – в) – организмы, закапывающиеся в грунт или другой субстрат. Они встречаются, в основном, среди червей, брюхоногих и двустворчатых моллюсков, ракообразных, личинок насекомых и ряда других групп. Одни живут в ходах и трубках, часто укрепленных изнутри какими-либо выделениями, другие закапываются в грунт в защитных целях. Некоторые свободно передвигаются в грунте, поглощая его и извлекая из него органические вещества, или активно выискивают добычу.

По экологическим особенностям бентосные организмы разделяют на:

– нектобентос – подвижные формы бентосных организмов;

– перифитон (греч. *peri* – вокруг и *phyton* – растение) – бентосные формы, ведущие прикрепленный к растениям образ жизни; в эту группу входят также организмы поселяющиеся на днищах судов, бакенах, сваях и других сооружениях. Чаще употребляется термин «обрастания».

Прикрепленные бентосные организмы ведут практически неподвижный образ жизни. Это водные растения, которые укрепляются обычно на мягком грунте при помощи корней и корневищ. Водоросли прикрепляются к твердому субстрату посредством ризоидов. Среди зообентоса сидячий образ жизни ведут губки, гидроидные полипы, мшанки, многие двустворчатые моллюски, усонogie раки, асцидии и др. Часто они образуют колониальные поселения.

Сверлящие организмы – группа гидробионтов, высверливающих в плотных осадочных породах, скалах, известняках, песчаниках, сланцах и даже в граните, мраморе, кирпичах, бетоне, дереве и раковинах моллюсков длинные ходы, где затем живут. К ним относятся некоторые водоросли, губки, черви, моллюски и ракообразные. В пресных водах к этой группе можно отнести

личинок некоторых насекомых, минирующих листья и стебли водных растений и делающих ходы в глинистых берегах.

Водоросли, губки, черви и некоторые моллюски проделывают ходы при помощи выделяемой кислоты, растворяющей соединения кальция. Некоторые моллюски механически сверлят твердые каменные и древесные субстраты видоизмененными раковинами. Ракообразные выгрызают ходы в дереве сильно развитыми ротовыми придатками.

Все сверлящие организмы практически не покидают своих ходов, увеличивая свое жилище по мере роста, питаясь планктоном и детритом.

Свободно двигающиеся бентосные организмы перемещаются по дну при помощи различно устроенных конечностей или псевдоподий.

В зависимости от размера бентосные организмы делят на 3 группы:

- макробентос, к которому относят организмы длиной более 2 мм;
- мезобентос, включающий формы длиной от 0,1 до 2 мм;
- микробентос объединяет организмы длиной менее 0,1 мм.

В макробентос попадают крупные организмы (двустворчатые моллюски, личинки хирономид последних возрастов, половозрелые особи олигохет и др.).

Мезобентос объединяет животных, которые с ростом переходят в состав макрофауны, а так же размеры которых и во взрослом состоянии не превышают 2 мм. Сбор организмов макро – и мезобентоса осуществляют одними орудиями лова, а обработка проб производят однотипными методами.

Микробентос включает мелкие организмы, представленные главным образом простейшими, коловратками, турбелляриями и т.п. Полноценный учет этой фауны требует специальной методики сбора и, главное, обработки «живых» (не зафиксированных) проб, так как многие организмы после фиксации деформируются настолько, что определение их становится затрудненным, а иногда и невозможным.

Бентос является кормом для бентософагов, в том числе, содержащихся в аквакультуре. Наиболее распространенными из них в Латвии являются карп, линь и золотой карась.

4.7 Перифитон

Перифитон (от греч. *peri* (вокруг) и *phyton* (растение) – совокупность живых организмов (растений, животных и микроорганизмов), прикрепленных к погруженным в воду предметам в водоёмах. Термин предложен гидробиологом А. Л. Бенингом в 1924. В дальнейшем его использовали и для обозначения обрастаний организмами морских гидротехнических сооружений и судов. В настоящее время чаще употребляют термин «обрастание».

Некоторые авторы понимают перифитон шире, относя к нему также и подвижные организмы, обитающие на плотных субстратах (например, на камнях и корягах) и в зарослях макрофитов. Таким образом, граница между бентосом и перифитоном может трактоваться по-разному.

В состав перифитона (обрастаний) входят представители трех основных функциональных групп: автотрофные организмы – продуценты (водоросли); гетеротрофные организмы – консументы (простейшие, коловратки, черви и другие) и организмы – редуценты (зооглейные, нитчатые, палочковидные, кокковидные и другие бактерии и грибы). Причем основу пленок обрастаний составляют в основном формы микроскопические, для которых характерны высокий уровень метаболизма, короткие жизненные циклы и способность быстро реагировать на изменение внешней среды. Поэтому, при биологической индикации качества поверхностных вод перифитонным организмам часто отдается предпочтение.

Перифитон играет основную роль в очистке воды в биофильтрах рециркуляционных систем аквакультуры.

4.8 Протозойный планктон и бентос

Простейшие – особый уровень организации жизни, на котором клетки являются самостоятельными организмами. Их можно назвать переходным звеном, связывающим низший уровень (бактерии) с высшим (многоклеточными организмами). Часто, провести четкую границу между простейшими растительного и животного мира (например, между водорослями и жгутиконосцами) трудно. Инфузории являются уже высокоорганизованными одноклеточными организмами со сложной морфологией. Их размеры колеблются от нескольких микрон до 1 см (инфузория из рода *Spirostomum*).

Простейшие обитают во всей толще водоема, причем больше всего их в придонном слое воды и поверхностном слое грунта (до 1–2 см). Среди свободноживущих простейших почти нет потамофильных видов вследствие отсутствия морфологических приспособлений, обеспечивающих им противостояние даже слабому течению воды. Суточные вертикальные миграции, которые совершают эти животные, пассивны, так как вызваны изменением удельного веса цитоплазмы (Крылова, 1982).

Следует отметить, что пресноводные простейшие являются наименее изученной группой гидробионтов. Недостаточная их изученность, очевидно, объяснима методическими трудностями работы с этими организмами. Эта группа гидробионтов, в основном, исследуется в курсе микробиологии.



5. ЭВТРОФИРОВАНИЕ ВОДОЕМОВ

Все водоемы по биологической классификации делят на три группы:

- 1) эвтрофные (кормные), с богатой органическими веществами водой, богатой литоральной растительностью, высокой плотностью планктонных популяций;
- 2) олиготрофные (малокормные), со значительной глубиной, скудной литоральной растительностью, низкой плотностью планктона;
- 3) дистрофные (недостаточно кормные), представляющие неглубокие заболоченные водоемы с торфянистыми отложениями на дне.

Эвтрофирование водоемов, или эвтрофикация – процесс повышения уровня первичной продукции в результате резкого увеличения количества поступающих в водоем биогенных элементов, в первую очередь фосфора и азота. Чаще всего биогенные вещества поступают в водоемы в составе органических веществ, смываемых с суши. Биомасса фитопланктона может возрасти в 5–7 раз, а по некоторым данным и больше (Трифорова 1986, 1990), что вызывает изменение среды (рН, растворенные в воде газы, прозрачность, цвет воды и др.).

К важнейшим факторам, определяющим развитие фитопланктона, относят биогенные элементы. Изменения в количестве поступления этих элементов в водоемы вызывают нарушения во всей трофической цепи водной экосистемы (Сиренко 1978; Киселев 1980; Михеева 1983). Недостаток, как и переизбыток биогенных элементов или органических веществ, содержащих эти элементы, отрицательно влияют на состояние фитопланктона. Так, избыток фосфора ведет к интенсивному развитию цианобактерий, или сине-зеленых водорослей *Cyanobionta* (*Cyanophyta*), что вызывает «цветение» – явление в аквакультурном водоеме крайне нежелательное. Интенсивное

развитие растений приводит к накоплению органических веществ, которые вследствие неполной минерализации накапливаются в водоеме, и, как следствие, повышается его эвтрофикация.

Различают естественное и антропогенное эвтрофирование водоемов. Естественное эвтрофирование крупных водоемов длится тысячелетиями, а антропогенное наступает гораздо быстрее, особенно в водоемах с замедленным стоком – озерах, водохранилищах, прудах, внутренних морях, малопроточных лиманах. Переход водоемов от олиготрофного состояния через мезотрофное к эвтрофному связан с накоплением в них донных отложений и уменьшением водной толщи, в которой при прежней скорости поступления биогенных элементов возрастает их концентрация (Россолимо 1975).

Повышение первичной продукции до определенного уровня создает основу для развития более богатой кормовой базы рыб и других гидробионтов и способствует увеличению их численности и повышению продуктивности аквакультуры водоема. Затем качество воды может ухудшаться, возникает ее «цветение», начинается интенсивное зарастание прибрежной зоны, уменьшается прозрачность и содержание растворенного в воде кислорода. Возникает опасность появления заморозов рыб и других гидробионтов. Особенно опасно в этот период развитие в водоёме сине-зеленых водорослей. Их следует считать наиболее важными индикаторами эвтрофирования.

Главным индикатором трофического статуса водоемов является фитопланктон. При повышении трофности водоемов происходит увеличение биомассы сине-зеленых и эвгленовых водорослей, а доля диатомовых и золотистых снижается. Доминирующим видом фитопланктона во всех типах водоемов умеренных широт является динофитовая водоросль *Ceratium hirudinella*.

Ориентировочная шкала трофического статуса водоемов по численности *Ceratium hirudinella* (по И.С. Трифионовой, 1990):

- олиготрофные водоемы – менее 10 тыс. кл./л;
- мезотрофные водоемы – 10–100 тыс. кл./л;

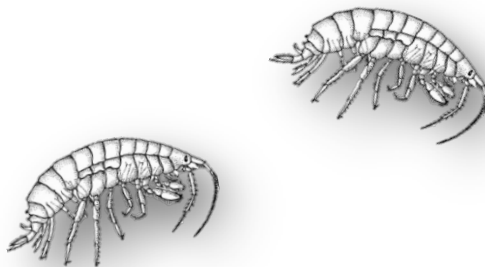
- эвтрофные водоемы – 100 тыс. – 500 тыс. кл./л;
- высокотрофные водоемы – более 500 тыс. кл./л.

С понятием эвтрофирования водоемов связана биологическая продуктивность, которую определяют, как свойство водоемов воспроизводить органическое вещество живыми организмами. Чем лучше условия обитания гидробионтов, тем большее количество их обитает в водоеме и тем выше оказывается его продуктивность. Различают три категории продукции: первичную, вторичную (промежуточную) и конечную.

Первичная продукция – результат жизнедеятельности автотрофов –растительных организмов – продуцентов. Она напрямую зависит от тропности водоема.

Вторичную продукцию образуют водные консументы 1 порядка – беспозвоночные.

Конечная продукция водоемов – крупные беспозвоночные, употребляемые в пищу, рыба и другие позвоночные – наиболее часто именно они и являются объектами аквакультуры.



6. ОБЩИЕ ПРАВИЛА РАБОТЫ ПРИ ПРОВЕДЕНИИ ГИДРОБИОЛОГИЧЕСКИХ ИССЛЕДОВАНИЙ

6.1 Лабораторный журнал

Лабораторный журнал – официальный документ исследователя, в котором он в хронологическом порядке фиксирует условия сбора и обработки материала, проведения экспериментов, полученные результаты. Систематическое ведение лабораторного журнала позволяет исследователю создать адекватный и поддающийся проверке отчет, защитить приоритет относительно полученных результатов.

Классический лабораторный журнал представляет собой тетрадь с пронумерованными, прошитыми страницами толстой ниткой, концы которой могут быть скреплены на последней странице оттиском официальной печати учреждения. В современное время рекомендуется использовать синтетическую бумагу, которая не боится намокания. Данные следует вписывать ручкой с устойчивыми к намоканию чернилами, но не карандашом. Если в процессе занесения в журнал результатов эксперимента были позже обнаружены опечатки или фактические ошибки, их исправляют ручкой другого (красного) цвета, ставят дату и фамилию исправляющего.

Каждый рабочий день в лабораторном журнале выделяют отдельно: дата в начале рабочего дня и заполнение (Z) до начала следующего. Для эксперимента указывают цель, используемые материалы, условия проведения (температура, давление, частота вращения и т.д.), продолжительность, описание трудно формализуемых параметров. Это делают как для того, чтобы опыт мог быть воспроизведен другим исследователем, так и для самого экспериментатора – впоследствии можно проанализировать ход эксперимента, наметить пути повышения точности измерений, продумать следующие эксперименты, учесть все факторы при оформлении научных результатов.

Все записи надо делать сразу в лабораторном журнале, а не на листках или черновиках, которые затем будут переписаны «набело»; при переписывании вы можете упустить некоторые детали исследования, которые потом, возможно, окажутся самыми существенными.

Если Вы используете как лабораторные журналы диктофоны, приложения мобильных телефонов, электронные дневники, то при первой же возможности переносите записи на жесткий диск и сделайте, по крайней мере, одну его копию.

6.2 Основные правила работы с микроскопом

В учебных лабораториях наиболее часто используют световые микроскопы, на которых микропрепараты рассматривают с использованием естественного или искусственного света. Наиболее распространены световые биологические микроскопы, дающие увеличение в пределах от 56 до 1350 раз (Рис. 3).

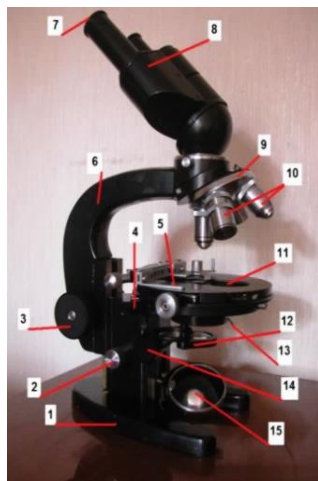


Рис. 3. Устройство микроскопа: 1 – основание (штатив); 2 – микрометрический винт; 3 – макрометрический винт; 4 – винты, перемещающие столик; 5 – предметный столик; 6 – тубусодержатель; 7 – окуляр; 8 – тубус; 9 – револьвер; 10 – объективы; 11 – отверстие предметного столика; 12 – конденсор; 13 – диафрагма конденсора; 14 – винт конденсора; 15 – зеркало.

Объектив определяет полезное увеличение объекта. Он состоит из нескольких линз. Увеличение объектива обозначено на нем цифрами.

В гидробиологических исследованиях используются стереомикроскопы (Рис. 4), 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.

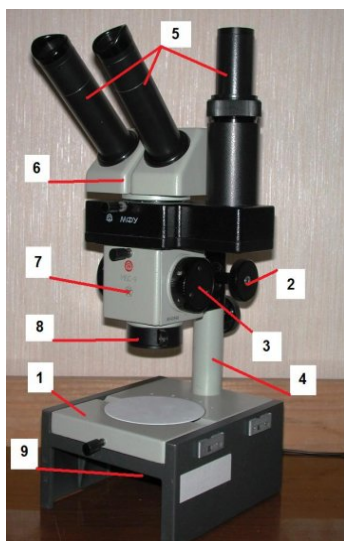


Рис. 4. Стереомикроскоп. 1 – предметный столик; 2 – винт для наводки на фокус; 3 – устройство для переключения степени увеличения; 4 – штатив; 5 – окуляр; 6 – бинокулярная насадка; 7 – оптическая головка; 8 – объектив; 9 – зеркало.

В учебных и научных лабораториях используются световые микроскопы, с помощью которых можно получить увеличение в 2000–25000 раз и легко установить ряд морфологических особенностей объекта и идентифицировать микроорганизмы, а также фотографировать 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.

Увеличения разрешающей способности достигают двумя путями:

- использованием объектов с большой численной апертурой, которая указана на каждом объективе. Наибольшую численную апертуру имеют иммерсионные объективы, с помощью которых наиболее часто приводят исследования морфологии бактерий;
- уменьшением длины волны света, которым освещается аппарат. С этой целью исследования проводят в ультрафиолетовом свете, длина волны которой меньше, чем в видимом свете. Для этого используют УФ-микроскопы.

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 (8×, 40×) 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 (90×), дающий увеличение в 900–1350 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. Правильная установка освещения значительно облегчает работу с микроскопом.

Установка света

Включив осветитель, направляют пучок света на середину плоского зеркала микроскопа. Диафрагму осветителя закрывают и патрон с лампочкой передвигают в корпусе осветителя так, чтобы получилось резкое изображение нити накаливания на листе белой бумаги, лежащей на зеркале микроскопа. Затем бумагу удаляют и поворотом зеркала направляют свет в тубус микроскопа. На столик микроскопа помещают препарат и, вращая макро- и микровинты, препарат устанавливают в фокус.

Диафрагму конденсора микроскопа суживают. Регулируя конденсор микроскопа достигают того, чтобы край диафрагмы осветителя был резко виден в поле зрения микроскопа. После этого поворотом зеркала изображение открытого отверстия диафрагмы приводят в центр поля зрения. Диафрагму осветителя раскрывают так, чтобы осветилось только поле зрения (Аппельт 1959).

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 микровинтом, вращая его не более чем на половину оборота. Загрязнение оптической системы вызывает нечеткость изображения. 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.

6.3 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. 5). На этой пластинке обозначен круг, в центре которого имеется шкала. Величина всей шкалы составляет 1 мм. Она разделена на 100 частей (Нагалеvский 1982).

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.

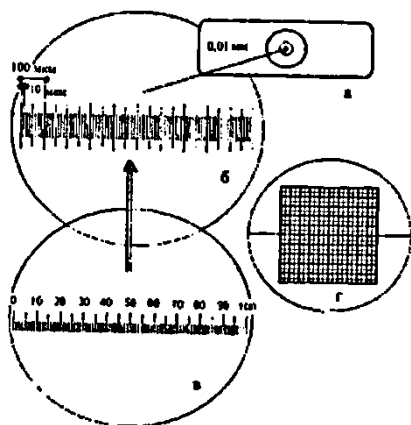


Рис. 5. Объект–микрометр (а), шкала объект–микрометра (б), шкала окуляр–микрометра (в) и сетчатый окуляр–микрометр (г)

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.

Окуляр–микрометр представляет собой тонкую круглую стеклянную (отдельную или вмонтированную в окуляр) пластинку, с нанесенной на ней линейной шкалой (рис.5). 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. 5(г)). 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.

Для измерения больших объектов и для повышения точности измерений используют винтовой окуляр–микрометр (Рис. 6). Отсчетный механизм его состоит из шкалы (от 0 до 8 мм) с интервалами между делениями в 1 мм, нанесенной на неподвижной стеклянной пластинке, и сетки в виде двух рисок с

перекрестием, нанесенной на подвижной стеклянной пластинке, а также микровинта с отсчетным барабаном. Обе пластинки расположены в фокальной плоскости окуляра. Подвижная пластинка с рисками и перекрестием связана с микровинтом так, что при его вращении перекрестие и риски перемещаются в поле зрения окуляра относительно неподвижной шкалы. Шаг винта равен 1 мм. Таким образом, при повороте барабана винта на один полный оборот, риски и перекрестие в поле зрения окуляра переместятся на одно деление шкалы. Следовательно, неподвижная шкала в поле зрения служит для отсчета полных оборотов барабана винта, т.е. для отсчета полных миллиметров, на которые перемещается перекрестие и риски окуляр–микрометра. Барабан винта разделен на 100 частей. При шаге винта в 1 мм поворот барабана на одно деление соответствует перемещению перекрестия и рисок на 0,01 мм. Таким образом, шкала барабана служит для отсчета сотых долей миллиметра. В микрометре использована система компенсационного окуляра АМ –27 с увеличением 15×. Величину объектов измеряют единицами длины микрометрами (мкм).



Рис. 6. Окулярный винтовой микрометр.

Определение цены деления окуляр–микрометра

При работе с окулярным винтовым микрометром МОВ–1 –15× вначале определяют цену деления окуляр–микрометра при выбранном увеличении

микроскопа (произведение увеличений объектива и окуляра), а затем, заменив объект–микрометр исследуемым микроскопическим препаратом, проводят измерение размеров необходимых деталей структуры (Нагалеvский 1982).

Ход определения:

– биштрих подвижной шкалы микрометрическим винтом подводят к одному краю измеряемого объекта;

- производят отсчёт на барабане микрометрического винта;
- биштрих подводят к другому краю измеряемого объекта и вновь производят отсчёт на барабане микровинта;
- разность между двумя отсчётами будет искомой величиной (длиной, шириной, высотой) измеряемого объекта в абсолютных единицах барабана.

Перед использованием окулярного винтового микрометра следует установить цену его деления с помощью объект–микрометра.

Калибровка окулярного микрометра

Окуляр–микрометр надевают на тубус, а объект–микрометр помещают на столик микроскопа. В окуляре фокусируют сетку–миллиметр объект–микрометра. 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.

Пример: Для объектива 40× число делений объект–микрометра 8,5, а число делений окулярного микрометра – 4.

Цена деления, мк = $8,5 \times 10 / 4 = 21,25$

Следует помнить, что калибровка окулярного микрометра действительна лишь для того микроскопа, на котором работают с окуляр–микрометром.

6.4 Окрашивание препаратов

В микроскопии для получения необходимых результатов часто применяют окраску препаратов из бактериальных, растительных и животных клеток и тканей. В некоторых случаях

приготовление препаратов несложно, в других – требует специальной техники (Нагалеvский 1982).

Наиболее просто готовят нативные препараты, т.е. объекты в естественном их виде. В этом случае материал наносят на предметное стекло и покрывают тонким покровным стеклом. Иногда его смешивают с изотоническим раствором хлорида натрия или глицерином для разжижения, осветления и предохранения от высыхания.

Способ окраски зависит от особенностей исследуемого материала и цели исследования.

При изучении живых объектов с небольшими размерами, нередко применяют окрашивание витальными красителями, т.е. такими, которые в известных концентрациях окрашивают объект, не убивая его. Различают основные и кислые витальные красители. При работе с зоологическими объектами чаще применяются основные красители.

Необходимо отметить, что при обычных условиях витальные красители не окрашивают ядра живой клетки или в очень малой степени окрашивают основное вещество протоплазмы. Краски адсорбируются главным образом различными клеточными включениями. При длительном воздействии на клетки краски откладываются в протоплазме в виде гранул.

Рассмотрение теории витального окрашивания не входит в наши задачи (см. специальную литературу), поэтому ограничимся указанием некоторых наиболее распространенных основных красителей.

Нейтральный красный для витального окрашивания простейших, при изучении у них процессов внутриклеточного пищеварения и т.д. Применяют в очень слабых концентрациях от 0,1 до 0,001%. В более крепких концентрациях краситель убивает клетку. Нейтральный красный является индикатором. В кислой среде он имеет ярко-красный оттенок, в щелочной – желтоватый.

Конго красный дает коллоидные растворы с малой степенью дисперсности, поэтому с трудом проникает в протоплазму.

Является индикатором, в кислой среде – синий, в щелочной – красный. Применяют главным образом при изучении внутриклеточного пищеварения.

Метиленовый синий применяют, как и нейтральный красный, в очень слабых концентрациях. Служит для окрашивания некоторых систем органов – нервной системы, выделительной системы.

Янус зеленый занимает среди прижизненных красителей особое положение. Он окрашивает избирательно митохондрии. Обычно используют очень слабые водные растворы (0,01–0,05%). Окраску объекта лучше проводить без покровного стекла. Это связано с тем, что для окраски митохондрий необходимо наличие свободного кислорода. Продолжительность окраски 20–30 мин.

Различные части препарата воспринимают краску по-разному, что делает их более четкими, позволяет отличить друг от друга отдельные структуры. Поэтому выше перечисленные красители и многие другие (азур–эозин, азуром II, фуксин, гематоксилин–эозин, судан, сложные смеси красителей, серебро и т.п.) применяют, исходя из целей и задач исследований. Особенно большое количество методов окраски, в том числе и сложных – двумя и более красителями используют при изучении бактериопланктона.

Существует негативный метод окраски, т. е. окрашивается фон препарата, на котором отчетливо видны неокрашенные микроорганизмы или части организма.

6.5 Подготовка предметных стекол

Все предметные и покровные стекла, камеры, часовые стекла и т. п., должны быть совершенно чистыми. Предметные стекла необходимо предварительно подготовить. Исключение составляют готовые к использованию и специально упакованные предметные стекла.

Предметные стекла моют в теплой мыльной воде или кипятят в 2–3% растворе гидрокарбоната натрия, затем ополаскивают

горячей водой и промывают в течение нескольких часов в проточной воде. Вымытые стекла протирают чистой хлопчатобумажной тканью и на несколько дней помещают в 96% спирт. Обезжиренные стекла извлекают пинцетом из этой смеси, протирают чистой тканью и складывают в коробочку.

Предметные стекла можно обезжиривать в крепком растворе соляной кислоты. Через несколько суток их промывают проточной водой и высушивают. Качество обезжиривания можно проверить, капнув на предметное стекло воду из пипетки: по обезжиренному стеклу вода растекается тонким слоем, а не собирается в каплю.

6.6 Приготовление временных микропрепаратов

Временные препараты так называют потому, что их не сохраняют долго. После ознакомления с микрообъектом временный препарат смывают с предметного стекла. Для изучения живых клеток микроорганизмов применяют препараты «раздавленная капля», «висячая капля», «отпечаток», «агаровая пленка», «микрокультура». Препараты живых клеток рассматривают с «сухими системами» микроскопа. Препараты, работа с которыми уже закончена, прежде чем вымыть, выдерживают в дезинфицирующем растворе. Микропрепараты предназначены для детального изучения микроскопических структур, необходимых при определении видов.

В центр предметного стекла вносят объект исследования с небольшим количеством воды и накрывают покровным стеклом (Рис.7). Излишки жидкости удаляют фильтровальной бумагой. Если под покровным стеклом остались места, заполненные воздухом, следует добавить жидкость, поместив ее каплю рядом с краем покровного стекла, а с противоположной стороны фильтровальную бумагу. Препарат готов.

6.7 Приготовление постоянных микропрепаратов

Для долгосрочного хранения препарата из растительного или животного материала ему необходима фиксация. Наиболее

доступные фиксирующие жидкости: этиловый спирт и формалин. Время фиксации в соответствующем фиксаторе определенной концентрации колеблется от нескольких минут до нескольких часов. Зоологические объекты фиксируют в 2–4% растворе формалина или 70° этиловом спирте. При использовании этилового спирта время фиксации составляет 15–20 мин. Затем, если необходимо, препарат может быть окрашен одним из доступных красителей после предварительного отмывания от фиксатора. Для этого его помещают на некоторое время в проточную воду.

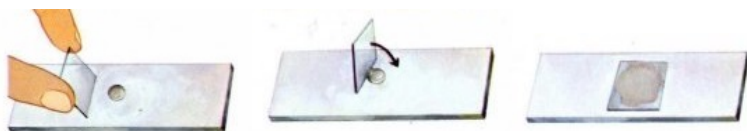


Рис. 7. Последовательность приготовления временного препарата.

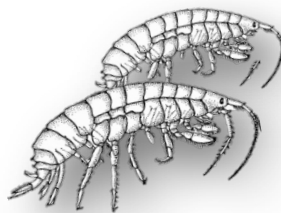
С целью удаления воды из препарата исследуемый объект переносят в батарею спиртов возрастающей крепости, вплоть до 100%. Для этого наливают в лабораторные стаканчики этанол или изопропанол в концентрациях 50%, 70%, 96%, 99%, выдерживая в каждом по 10 минут. В процессе такого перемещения спирт будет плавно вытягивать воду из объекта. Помещать объекты сразу в концентрированный этанол нельзя, так как в этом случае, быстро выходящая из клеток вода может повредить клеточные оболочки.

Для заключения препарата в канадский бальзам, обезвоженный материал переносят в уайт-спирит или ксилол на 5–6 часов. Канадский бальзам можно заменить раствором канифоли в уайт-спирите или ксилоле, по консистенции напоминающем сироп. На покровное стекло по центру наносят каплю или, если стекло длинное, две капли жидкого раствора канифоли. Покровное стекло помещают каплей вниз на предметное стекло и слегка прижимают. Края покровного стекла не следует вытирать ватой или марлей, смоченной ксилолом, так как при этом часть смолы может растечься по чистой поверхности покровного стекла. Засыхая, она образует неровности, от

которых очень трудно избавиться, и которые мешают наблюдению под микроскопом.

При заключении препарата в глицерин–желатиновую смесь объект переносят не в уайт-спирит, а в аптечный глицерин на несколько часов. 7 г чистого желатина размачивают в 42 мл дистиллированной воды и добавляют 50 г глицерина и 0,5 кристаллической карболовой кислоты. Смесь при помешивании нагревают на водяной бане, фильтруют и охлаждают. Раствор глицерин–желатина хранят в герметичном сосуде. При комнатной температуре этот раствор застывает.

Небольшую каплю глицерин–желатина иглой или скальпелем переносят на предметное стекло. Последнее слегка нагревают на пламени спиртовки, глицерин–желатин расплавляется. В него из глицерина переносят объект и покрывают покровным стеклом. Края покровного стекла обводят менделеевский замазкой, асфальтовым лаком или клеем БФ–2.



7. МЕТОДЫ ГИДРОБИОЛОГИЧЕСКИХ ИССЛЕДОВАНИЙ ПЛАНКТОНА

Видовой состав и количественные показатели развития гидробионтов являются объективными показателями состояния водоема, его трофности, степени загрязнения его вод.

Основным звеном в биологической системе водоема, ответственным за продукцию органического вещества и регулирование газового режима, которые создают базовую основу жизнедеятельности гидробионтов, является фитопланктон. Это определяющий фактор биологической продуктивности водоема. Любые нарушения и изменения состояния окружающей среды приводят к изменениям видового состава, численности и биомассы всех звеньев водной экосистемы.

Для фитопланктона свойственна сезонная сукцессия (последовательность) в развитии, причем в каждом отдельно взятом водоеме эта сукцессия довольно постоянна из года в год при условии, что экосистема не претерпела каких либо существенных изменений (загрязнение, эвтрофирование, изменение гидрологического режима и др.). В противном случае будут заметны изменения видового состава водорослей, численности, биомассы и сроков развития. Сезонные сукцессии зависят от огромного комплекса биотических и абиотических факторов (температура воды и воздуха, гидрологический и гидрохимический режимы, солнечная радиация, антропогенное загрязнение).

Основным потребителем фитопланктона являются зоопланктонные организмы (консументы первого порядка). Его качественные и количественные характеристики во многом зависят от состояния фитопланктона. Поэтому исследования фитопланктона и зоопланктона – задача, которую решать надо в целом и постоянно, особенно в контролируемых водоёмах, используемых для разведения и выращивания рыбы, моллюсков и других объектов аквакультуры.

7.1 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. Отбор проб донных отложений проводят дночерпателями (в зависимости от типа грунта применяют коробочный или ковшовый дночерпатель).
6. Отбор проб бентоса проводят сачками, дночерпателями, скребками, драгами или тралами различной конструкции и другими способами сбора, в соответствии с целями и задачами исследований.
7. Сразу после отбора пробы переливают или переносят в емкости для хранения.
8. Емкости для хранения проб должны быть чисто вымытыми, герметичными и изготовленными из химически стойкого материала, обеспечивающими неизменность свойств пробы.
9. Хранение проб бентоса, донных отложений, водной растительности осуществляют в полимерных или стеклянных герметичных емкостях.

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

11. 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 или тушью и вкладывают под прокладку крышки или опускают внутрь сосуда (Рис. 8).

Название и место расположения водоёма	Stropu ezers, Daugavpils, Latvija
Координаты	N 55.914042°; E 26.599734°
Дата сбора	01.04.2016
Место сбора в пределах водоёма	Центр озера
Глубина отбора пробы (горизонт)	0 – 1 м
Орудие лова	Сеть Апштейна
Объём процеженной воды	100 л

Рис. 8 Этикетка гидробиологической пробы

В полевом дневнике указывают следующие данные:

- название и место расположения водоема;
- дата сбора пробы и время суток;
- место сбора;
- горизонт (глубина сбора);
- прозрачность;
- орудия сбора (лова);
- объём процеженной воды;
- температура воды у поверхности;
- погодные условия: температура воздуха, облачность, сила ветра и т.д.

Важными сведениями могут оказаться показатели мутности и цветности воды, химические показатели, влияющие на развитие

планктона (кислород, углекислота, окисляемость, рН, соленость, биогены – азот, фосфор, железо) и др.

7.2 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. Обод изготавливают из стальной проволоки диаметром 4–6 мм, лучше – луженой, оцинкованной или никелированной (на ржавом ободке ткань сачка рвется после 1–2 сезонов использования). Мешок из газа пришивают не непосредственно к проволоке, а к полоске прочной ткани, которой обшивают обод. Форма мешка должна быть почти цилиндрической, снизу – овальной (Рис. 9).

Газ сшивают так, чтобы в швах не оставалось щелей. Для этого следует сложить края (Рис. 10) и дважды прошить прямым швом, используя тонкую иглу и тонкую, но прочную нить.

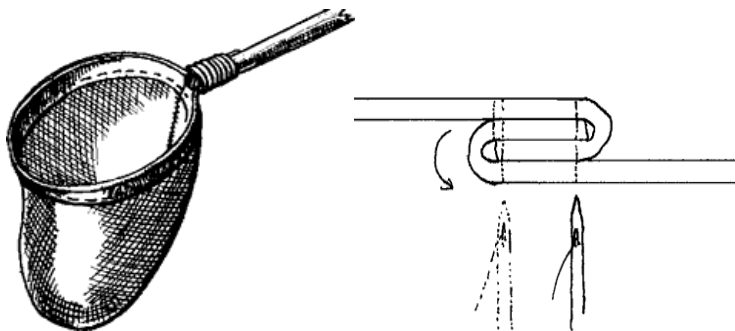


Рис. 9. Планктонный сачок. **Рис. 10.** Шов, применяемый для сшивания планктонных сачков и сеток.

Использовать сачок для сбора бентоса нельзя. После облова сачок необходимо промыть чистой водой, просмотреть его целостность и просушить. Самые маленькие дырки в сетке необходимо устранять.

7.3 Планктонные сети

Все применяемые методы отбора планктонных организмов сводятся к их фильтрации из воды планктонными сетями, планктонными тралами, планктоночерпателями разных конструкций, либо зачерпывания определенного объема воды из водоема и последующего отделения организмов путем фильтрации.

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 см^2 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 $1,364 \times 1,364$ мм, а самая мелкая (№ 77) – $0,064 \times 0,064$ 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 . Соответствие нумерации шелкового и капронового сита приведено в таблице 4. Для вылова фитопланктона, как более мелкого, используют планктонные сети с мелкой ячейкой; для зоопланктона – планктонные сети с ячейкой покрупнее.

Табл. 4. Соответствие нумерации шелкового и капронового сит

Материал	Номер сита										
	Шелк	7	9	11	15	19	21	23	25	27	29
Капрон	7	9	11	15	23	27	29	32	35	38	43
Шелк	35	38	43	46	49	52	55	58	61	64	
Капрон	46	49	52	55	58	61	64	67	70	73	

7.4 Изготовление планктонных сетей

Планктонная сеть представляет собой мешок из мельничного газа (сита), сшитый в форме конуса. При изготовлении сетного конуса необходимо:

- 1) шелковое или капроновое сито перед шитьем смочить губкой и слегка прогладить не очень горячим утюгом;
- 2) плотный хлопчатобумажный или льняной материал перед шитьем вымочить, высушить и прогладить;
- 3) веревки предварительно намочить и высушить в натянутом виде.

Материал для сетного конуса раскраивают по выкройке (Рис. 11). Выкройку делают из плотной бумаги по прилагаемой схеме, где длина боковой поверхности и угол раскрытия вычисляют по формулам 1 и 2:

$$x = r \cdot i / (R - r) \quad (1)$$

$$\alpha = 360 \times r / \text{или } \alpha / 2 = 180 \times r / x, \quad (2), \text{ где}$$

R – радиус металлического обруча (широкое основание усеченного конуса);

r – радиус стаканчика (узкое основание усеченного конуса);

i – длина образующей бока усеченного конуса;

x – длина части образующей боковой поверхности конуса, которая должна быть отрезана;

α – угол или половина угла при вершине развернутой боковой поверхности конуса.

На выкройке делают прибавку на швы по 1 см сверху и по длинной стороне, а также 3 см внизу конуса для нашивки с

помощью полоски плотной материи (так называемого манжета) на довольно острый край планктонного стаканчика. Вырезание газа по выкройке, чтобы исключить при работе вытягивание сетки, надо производить по способу, указанному на рисунке 12.

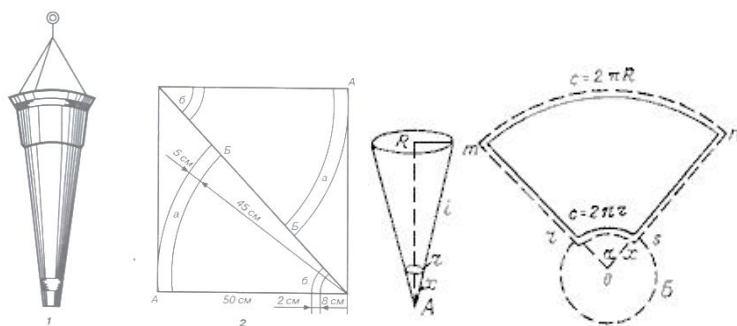


Рис. 11. Выкройка сетного конуса для планктонной сетки

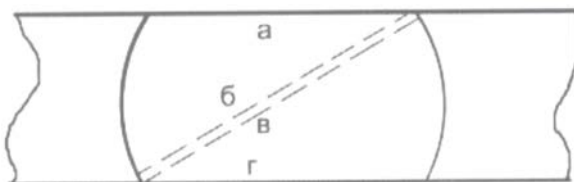


Рис. 12. Раскрой сетки. Сшивают детали *а* с *в*, *б* с *г*.

Сетной конус с помощью полосок прочной ткани сверху пришивают к металлическому кольцу (лучше латунному), а снизу – к стаканчику (Рис. 13). Размеры и конструкции сетей отличаются; их используют в зависимости от задач исследований.

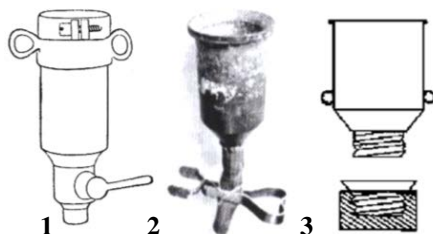


Рис. 13. Металлический стаканчики с краном (1); пластиковый – с зажимом (2) или с пробкой (3) для планктонных сеток.

При отсутствии стаканчика с краном, его можно

заменить стаканчиком из пластмассовой банки с завинчивающейся крышкой. Для этого у банки или бутылки соответствующих размеров отрезают дно и пришивают ее открытой частью к сетке; пробка служит краем стаканчика. Кран можно заменить шлангом с зажимом Мора и др. В ткани, которой обшито кольцо входного отверстия сети, делают обшитые нитками прорезы, к которым непосредственно или с помощью колец крепят веревки обвязки. Верхние концы этих веревок крепят к кольцу или карабину, к которому привязывают спусковой трос. В качестве спускового троса рекомендуем плетеный капроновый шнур диаметром 4–5 мм, размеченный цветными метками по длине, считая от края входного отверстия.

Планктонную сеть надежно закрепляют на спусковом тросе, свободный конец которого прикрепляют к плавсредству либо к поплавку специальными узлами (Рис. 14).

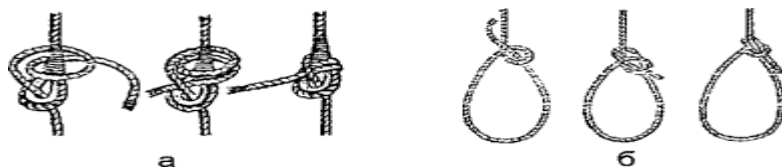


Рис. 14. Узлы: брамшкотовый узел (а) и для страховки (б).

Во избежание повреждений сетного полотна планктонную сеть следует хранить в подвешенном состоянии, и избегать контакта с шершавыми поверхностями и острыми предметами.

Планктонные сетки, как и сбор планктона, подразделяют на качественные и количественные. 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. (Табл. 5, 6, 7, 8; Рис. 15).

Вышеописанные сети Апштейна можно использовать и для количественных обловов, внося в их конструкцию небольшие изменения. Верхний край выше обода надстраивают надставкой в виде усеченного конуса, назначение которого состоит в том,

чтобы снизить потерю планктона, выносимого из сетки обратными токами воды при её движении в воде.

Табл. 5. Размеры качественных сетей Апштейна

Модель	Длина боковой поверхности конуса, см	Диаметр входного отверстия, см	Диаметр стаканчика, см
Малая	55,0	25,0	3,5 – 4,0
Средняя	100,0	40,0	6,0

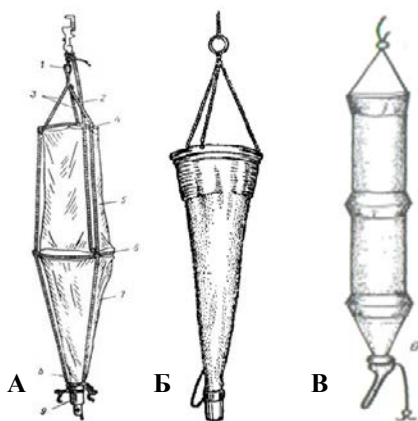


Рис. 15. Замыкающаяся количественная сеть Джеди (А), качественная сеть Апштейна (Б) и Цилиндрическая сеть Лангенганса (В): 1 – петля на шнуре; 2 – шнур, связывающий сетку с замыкателем; 3 – шнуры на верхнем кольце; 4 – верхнее кольцо; 5 – матерчатый конус; 6 – нижнее кольцо; 7 – шелковая сеть; 8 – шнур, удерживающий стаканчик; 9 – стаканчик

Табл. 6. Размеры количественных сетей Апштейна

Размеры, см	Малая сеть, см	Средняя сеть, см
Диаметр входного отверстия	10,8	20
Длина образующей боковой поверхности надставного конуса	15	38 – 40
Длина образующей боковой поверхности надставного конуса	40	100
Диаметр большого кольца	25	40
Диаметр стаканчика	4	6

Надставку делают из плотной материи. Наличие надставки не предотвращает полную потерю планктона, поэтому для сеток был выведен коэффициент фильтрации (К). Эта величина не постоянная и зависит от скорости движения сетки и частоты ячеек газа. Для наиболее употребляемой сетки Апштейна с газом № 77 при движении со скоростью 0,5 м/сек $K = 1,22$ для средней модели и $K = 1,39$ для малой модели.

На основе конической сети, сконструированы замыкающиеся количественные сети Джеди отличающиеся от сеток Апштейна более вытянутой надставкой и относительно узким сетным конусом, которая, в свою очередь, послужила прообразом сетки Лангенганса (Табл. 7 и 8).

Табл. 7. Размеры количественных сетей Джеди, см

Характеристика	Модель		
	малая	средняя	большая
Диаметр входного отверстия (верхнего кольца)	12	25	36
Длина образующей боковой поверхности надставного конуса	40	80	120
Длина образующей боковой поверхности сетяного конуса	47 – 50	100	130
Диаметр большого кольца	17 – 22	35	50
Диаметр стаканчика	3	6	10

Табл. 8. Размеры моделей сетей Ланганса («Цеппелин»)

Модель	Диаметр, см		Длина, см		
	входного отверстия	стаканчика	цилиндрического отдела сети	конического отдела сети	всей сети
Большая	22	6,5	98	50	148
Средняя	15	4,5	96	42	138
Малая	9,5	4,5	97	23	120

Кроме этих сетей в гидробиологических исследованиях применяются различные планктонные сети, в том числе: сеть

Берджа, Метровая планктонная сеть (Рис. 16) 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» (Сорокин 1982).

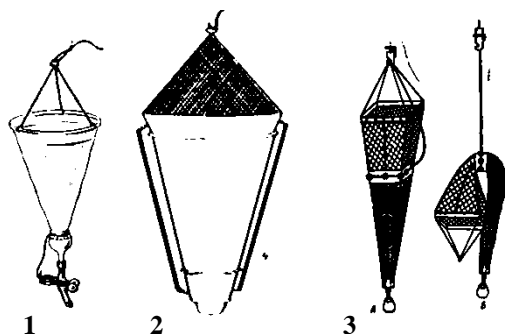


Рис. 16. Планктонная сеть в рабочем состоянии (1); сеть Берджа (2) и Метровая планктонная сеть (3) в открытом и закрытом виде.

7.5 Батометры

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 (Руководство ... 1992). 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. 17).

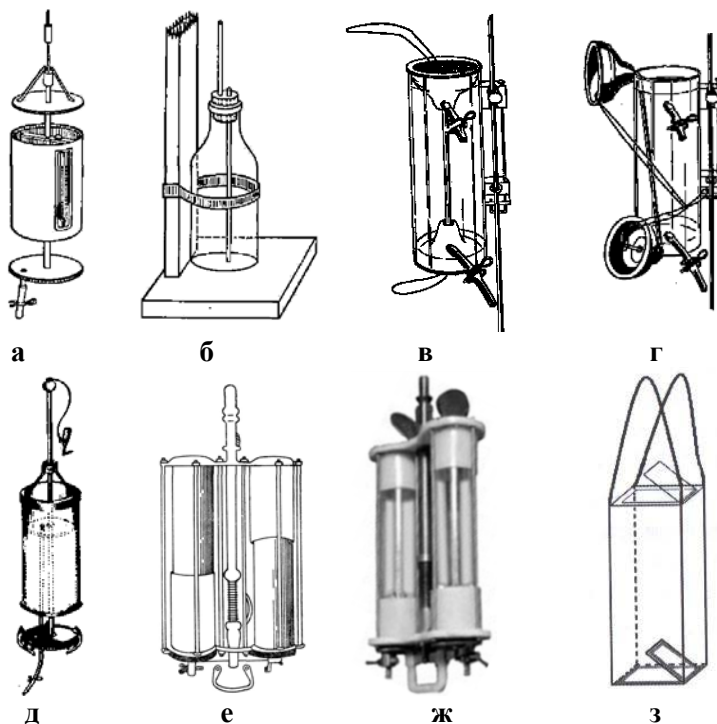


Рис. 17. Батометры: Рутнера (а) и его самодельная модификация (б); Ван Дорна в закрытом (в) и открытом (г) состоянии; Скадовского–Зернова (д), Молчанова и его модифицированная модель (е, ж) и Паталаса (з).

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. 176. 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. 17в,г) опускают в открытом виде на нужную глубину и посредством спускового устройства герметично закрывают. Сходное устройство имеет батометр Скадовского–Зернова (Рис. 17д).

В последнее время разработаны батометры совмещающие функции термометра, глубинометра и др. Примером может служить батометр Молчанова емкостью 4 л и его модифицированная модель (Рис. 17е). На рыбоводных водоёмах хорошо зарекомендовал себя батометр Паталаса, объёмом 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. 17з).

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 Утормеля–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 Утормеля–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.



8. МЕТОДЫ ИССЛЕДОВАНИЯ ЗООПЛАНКТОНА

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, желательно без потерь, результаты. Методам исследования бентоса - наиболее разнообразной группы донных организмов – беспозвоночных животных посвящено большое количество работ, отличающихся спецификой обработки материала разных групп животных. Мы приводим описание методик сбора и обработки проб зоопланктона по В.А. Абакумову (1992), «Руководство по методам гидробиологического анализа поверхностных вод и донных отложений», как наиболее известных и применяемых гидробиологами и не требующих дорогостоящего специального оборудования, с некоторыми пояснениями.

Описание оборудования и правила использования приведены в многочисленных инструкциях и руководствах (Киселев 1969; Романенко, Кузнецов 1974; Березина 1989; Кузнецов, Дубинина 1989 и др.).

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, как указывалось выше, 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 Рутгнера. Объем воды (от 50 до 100 л) с помощью батометра определенного объема (1, 2, 3 л) с нужного горизонта фильтруют через качественную сеть Апштейна.

Кроме указанного выше метода, существует отстойный метод, который обычно применяют для выявления видового состава и количественного распределения мелких коловраток. 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.

Практика исследований показала, что в одной и той же точке водоема в течении 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 течении

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.

Фиксирование пробы

Водой, добытой с нужной глубины, заполняют емкости (лучше бутылки) известного объёма и добавляют раствор Люголя по 1–3 мл на каждые 100 мл воды. При использовании формалина, концентрация его в пробе должна составлять 4%. Для получения 4% раствора к 9 частям пробы приливают 1 часть концентрированного (40%) формалина. Пробы зоопланктона можно фиксировать в 70° спирте. Бутылки с пробой плотно закрывают и помещают в темное место на 1–2 недели, после чего осевший и всплывший планктон отделяют отсасыванием лишней воды до объёма 30–80 мл. После этих процедур проба готова к микроскопической обработке.

8.1 Качественная обработка проб зоопланктона

Качественная обработка проб – это определение видового состава планктонных животных. Определение фаунистического

состава планктона – процесс трудоемкий и требующий специальной подготовки, а поэтому, в настоящей работе методику определения мы не рассматриваем.

При определении пробу или ее часть переливают в чашку Петри и просматривают под биноклем на $16\times$ – $32\times$ увеличении (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, желательно только в живом состоянии (при фиксировании 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.

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.

8.2 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. 18) 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.

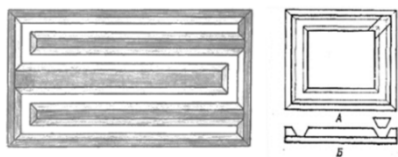


Рис. 18. Счётные камеры Богорова; вид сверху и сбоку.

Счётную камеру Богорова можно заменить самодельной камерой (рис. 19). Для этого в расплавленный парафин помещают предметное стекло, а после затвердевания в середине по длине вырезают дорожку с таким расчетом, чтобы осталась камера шириной примерно 0,5 см. Нижнюю сторону стекла очищают от парафина.

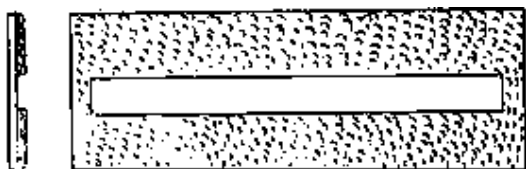


Рис. 19. Самодельная камера Богорова.

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) затянута №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. 20) отбирают порцию пробы (от 0,1 до 5 мл) и переносят её в камеру Богорова, где и производят подсчёт организмов каждого вида.

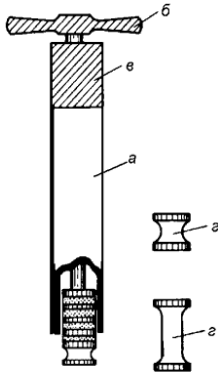


Рис. 20. Поршневая пипетка (штемпель-пипетка): а – стеклянная трубка; б – ручка; в – передняя металлическая обойма; г – отделяемые металлические придатки в виде катушек с выемкой разного размера, определяющей объем взятой субпробы.

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 подсчетов 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.

Пример

Объем пробы в мерном цилиндре – 500 мл, а в камеру был помещен образец объемом 50 мл, то во всей пробе,

соответственно, содержится в 10 раз больше животных, чем в образце. Далее полученное значение делим на объем обловленной или процеженной при сборе пробы воды – таким образом мы получаем стандартную величину – число особей в 1 литре воды водоема.

Проводить расчет организмов принято на кубический метр водной толщи. Делаем пересчет: в 1 м³ – 1000 литров; остается число особей в 1 литре увеличить в 1000 раз. Такую операцию необходимо провести для каждого определенного вида или рода. После сложения всех данных получаем численность или плотность организмов планктона в 1 м³ исследуемой воды.

Если проба отобрана путем процеживания объема воды через сеть Апштейна, то расчет производят по формуле 1:

$$X = 1000 \times n/v \quad (1), \text{ где}$$

X – количество организмов, экз./м³;

n – количество организмов в пробе, экз.;

v – объем воды, процеженной через сеть, л.

Если отбор проб произведен количественной сетью Джеди, то прежде всего рассчитывают коэффициент планктонной, исходя из радиуса ее входного отверстия. Коэффициент сети рассчитывают по формуле 2:

$$K = 1000000/S \times H \quad (2), \text{ где}$$

S – площадь входного отверстия сети, см²;

H – горизонт, слой облова, см.

Вычислив коэффициент сети при горизонте облова 0–1 м, находим коэффициенты при горизонтах 0–2, 2–5, 5–10 м и т. д. простым делением значения k при 1 м соответственно на 2, 3, 5.

Пример

Коэффициент сети k при диаметре входного отверстия 18 см. Радиус входного отверстия – 9 см. Слой облова 0–100 см.

$$S = \pi R^2 = 3,14 \times 81 = 254,34 \text{ см}^2 \quad (3)$$

Вводим значение площади в формулу 2. Получаем $K = 1000000/254,34 \times 100 = 39,32$; при слое облова 0–2 м $k = 19,66$ и т.д. Численность организмов N находим путем перемножения количества организмов в пробе n на коэффициент сети k .

8.3 Подсчёт численности организмов в пробе

Подсчёт численности организмов каждого вида проводят в камере Богорова, и отмечают в протоколе для обработки проб зоопланктона (Приложение 1).

8.4 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 (см. Приложение).

Просмотрев 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. Их количество отмечают в карточке в колонке «В пробе» и далее проводят подсчет для кубического метра водной толщи.

После этого суммируют значения численностей и биомасс всех видов и родов отдельно для коловраток, для веслоногих и ветвистоусых рачков, 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):

$$N (\%) = \frac{n_i \times 100}{N}$$

$$B (\%) = \frac{b_i \times 100}{B}, \text{ где}$$

N – общая численность зоопланктеров;

B – общая биомасса.

n_i – численность i -го вида;

b_i – биомасса i -го вида;

8.5 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) эффипиальных самок, самцов, уменьшение размеров тела, снижение плодовитости, изменение числа генераций, плотности популяций, доли молодежи 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), яйценозные 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.

8.6 Приготовление постоянных препаратов беспозвоночных.

Простым методом препарирования хитиновых частей насекомых, водных клещей и ракообразных является способ с применением жидкости Фора–Берлезе. В 50 частях (по массе) дистиллированной воды растворяют 30 частей сухого гуммиарабика и добавляют 20 частей глицерина и 20 частей хлоралгидрата. Смесь нагревают в банке с притертой пробкой на водяной бане до полного растворения, после чего фильтруют через стекловату и охлаждают до комнатной температуры.

Удобство применения жидкости Фора–Берлезе заключается в отсутствии подготовительных этапов изготовления препарата. Объект препарирования переносят на предметное стекло из любой фиксирующей жидкости (этанола, формалина и др.), помещают в каплю жидкости Фора–Берлезе и накрывают покровным стеклом. Если препарировывают одновременно несколько хитиновых частей, то чтобы они не разошлись при накрывании покровным стеклом, следует препарат подержать открытым на столике с подогревом до некоторого загустения жидкости, после чего его надрывают покровным стеклом с предварительно нанесенной на его нижнюю поверхность капелькой жидкости Фора–Берлезе.

До момента полного загустения (2–3 недели) препарат сохраняют в горизонтальном положении. Чтобы гуммиарабиковая смесь не испортилась, края покровного стекла через несколько дней после изготовления препарата окантовывают доммарным лаком или бесцветным лаком для ногтей. Препарат снабжают этикеткой, на которой указывают видовое название, место и дату сбора, фамилию специалиста, определившего данный вид. Жидкость Фора–Берлезе применяют для препарирования не только членистоногих, но и олигохет. При затруднениях в определении вида следует обратиться к специалисту–систематику, для чего необходимо иметь препараты личинок и имаго трудно определяемых видов.

9. МЕТОДЫ ИССЛЕДОВАНИЯ ФИТОПЛАНКТОНА

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. В гидробиологической литературе описаны многочисленные методики и их модификации по сбору и обработке проб фитопланктона. Мы приводим методики, рекомендованные комитетом по гидрометеорологии и контролю природной среды (Руководство ..., 1992) под редакцией В.А. Абакумова, с небольшими изменениями, которые могут сделать процесс сбора и обработки фитопланктона менее трудоёмким..

9.1 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.

9.2 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 фильтрование 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. Описание почти всех существующих конструкций батометров приведены в монографии И. А. Киселева.

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 таковым 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 приготовленную 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.

9.3 Фиксация (консервация) проб фитопланктона

Качественные и количественные пробы фитопланктона могут сохраняться в течении длительного времени. С этой целью применяют различные фиксаторы, каждый из которых обладает своими достоинствами и недостатками. Подробная характеристика фиксаторов фитопланктона изложена в работе В.Д. Фёдорова (1979).

Обработку живого материала проводят сразу после сбора. Однако такие возможности бывают далеко не у каждого исследователя, поэтому пробы подвергают фиксации специальными фиксирующими жидкостями для последующей лабораторной обработки. В качестве фиксатора может быть использован формалин, этиловый спирт, раствор Люголя, раствор йода и др. Выбор фиксатора определяет исследователь в зависимости от возможностей, наличия того или иного вещества, целей и задач исследований и т.п.

Для хранения проб предпочтительнее прозрачные стеклянные емкости: удобно следить за состоянием пробы. Кроме того, раствор Люголя и этиловый спирт испаряются из пластиковых бутылок. Хранить пробы фитопланктона необходимо в темноте при температуре не выше 18°C.

Многолетние исследования фитопланктона определили некоторые правила фиксации, о которых не следует забывать:

1. Перед фиксированием собранный материал предварительно просматривают под микроскопом либо бинокулярной стереоскопической лупой (МБС-1) в живом состоянии, чтобы отметить качественное состояние планктонных водорослей до изменений, вызываемых фиксацией проб (образование репродуктивных клеток, разрушение клеток, колоний, утрата жгутиков и подвижности и т.д.). В дальнейшем собранный материал изучают в фиксированном состоянии;
2. При фиксации проб фитопланктона формалином, концентрация которого в пробе должна быть 2%, следует использовать только нейтральный формалин. Необходимость такой фиксации вызвана разрушением кокколитов у кокколитин, а также растворением оболочек у окрашенных жгутиковых в пробах, обладающих кислой реакцией.
3. Нейтрализация формалина: при непрерывном перемешивании в раствор формалина добавляют насыщенный раствор соды (NaHCO_3) до появления нейтральной окраски лакмуса, что указывает на окончание нейтрализации. Для получения 4% раствора концентрированный формалин разводят водой в

соотношении 1:9. Формалин для фиксации должен быть без осадка.

3. Для фитопланктона нежных форм в качестве фиксатора, желательно использовать раствор йода (Табл. 9), который добавляют к пробе в соотношении 1:5.

Оба раствора сливают и хранят в темной склянке. При фильтрации данным фиксатором фитопланктонные организмы меньше деформируются.

Табл. 9. Раствор йода для фиксации фитопланктона

Раствор 1		Раствор 2	
KJ	10 г	Хромовая кислота, 1%	5 см ³
H ₂ O	50 см ³	Ледяная уксусная кислота	10 см ³
J ₂	5 г	Формалин, 40%	80 см ³

4. В полевых условиях можно также употреблять раствор йода с йодидом калия (10 г KJ + 100 мл воды, + 3 г кристаллического йода + 100 мл воды, встряхивают до полного растворения кристаллов); хранят в черной склянке в течение нескольких месяцев.

5. Раствор Люголя помогает сохранить планктонные организмы в неизменном состоянии (15 г KJ растворяют в 50 мл H₂O_{дист.} + 7–10 г J_{2 крист.} → вода до 500 мл).

6. Хорошую сохранность водорослей и их окраски обеспечивает раствор формальдегида и хромовых квасцов (5 мл 4% формалина +10 г K₂SO₄×Cr₂(SO₄)₃×24H₂O_{дист.} → до 500 мл). Герметически закупоренные фиксированные пробы можно хранить в черном месте в течение долгого времени (Бульон, Лаврентьева, 1984).

7. При большом количестве фитопланктона объем воды, отбираемой из батометра, можно уменьшить до 250 мл, а в бедных фитопланктоном водах (например, в болотах) для осаждения следует брать 2–3 л воды и более.

8. Для приготовления жавелевой воды в 100 частях воды растирают 20 частей хлорной извести, доливают 100 частей 15% раствора карбоната калия и отстаивают в течение нескольких часов, после чего смесь многократно взбалтывают. К фильтрату равномерно добавляют раствор карбоната калия до прекращения появления осадка. После повторной фильтрации жидкость сливают в плотно закрывающийся сосуд из темного стекла и хранят в темноте.

9.4 Методы сгущения проб фитопланктона

Сгущение количественных проб фитопланктона можно осуществлять тремя способами, дающими приблизительно однообразные результаты – осадочным, фильтрационным и центрифугированием, каждый из которых применяют в соответствии с целями и задачами исследований.

Осадочный способ

После отстаивания в течение 3–20 суток в темноте воду над осевшим осадком и под всплывшими организмами осторожно убирают, отсасывая её сифоном или резиновой грушей до объема 100 мл. Перед количественной обработкой за 2–3 дня пробу переносят в мерные цилиндры и после отстаивания в темноте сгущают до 5–10 мл. Затем пробу переносят в пенициллиновые склянки и фиксируют 1–2 каплями 40% формалина.

Центрифугирование

При облове планктонными сетями наннопланктон не улавливают, поэтому его отделяют центрифугированием. Методов подобного отделения множество. Применяют электрические и ручные центрифуги, дающие до 1500 об/мин. В некоторых случаях применяют более мощные аппараты – до 10 тыс. об/мин.

Объекты фиксируют в центрифужной пробирке (Рис. 21). В ней же осуществляют и всю дальнейшую смену жидкостей вплоть до просветления (если это необходимо). При этом перед каждой сменой жидкости производят центрифугирование. Из

просветляющей жидкости со дна центрифужной пробирки объекты при помощи пипетки переносят на предметное стекло в каплю бальзама. Метод центрифугирования применяют очень часто, например, при изготовлении препаратов простейших.



Рис. 21. Лабораторная центрифуга и центрифужная пробирка.

Фильтрация

При сгущении фитопланктона методом фильтрации в пробу объемом 0,5 или 1,0 л не позже, чем за 30 минут до начала процесса добавляют 5–10 капель формалина или, что лучше, раствора Люголя. Можно использовать и йодный фиксатор, добавляя его до появления слабо-желтого цвета.

К достоинствам центрифугирования относят возможность работы с небольшими количествами проб воды (до 150 мл) и исследование живых организмов. К недостаткам метода центрифугирования планктона следует отнести малый объем пробы (осадка) и не полное осаждение наннопланктона.

Сгущение проб проводят в специальной воронке (Рис. 22), укрепленной на колбе Бунзена, соединенной с насосом Камовского.

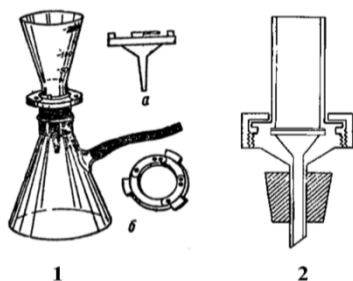


Рис.22. Фильтровальный прибор Зейца со стеклянной воронкой (1): а – нижняя (металлическая или пластиковая) воронка; б – кольцо для укрепления верхней (стеклянной) воронки с керамическим вкладышем для мембранного фильтра; 2 – конструкция удлиненной воронки к фильтровальному аппарату.

Мембранные фильтры № 5 и 6 с порами 1,2 и 2,5 мкм перед применением кипятят 30 минут в дистиллированной воде. Можно использовать фильтры марки «Сынпор – 2» с порами 1,2 мкм. Они имеют гладкую поверхность, с которой хорошо счищается осадок, а скорость фильтрации не меньше, чем у фильтров № 6.

Фильтр в воронке смачивают несколькими каплями дистиллированной воды, после чего в воронку вливают перемешанную пробу и при минимальном разрежении фильтруют до полного прохождения воды. Фильтр с осадком переносят в склянку и добавляют до 10 мл фильтрата. Мягкой кисточкой осадок смывают с фильтра, добавляют консервант и переносят пробу в склянку.

9.5 Обработка проб фитопланктона

Самый трудоёмкий, но и самый точный метод количественной обработки планктона – счётный. Наиболее крупные организмы подсчитывают во всей пробе, используя камеры Богорова (Рис. 18, 19).

Для подсчёта берут не всю пробу, а только часть её. Для этого используют поршневую пипетку, или штемпель–пипетку (Рис. 34) 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.

23). Однако, счетные камеры могут быть использованы лишь для подсчета относительно крупных клеток водорослей, микроскопируемых при увеличении микроскопа (окуляр 10–15×, объектив 8–40×).

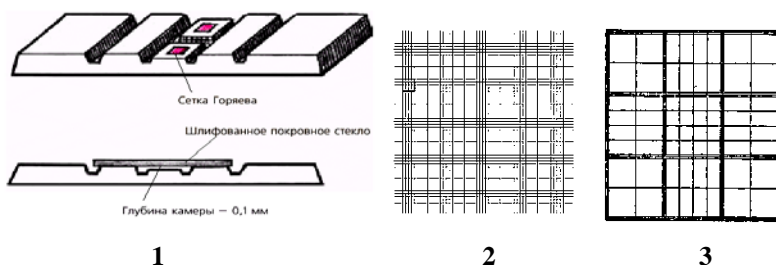


Рис. 23. Счётная камера Горяева (1) – вид сверху и продольный разрез с покровным стеклом; сетка Горяева (2); сетка Учинская (3).

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. 24).

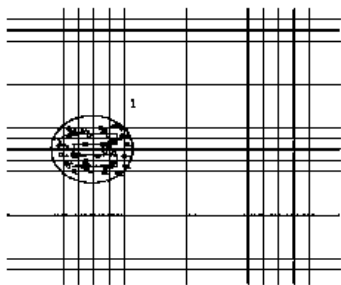


Рис. 24. Строение сетки счётной камеры Горяева

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 мл = 1000 мм³).

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. 25). Счётная камера состоит из толстого предметного стекла с особым углублением. На дне углубления счетной 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 счетную камеру. Глубина камеры соответствует 0,1 мм.

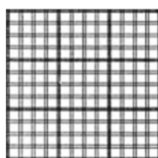
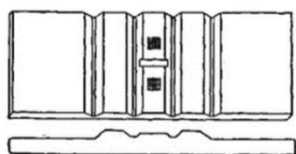


Рис. 25. Камера Бюркера и счётная сетка

Счетная 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.

9.6 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. 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 для монтажа камеры.

При использовании камеры Горяева покровное стекло тщательно притирают к боковым поверхностям предметного счетного стекла до появления колец Ньютона, 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 1 и 2.

$$N = \frac{n \times v_1}{v_2 \times w} \quad (1), \text{ где}$$

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).

$$N = \frac{n \times k \times A \times v \times 100}{a \times V} \quad (2), \text{ где}$$

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

k – коэффициент, показывающий во сколько раз объем 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 – объем отобранной пробы, см³;

v – объем сгущенной пробы, см³.

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

9.7 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. Приведем ряд формул для вычисления объема

геометрических тел, которым обычно подобны клетки планктонных водорослей:

$$\text{Шар: } V = 4\pi r^3 / 3;$$

$$\text{Цилиндр с очень маленькой высотой: } V = \pi r^2 h;$$

$$\text{Цилиндр, в основании которого лежит эллипс: } V = \pi abh;$$

$$\text{Эллипсоид: } V = 4\pi abc / 3;$$

$$\text{Параллелепипед: } V = a'b'c';$$

$$\text{Клин: } V = (c' + 2b') \times a' h / 6.$$

В приведенных формулах приняты следующие обозначения:

r – радиус;

h – высота;

a, b, c – полуоси эллипсоида;

a', b', c' – стороны клина и параллелепипеда.

Средний объем организма каждого вида (мкм³) 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.

Метод суммирования биомасс популяций отдельных видов

Для вычисления биомассы фитопланктона можно использовать метод суммирования биомасс популяций отдельных видов. Для этого устанавливают среднюю массу клеток водорослей, составляющих популяцию в пробе.

Для вычисления биомассы измеряют не менее 30 экземпляров водорослей каждого вида в каждой пробе с определением средних значений для популяции каждого вида. Найденный для каждой клетки объем (в мкм³) умножают на ее численность (в тыс. кл./л) и получают значение биомассы в мг/л или г/м³ воды.

9.8 Определение размеров микроводорослей

При исследовании водорослей измеряют их размеры, являющиеся необходимыми диагностическими признаками. Для

измерения микроскопических объектов используют окуляр–микрометр с измерительной линейкой. Цену делений окуляр–микрометра определяют с помощью объект–микрометра (предметное стекло с нанесенной на ней линейкой, стоимость каждого деления которой 10 мкм), индивидуально для каждого микроскопа и объектива. При исследовании линейных размеров водорослей лучше проводить измерения как можно большего количества экземпляров (10–100) с последующей статистической обработкой полученных данных.

Все изучаемые объекты следует тщательно зарисовывать с помощью рисовальных аппаратов (РА–4, РА–5) и параллельно фотографировать, пользуясь микрофотонасадками (МФН–1, МФН–2 и др.), компьютерными приставками и др.

При идентификации водорослей следует добиваться точности определения. Изучая уникальный материал, нужно отмечать любые, даже незначительные отличия от диагноза в размерах, форме и остальных морфологических особенностях, фиксировать их в собственных описаниях, на рисунках и микрофотографиях.

При качественной обработке проб необходимо установить частоту встречаемости отдельных видов, пользуясь для этого условными обозначениями. Для оценки частоты встречаемости водорослей используют разные шкалы. В качестве примера ниже приведена шкала Стармаха:

- + – редко (вид находится не в каждом препарате);
- 1 – единично (1–6 экземпляров в препарате);
- 2 – не достаточно (7–16 экземпляров в препарате);
- 3 – порядочно (17–30 экземпляров в препарате);
- 4 – много (31– 50 экземпляров в препарате);
- 5 – очень много, абсолютное преобладание (более 50 экземпляров в препарате).

9.8 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).

Изготовление постоянных препаратов микроводорослей

На предметное стекло наносят каплю исследуемой воды и накрывают её покровным стеклом. Если водоросли обитают вне воды, их помещают в каплю водопроводной воды либо обводненного глицерина. При продолжительном исследовании продукта жидкость под покровным стеклом равномерно подсыхает, и её следует добавлять. Для уменьшения испарения по краям покровного стекла наносят узкий слой парафина (Федоров, 1979).

При необходимости долгих наблюдений над одним и тем же объектом хороший итог дает способ висячей капли. На незапятнанное покровное стекло наносят маленькую каплю исследуемой воды, после чего покровное стекло, края которого покрыты парафином, парафиновым маслом либо вазелином, накладывают каплей вниз на особое предметное стекло с лункой в центре так, чтоб капля не касалась дна лунки. Таким препаратом можно пользоваться в течение нескольких месяцев, сохраняя его в перерывах меж работой в увлажненной камере (Топачевский, Масюк, 1984).

Способы изготовления постоянных препаратов

Одну весовую часть желатина настаивают в 6 весовых частях дистиллированной воды на протяжении нескольких часов, потом добавляют 7 весовых частей незапятнанного глицерина и кристаллик антисептика, к примеру, тимола, либо карболовой кислоты. Смесь нагревают на водяной бане, помешивая стеклянной палочкой, до полного растворения желатина. Для осаждения мути добавляют сырой яичный белок и фильтруют через картонный фильтр, пользуясь воронкой для горячего фильтрования и частенько меняя бумагу. Остывшая масса глицерин–желатина обязана быть прозрачной. При

употреблении её расплавляют нагреванием на водяной бане. Эта среда отлично смешивается с водой, поэтому при её применении отпадает необходимость в продолжительной сушке материала.

Водоросли из воды переносят в каплю глицерина и на некоторое время оставляют подсохнуть; потом каплю расплавленной смеси глицерин–желатина наносят на нагретое предметное стекло, переносят в нее водоросли и накрывают покровным стеклом; после полного застывания глицерин–желатина края покровного стекла покрывают лаком. Такие препараты можно хранить в горизонтальном положении в течение нескольких лет.

Еще дольше сохраняются препараты, заключенные в канадский бальзам либо в синтетические смолы на метилметакрилатной базе. Последние скоро твердеют, прозрачны, химически нейтральны и владеют подходящим индексом преломления. Перед заключением в канадский бальзам либо синтетические смолы материал обязан быть полностью обезвожен проводкой через спирты растущей крепости до абсолютного и гвоздичное масло либо ксилол, которые способствуют его просветлению. Материал, окрашенный способом Гимза, помещают в кедровое масло, со временем застывающее, в котором краски сохраняются неограниченно долго.

9.10 Видовое определение диатомовых водорослей

Определение видового состава диатомовых водорослей – процесс, требующий их специальной обработки, в результате которой детали тонкой структуры, не видимые при обычных методах микроскопирования, становятся хорошо различимыми. Этого достигают удалением протопласта и заключением панцирей водорослей в среду с высоким показателем светового преломления. При микроскопировании препаратов используют покровные стекла не толще 0,18 мм, ввиду того, что иммерсионный объектив имеет очень короткое фокусное расстояние.

Изготовление препаратов диатомовых водорослей

При исследовании *Bacillariophyta*, *Dinophyta* и *Desmidiiales*, систематика которых базируется на структуре клеточных покровов, применяют особые способы определения и производства препаратов. С целью ликвидации органических веществ, затемняющих структуру панциря, проводят прокалывание материала или обработку его концентрированными кислотами (Диатомовые водоросли, 1974).

При изготовлении постоянных препаратов диатомовых необходимо следовать некоторым правилам.

1. Диатомовые с очень тонкими и нежными панцирями, изучают на сухих продуктах с воздушной средой. Для их производства суспензию с клетками наносят на покровное стекло, высушивают, кладут на предметное стекло и заклеивают по краям лаком.

2. При использовании прокалывания каплю суспензии с клетками диатомовых, наносят на обезжиренное покровное стекло, подсушивают и, поместив на слюдяную пластинку, прокалывают над пламенем горелки, либо на электрической плитке до полного сгорания всех органических веществ (в течение полчаса и более).

3. Бентосных диатомей с сильными панцирями прокалывают при температуре 450°C. Если покровные стекла при продолжительном нагревании плавятся, материал прокалывают на слюдяных пластинках, а потом переносят на покровные стекла.

4. При холодной обработке кислотами пробы предварительно очищают от грубых органических и минеральных примесей на часовых стеклах, отмывают от формалина и солей дистиллированной водой. Полученный осадок на несколько суток заливают концентрированной серной кислотой, потом добавляют несколько кристаллов дихромата либо нитрата калия и несколько раз промывают дистиллированной водой с последующим центрифугированием до полного отмывания от кислоты.

5. При горячей обработке водоросли предварительно кипятят в течение 10–15 секунд в разбавленной соляной кислоте, а потом отмывают от нее. Полученный осадок с минимальным количеством воды переносят в пробирку с 5–кратным объемом концентрированной серной либо азотной кислоты, заполняя пробирку не более чем наполовину, и кипятят на водяной либо песочной бане под вытяжкой в течение от 15 мин до 1 ч. Побуревшую массу осветляют добавлением кристаллов KNO_3 . После остывания осадок переносят в пробирку с водой, осторожно добавляя кислоту с диатомовыми в воду, чтобы избежать вскипания и разбрызгивания кислоты, и отмывают осадок до нейтральной реакции.

6. При исследовании *Desmidiaceae* и панцирных *Dinophyta* материал обрабатывают жавелевой водой (100 частей воды + 20 частей хлорной извести, + 100 частей 15% р-ра карбоната калия). К фильтрату равномерно добавляют раствор карбоната калия до прекращения появления осадка. После повторной фильтрации жидкость сливают в посуду из темного стекла и хранят в темноте. Исследуемый материал осаждают центрифугированием, осадок заливают на 1–2 суток жавелевой водой, плотно закрывая сосуд пробкой. Обработанный таким образом материал 2–3 раза отмывают дистиллированной водой. Панцири динофитовых для выявления их структуры после просветления жавелевой водой подкрашивают трипановым голубым либо спиртовым раствором йода.

7. Для декальцинирования водорослей, инкрустированных известью (*Charophyceae* и др.), либо живущих в известковых породах (сверлящие водоросли), используют молочную кислоту, способствующую также просветлению продукта, а при отсутствии её употребляют соляную кислоту (Топачевский, Масюк, 1984).



10. МЕТОДЫ СБОРА И ОБРАБОТКИ БЕНТОСА

Методам исследования бентоса – наиболее разнообразной группы донных организмов – беспозвоночных животных посвящено большое количество работ, отличающихся спецификой обработки материала разных групп животных. Мы приводим описание методик сбора и обработки бентосных проб по В.А. Абакумову (1992), «Руководство по методам гидробиологического анализа поверхностных вод и донных отложений», как наиболее известных и применяемых гидробиологами, и не требующих дорогостоящего специального оборудования, с некоторыми пояснениями и изменениями, касающимися специфики научных работ, выполняемых студентами..

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 загрязнённости, 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 вынужден 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,
- илесто-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 и толщу грунта и растительность. 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, скребки, различные драги, дночерпатели.

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

10.1 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 (Рис. 26) на тресе или облегченная модель ковшевого дночерпателя Петерсена (Рис. 26). Для работ на водохранилищах удобна модифицированная модель дночерпателя Экмана-Берджа, работающая хорошо на довольно плотных грунтах и при волнении (Рис. 26). 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. 27). 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.

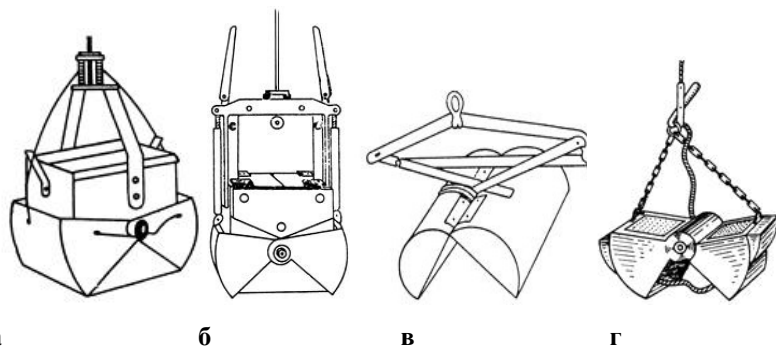


Рис. 26. Дночерпатели: а – Экмана-Берджа; б – Экмана-Берджа модифицированный; в – Петерсена; г – Петерсена модифицированный.

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 (Рис. 27).

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

Облегченные модели дночерпателей с площадью захвата $1/40 \text{ м}^2$ можно выполнять с помощью механической лебедки с лодки, но можно отбирать пробы, удерживая дночерпатель руками. Дночерпателями с площадью захвата $1/25 \text{ м}^2$ работают только при помощи лебедки с судна.

В прибрежной зоне водных объектов на глубинах до 2,5 м для отбора бентосных проб удобны дночерпатели на штанге (коробочный дночерпатель Заболоцкого с площадью захвата $1/40 \text{ м}^2$ для мягких грунтов, и трубчатый дночерпатель Ф.Д.

Мордухай-Болтовского ($1/250 \text{ м}^2$) для плотных задернованных почвах.

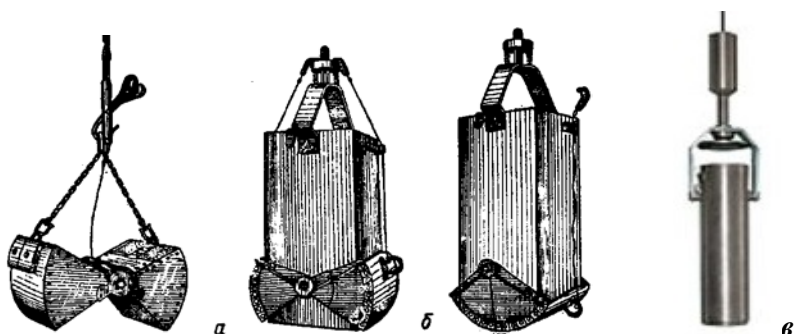


Рис. 27. Дночерпатели: а – Океан; б – Боруцкого; в – штанговый трубчатый

Для сбора крупных организмов (двустворчатые моллюски) на мелководье используют рамку, ограничивающую участок дна, площадью $0,25 \text{ м}^2$. Стенки рамки ($50 \times 50 \text{ см}$) изготавливают из листового металла высотой $2,5-3,0 \text{ см}$. По углам впаяны металлические шипы или гвозди длиной $3-5 \text{ см}$ (Рис. 28). Рамку накладывают на грунт, фиксируется при помощи вдавленных 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

На глубинах, недоступных для сбора вручную, крупных беспозвоночных отлавливают дночерпателями большой площади сечения ($0,1 \text{ м}^2$) или берут большее число проб, а промывку грунта проводят через сита с крупной ячейей (не менее 5 мм).

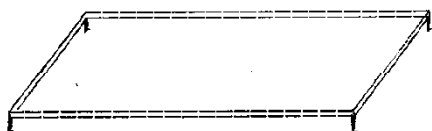


Рис. 28. Рамка для ручного сбора бентосных организмов

Количество отобранных проб на станции должно

быть достаточным для получения статистически достоверного материала. При отборе проб дночерпателями с площадью захвата $1/25 \text{ м}^2$ 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 отобранном 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. Характер грунта определяют на каждой станции. Тип донных отложений по данным механического анализа определяют специалисты в аналитических лабораториях. Для этих целей отобранный грунт высушивают на воздухе или в любом теплом месте.

Для отбора проб на качественный анализ кроме дночерпателей используют тралы, драги, скребки, сачки и др. (Рис. 29). 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.

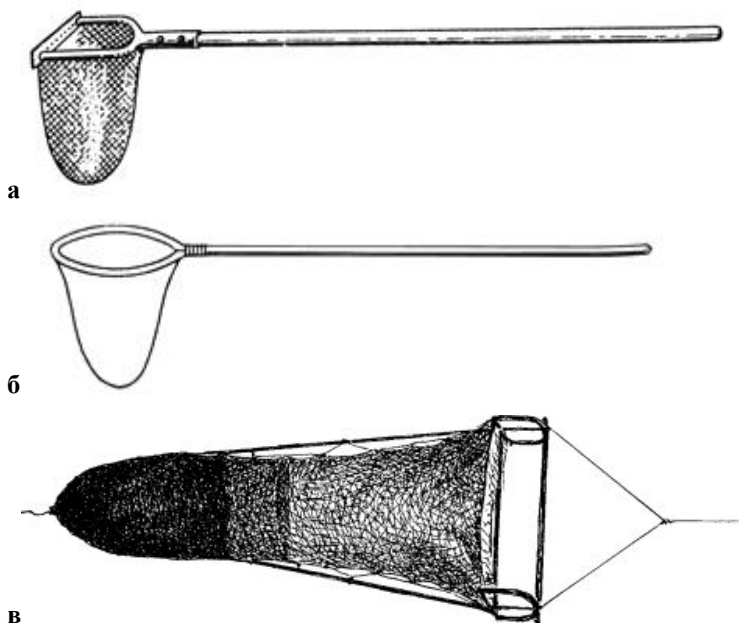


Рис. 29. Качественные орудия сбора бентоса: а – скребок; б – сачок-промывалка; в – трал Сигби

На галечных перекатах следует ворошить грунт ногой, продвигаясь в 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 скребущим движением режущей кромкой срезается поверхностный слой грунта. Движение скребка при этом должно быть направлено против течения.

На крупных валунах бентометром 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. Особенности этой методики неоднократно описаны в научных работах (Жадин, 1960, Леванидова, 1982, Шубина, 1986, Богатов, 1994, Самохвалов, 1995).

Для удобства изымания камней из воды можно использовать специальное приспособление, изображенное на Рис. 30.

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.

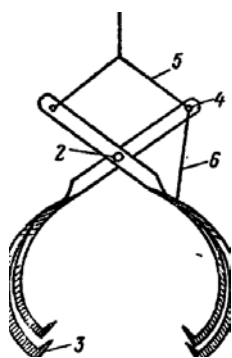


Рис. 30. Донные клещи Кузнецова: 1 – лапы, 2 – болт, соединяющий лапы, 3 – пальцы, 4 – отверстия для троса, 5 – трос, 6 – веревка-ограничитель.

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 «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 см²

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 и минерирующих 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. 31).

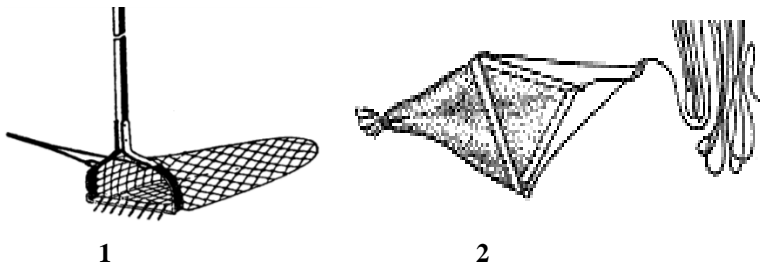


Рис. 31. Ручная драга (1) и закидная драга (2).

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.

10.2 Промывка, первичная обработка и хранение материала.

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

Выборку животных из песчаного грунта осуществляют после предварительного отмучивания. 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 отмучивания 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. 32). 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.

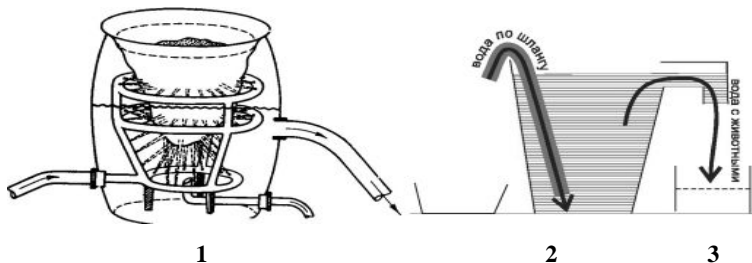


Рис. 32. Промывной станок Федикова (1); 2,3,4 – приспособление для отделения бентосных организмов взмучиванием: 1 – таз с пробой; 2 – промывной бак; 3 – сито пробы.

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 нейтрализованным содой (NaHCO_3 – 1 столовая ложка на литр формалина), для предотвращения растворения помещенных в него известковых раковин моллюсков. Нейтрализацию формалина можно проводить насыщенным раствором соды, добавляя его при непрерывном перемешивании. Появление нейтральной окраски определяют 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. 33). 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	_____

Рис. 33. Образец этикетки на бентосной пробе

Во время отбора проб можно на банку помещать временную этикетку под номером с обязательной подробной информацией в рабочем журнале (в полевом дневнике).

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.

10.3 Разборка бентосных проб, расчет численности и биомассы

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. 34), либо чашки Петри.

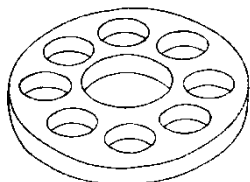


Рис.34. Кассета для сортировки организмов бентоса.

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. При небольшом объеме материала удобно и быстро производить взвешивание без бюкса на торзионных весах с точностью до 1 мг.

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 четырёх месяцев после фиксации.

Результаты исследований, особенно по количественным пробам, записываются в карточки обработки бентосных проб (Рис. 35; приложение 5), куда также вносят сведения с этикетки.

КАРТОЧКА РЕГИСТРАЦИИ РЕЗУЛЬТАТОВ ОБРАБОТКИ ПРОБ БЕНТОСА

Дата _____ Водоём _____
 Станция _____ Орудие лова _____
 Площадь захвата дночерпателя _____
 Количество отобранных проб _____
 № пробы _____ Рабочий журнал _____

№ п/п	Наименование организмов	Количество организмов в пробе		Число организмов на 1 м ²	Биомасса организмов на 1 м ²
		число, экз	масса, г		

Рис. 35. Карточка регистрации результатов обработки проб бентоса

При больших объёмах материала используют восстановленные веса гидробионтов (приложение 2). К сожалению, количество видов, имеющих такие данные весьма ограничено.

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.



11. МЕТОДЫ ИССЛЕДОВАНИЙ ПЕРИФИТОНА

Перифитоном называют растительные и животные организмы, обитающие на твердом субстрате за пределами дна (суда, буи, свайные сооружения, трубопроводы, причалы, макрофиты, крупные камни, коряги и других 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.

Данный термин ввел в обращение в 1924 г. А.Л. Бенинг. Несколько позже С.Н. Дуплаков отождествил это понятие с «обрастанием». В настоящее время оба термина «перифитон» и «обрастание» используют в сходном значении для обозначения растений и животных, обитающих в толще воды на живых и мёртвых субстратах. Методику исследований перифитона мы приводим по Г.В. Кузьмину, 1975.

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 перекаатов 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).

11.1 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, бахромы, 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.

Очень важным является оценка проективного покрытия каждого типа обрастаний в процентах от общей площади исследуемых субстратов. Для этого на хорошо просматриваемой акватории водного объекта (1–10 м²) отмечают типы обростов и оценивают их распространение в баллах в зависимости от занимаемой площади (Табл. 10).

Табл. 10. Зависимость оброста от занимаемой площади

Занимаемая площадь, %	<1	1–3	3–10	10–20	20–40	40–100
Распространение, баллы	1	2	3	5	7	9

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 завязать 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.

11.2 Обработка проб

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 (метиленблау), нейтральный красный (нейтральрот) и другие. Челюстной аппарат коловраток рассматривают, растворяя их в жавелевой воде (100 частей воды + 20 частей хлорной извести, + 100 частей 15% р-ра карбоната калия) или в питьевой соде.

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. Желательно 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 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 диатомовых водорослей производят по признакам тонкой структуры панциря, различимой лишь при условии удаления протопласта и заключения пустых панцирей в среды с высоким показателем светового преломления. Специальные методы обработки диатомовых водорослей приведены в разделе «Методы исследования фитопланктона». Там же описаны методы количественного учета микроводорослей.

Определение и количественную обработку зоологического материала проводят по методикам, описанным в соответствующих разделах «зоопланктон» и «бентос».

11.3 Исследование перифитона с помощью искусственных субстратов

Получение количественных проб с неровных природных поверхностей является затруднительным, поэтому в настоящее время часто используют искусственные поверхности. Кроме того, искусственные субстраты используют при определении продуктивности перифитона, выяснении скорости заселения субстрата, изучении динамики популяций перифитона, установлении нижней границы его распространения, выяснении отдельных физико-химических факторов, лимитирующих развитие перифитона. Данный метод, допуская широкую возможность эксперимента, позволяет выяснить целый ряд вопросов из области биоценологии и вследствие этого может быть рекомендован для целей фонового мониторинга.

Одним из наиболее употребляемых в качестве искусственных субстратов рекомендовано использовать предметные стекла из не коррозионного стекла. Стёкла укрепляют вертикально, в текучих водоемах параллельно течению для того, чтобы избежать оседания на них детрита, грязи, мусора и пр. Укрепление стёкол можно осуществлять разными способами. Удобно использовать для этих целей пенопластовые поплавки, резиновые пробки, в прорези которых вставляют стекла. Поплавки одевают на трос, несущий на нижнем конце груз для заякоривания, а на верхнем – поплавок, ограничивающий глубину погружения. Глубину погружения определяют в зависимости от прозрачности воды. Нижняя граница распространения перифитона совпадает со значением 1–1,5 прозрачностей. Оптимальным является горизонт 0,5 м от поверхности.

Длительность экспозиции стекол определяют географическим положением, качеством воды изучаемого водного объекта, сезоном года, целью исследования.

Если водоем сильно эвтрофирован или температура воды высока (выше 25°C), формирование сообщества может идти интенсивно и через 1–2 месяца количество аккумулированных веществ будет весьма значительным. В таком случае, чтобы избежать отслаивания оброста, делают новую установку.

При изучении биоценологических связей исследования начинают с первых же суток погружения стекол, прослеживая все стадии процесса сукцессии.

Извлекать стекло из установки следует очень осторожно, не вынимая её из воды. Стекло помещают в широкогорлую банку с определенным количеством воды и переносят в лабораторию для обработки.

Плюсом применения стеклянной поверхности является то, что прикрепленный к ней перифитон можно изучать под микроскопом «в живом виде».

Иными материалами для изготовления субстратов являются пластик, дерево, глина, асбест, бетон, металлы и плоские камни. В дополнение к возможности получения проб для определения качественных показателей искусственные субстраты обладают рядом преимуществ:

- на них нет иной растительности;
- они являются однородными по размеру, структуре и составу;
- упрощается разработка единых методов отбора проб;
- с ними удобно обращаться;
- легко транспортировать в лабораторию;
- легко установить точный возраст живого сообщества;
- легко организовать исследования и выполнить сравнения перифитона в разных водоемах.

11.4 Расчет численности перифитона

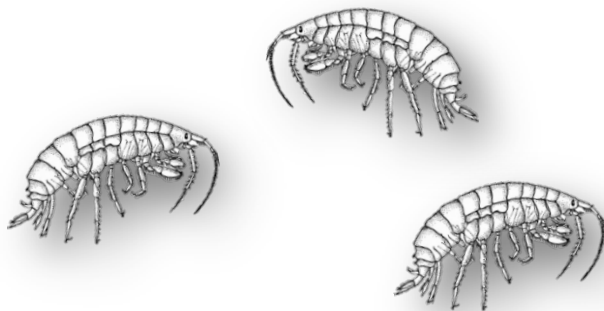
При изучении количественных проб фитобентоса, в которых обычно преобладают сравнительно крупные организмы, пользуются преимущественно штемпель–пипеткой объемом 0,1 см³. Расчет численности водорослей в пробах бентоса и перифитона ведут на 10 см² поверхности субстрата по формуле:

$N=n \times 10 \times v / S \times 10$, где

N – количество организмов на 10 см^2 поверхности субстрата;
 n – число организмов в просчитанной капле воды объемом $0,1 \text{ см}^3$;

V – объем пробы (см^3);

S – площадь поверхности субстрата, с которого смыты водоросли, см^2 .



12. МЕТОДЫ ИССЛЕДОВАНИЙ ФИТОФИЛЬНОЙ ФАУНЫ

Фитофильная фауна представлена беспозвоночными, которые в период вегетации растительности используют ее в качестве субстрата, а некоторые в качестве источника пищи. Методику сбора и исследований фитофильной фауны мы приводим по А.Г. Крыловой (1982).

Заселение зарослей макрофитов беспозвоночными представляет процесс, который ежегодно возобновляется и может варьировать в зависимости от разных факторов, в частности от стадии вегетации растения. Значительную часть населения макрофитов составляют личинки насекомых, которые в течение лета завершают свое развитие в водоеме и покидают его.

Отлов животных для качественного анализа проводят сачком или скребком в зоне погруженных в воду растений (для качественного анализа биоценозов). При этом в реках против течения воды сборщик совершает несколько плавных движений сачком или скребком, всякий раз после очередного взмаха вынимая сачок из воды, иначе животные будут вымыты из мешка.

Крупных животных из сачка выбирают пинцетом и переносят в банку с формалином. Более мелких смывают со стенок мешка струей воды (из кружки, резиновой груши) и концентрируют в нижней части мешка, откуда переносят животных непосредственно в банку, вывернув и окунув часть мешка с фауной в банку с водой или 4–10% раствором формалина.

Полупогруженную, жесткую растительность, такую, как камыш, тростник, трудно обловить сачком. Поэтому часть макрофитов из зоны жесткой растительности вырывают с корнем, причем предварительно ножницами можно срезать надводную часть растений. Растения помещают в таз с водой, промывают, чтобы смыть подвижных животных, и осматривают для обнаружения прикрепленных и минирующих форм. Из таза воду

отфильтровывают через сачок, а остаток помещают в банку с формалином. Тщательно осматривают корневую систему, так как здесь можно обнаружить личинок поденок, двустворчатых моллюсков, пиявок, олигохет и др.

Необходимо подобным образом осмотреть и несколько экземпляров мягкой растительности, чтобы выявить минирующие и прикрепленные формы, а также обитателей корневой системы.

Отлов животных, которые могут покидать субстрат (растительность, поверхность грунта и прочее), проводят одновременно со сбором фауны зарослей во время облова растительности сачком или скребком. В более глубоких местах на створном участке водоема применяют специальные орудия лова организмов планктона и бентоса – тралы, крючья, грабельки и т.п. оборудование (Рис. 36).

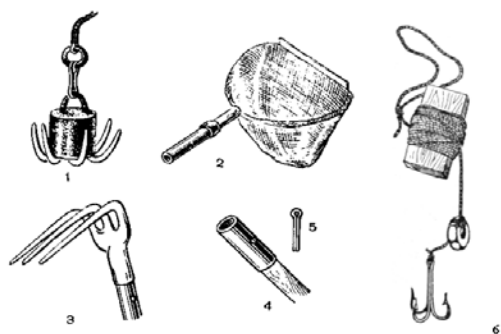


Рис. 36. Орудия для вылова водной растительности: 1 – груз с крючьями; 2 – сачок со скребком; 3 – грабельки; 4, 5 – механизм крепления орудий лова к рукоятке; 6 – «кошка» для извлечения из воды нитчатых водорослей.

Количественный анализ фитофильной макрофауны проводят только при специальных исследованиях.



13. ОПРЕДЕЛЕНИЕ ПЕРВИЧНОЙ ПРОДУКЦИИ И ДЕСТРУКЦИИ ОРГАНИЧЕСКОГО ВЕЩЕСТВА

Первичная продукция – продукция органического вещества, образованного растительными клетками в процессе фотосинтеза. Это органическое вещество становится пищей для животных организмов разных трофических уровней. Таким образом, уровень первичной продукции определяет уровень биологической продуктивности водоема в целом. Интенсивное продуцирование органического вещества при массовом развитии фитопланктона приводит к эвтрофированию водоемов. Деструкция – процесс разложения органического вещества, то есть процесс, противоположный фотосинтезу.

Продукционно–деструкционные параметры растительных сообществ при оценке состояния водной среды имеют ряд преимуществ по сравнению с другими показателями. Растительные организмы быстро реагируют первичной продукцией и деструкцией на изменения условий водной среды.

Для определения первичной продукции фитопланктона разработан скляночный кислородный метод.

Кислородная модификация скляночного метода (метод темных и светлых склянок по Г.Г. Винбергу, 1960) основана на уравнении фотосинтеза: $\text{CO}_2 + \text{H}_2\text{O} = \text{CH}_2\text{O} + \text{O}_2$, в котором количество потребленной углекислоты или количество выделившегося при фотосинтезе кислорода пропорционально количеству образованного органического вещества. При отсутствии света реакция идет в обратном направлении – деструкция – разложение органического вещества с потреблением кислорода и выделением углекислоты. В работе используют склянки из белого стекла с притертыми пробками. Для определения деструкции светлые склянки заворачивают в темные мешочки, чтобы в них не проникал свет.

Для определения содержания растворенного кислорода используют йодометрический метод Винклера, который основан

на способности гидроксида марганца (Mn^{2+}) окисляться в щелочной среде до гидроксида марганца (Mn^{4+}). Кислород, растворенный в воде, при этом количественно связывается. При добавлении избытка кислоты из гидроксида марганца (Mn^{4+}) образуется соль двухвалентного марганца. Если вместе с кислотой к осадку гидроксида марганца (Mn^{4+}) добавить йодид калия, то выделяется йод, химически эквивалентный связанному кислороду. Выделившийся йод оттитровывают тиосульфатом натрия. Кислородный метод позволяет измерить первичную продукцию (светлые склянки) и деструкцию (темные склянки) и далее рассчитать чистую и валовую продукции.

Реактивы

1. Хлористый марганец – $MnCl_2$. Растворяют 42,5 г $MnCl_2 \times 4H_2O$ в дистиллированной воде и доводят объем до 100 мл. Фильтруют через бумажный фильтр до полного отстаивания осадка. Разбавленный раствор в кислой среде при добавлении йодида калия не должен выделять свободного йода.

2. Щелочной раствор иодида калия – $KI + NaOH$.

а). Растворяют 15 г иодида калия в 10 мл дистиллированной воды. При подкислении разбавленный раствор не должен выделять йода.

б). Растворяют 50 г гидроксида натрия в 50 мл дистиллированной прокипяченной (для удаления углекислого газа) воды (растворение проводят осторожно, небольшими порциями прибавляя гидроксид).

Оба раствора смешивают и доводят объем до 100 мл.

3. Соляная кислота – HCl . Концентрированную HCl разбавляют дистиллированной водой в 2 раза.

4. Раствор тиосульфата натрия. 248 г кристаллического тиосульфата натрия растворяют в 1 л дистиллированной воды.

5. Крахмал, 0,5% раствор.

Отбор проб и ход определения.

В точке отбора проб измеряют прозрачность воды. Пробы отбирают батометром до глубины утроенной прозрачности через каждые 0,5 м по 1 л. Глубина утроенной прозрачности соответствует нижней границе фотического слоя, в котором активно идет процесс фотосинтеза. *Здесь величина первичной продукции равна величине деструкции.*

Воду с каждого горизонта сливают в ведро по стенке для предотвращения ее насыщения кислородом из воздуха. Затем из смешанной воды заполняются три склянки, которые должны быть тщательно вымыты и высушены. Склянки при заполнении должны быть погружены в воду, чтобы исключить попадание в них пузырьков воздуха. Две склянки оставляют на сутки в ведре, погруженном в воду в месте отбора пробы. Причем одну склянку подвешивают на поверхности ведра, чтобы она освещалась солнцем, а другую заворачивают в темный мешок и опускают на дно ведра – туда не должен проникать солнечный свет.

В 3-й склянке пробу фиксируют: добавляют 1 мл $MnCl_2$ и 1 мл щелочного раствора KJ (пользоваться разными пипетками).

На дне склянки образуется осадок из йода, количество которого эквивалентно содержанию растворенного в воде кислорода. Количество йода определяют титрованием раствора тиосульфата после осаждения осадка (не ранее 10 минут). В склянку добавляют 5 мл раствора HCl для его растворения. При этом часть жидкости сливается через край, что не имеет значения для определения. Склянку закрывают пробкой и содержимое тщательно перемешивают. Осадок гидроксида марганца, выпавший в щелочной среде, растворяется, окисляет йодид-ион до йода, который окрашивает раствор в желтый цвет. Затем отбирают 50 мл раствора и переносят его в коническую колбу объемом 250 мл. Раствор титруют тиосульфатом натрия до светло-желтого цвета, непрерывно помешивая. Далее прибавляют 1 мл 0,5% раствора крахмала и продолжают титровать до исчезновения синей окраски.

Объем тиосульфата, пошедшего на титрование, записывают и далее рассчитывают кислород:

$$O_2(\text{мг/л}) = n \times N \times 8 \times 1000 / 50, \text{ где}$$

n – количество тиосульфата, пошедшего на титрование;

N – нормальность тиосульфата с учетом поправки (нормальный раствор – раствор, 1л которого содержит 1 г–экв. растворенного вещества – 1н.; г–экв. – количество граммов вещества, присоединяющее 1 г–атом водорода – 1,008 г или 0,5 г–атома кислорода – 8 г);

8 – эквивалентная масса кислорода;

1000 – пересчет на 1л пробы;

50 – объем раствора, мл.

По такой же схеме определяют содержание кислорода через сутки в светлой и темной склянках.

Расчёт первичной продукции и деструкции органического вещества.

$$P_{\text{перв.}} = O_{2\text{светл.}} - O_{2\text{тёмн.}} \times 0.75;$$

$$D = O_{2\text{истин.}} - O_{2\text{тёмн.}} \times 0.75;$$

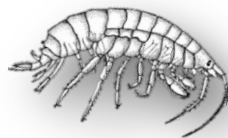
$$P_{\text{чистая}} = P - D;$$

$$P_{\text{массовая}} = P_{\text{орг. в-ва}} \times 0.7 \times 3 \text{ (прозрачности), где}$$

P – продукция, мг орг. вещ–ва /л сутки

D – деструкция, мг орг. вещ–ва /л сутки

O_2 –кислород, мг O_2 /л сутки; 0,7 и 0,75 – коэффициенты пересчёта.



14. ОПРЕДЕЛЕНИЕ ХИМИЧЕСКИХ ПОКАЗАТЕЛЕЙ КАЧЕСТВА ВОДЫ

В число основных гидрохимических показателей природной воды входят: водородный показатель (рН), содержание растворенного в воде кислорода и других газов, окисляемость, минерализация (анионы – карбонаты, гидрокарбонаты, сульфаты, хлориды; и катионы – кальций, магний, натрий и калий), общая жесткость, биогенные элементы (нитраты, фосфаты, аммоний, нитриты) и др. Из всего многообразия гидрохимических методов изучения пресных вод мы взяли за основу практическое руководство Н.С. Строганова и Н.С. Бузиновой «Гидрохимия», (1969). Некоторые изменения, внесённые в методики, существенной роли не играют. Гидробиологическое состояние водоема теснейшим образом связано с химическими показателями и бактериологическим загрязнением (Драчев 1964) водоема (Табл. 11).

Табл. 11. Химические показатели состояния водоемов

Степень загрязнения	Растворенный кислород			БПК, мг/л	Окисляемость, мг/л O ₂	Аммонийный азот, мг/л
	мг/л		% насыщения			
	лето	осень				
Очень чистые	9	14–13	95	0,5–1,0	1	0,05
Чистые	8	12–11	80	1,1–1,9	2	0,1
Умеренно загрязненные	7–6	10–9	70	2,0–2,9	3	0,2–0,3
Загрязненные	5–4	5–4	60	3,0–3,9	4	0,4–1,0
Грязные	3–2	5–0	30	4,0–10,0	5–15	1,1–3,0
Очень грязные	0	0	0	>10	>15	>3

14.1 Отбор гидрохимических проб

Пробы воды для анализа следует отбирать в чистую стеклянную или полиэтиленовую емкость с пробками из этого же материала.

Можно пользоваться корковыми или резиновыми пробками. Корковые пробки кипятят в дистиллированной воде, резиновые в 1% растворе углекислого натрия, затем промывают водой, 1% раствором соляной кислоты и ополаскивают несколько раз дистиллированной водой. Посуду перед заполнением и пробки перед закупоркой ополаскивают отбираемой водой.

Отбор гидрохимических проб следует проводить параллельно с отбором гидробиологических проб, на тех же станциях. Подробности уточняют в каждом случае в соответствии с местными условиями и задачами исследований. Ошибки, допущенные при неправильном отборе проб, в дальнейшем исправить нельзя.

Для отбора глубинных проб используют батометры, исключая перемешивание воды с воздухом при заполнении посуды. На мелководных водоемах производят тотальный отбор проб от поверхности до дна. Поскольку в реках вертикальное распределение фитопланктона относительно равномерное, отбор проб в них обычно производят с горизонта 0,2–1 м батометром или простым зачерпыванием определенного объема воды (в случае бедных фитопланктоном вод – 1 л, богатых – 0,5 л и менее).

Консервирование пробы преследует цели сохранения компонентов, определяемых в воде, и ее свойств в том состоянии, в котором они находились в момент взятия пробы. Консервирование необходимо особенно в тех случаях, когда определяемый компонент подвергается изменениям и когда определение нельзя провести сразу же на месте отбора пробы или в тот же день в лаборатории (Табл. 12).

Следует иметь в виду, что ни консервация, ни фиксация не обеспечивают постоянства состава воды неограниченно долго. Они лишь сохраняют на определенное время соответствующий компонент в воде, что позволяет доставить пробы к месту анализа – например, в полевой лагерь или в специализированную лабораторию.

Табл. 12. Консервирование проб воды

Определяемые компоненты	Метод консервирования			Начало анализа
	$\rightarrow + \text{H}_2\text{SO}_4$, (мл/л)	$\rightarrow + \text{HNO}_3$ (мл/л)	$\rightarrow + \text{CHCl}_3$ (мл/л)	
Прозрачность	Не консервируют			До 24 часов
Запах	Не консервируют			Сразу
Кислород	Не консервируют			Сразу
Окисляемость	1–10	–	–	До 24 часов
pH	Не консервируют			Сразу
Сероводород	В отдельную бутылку на 1 л + 10 мл 10% раствора ацетата кадмия или цинка			До 24 часов
Щелочность	Не консервируют			До 24 часов
Свободная CO_2	Не консервируют			Сразу
Жесткость общ.	Не консервируют			–
Азот альбуминовый	1	–	2–4	До 24 часов
Аммиак солевой	1	–	2–4	Сразу
Нитриты	1	–	2–4	Сразу
Нитраты	1	–	2–4	До 24 часов
БПК*	Не консервируют			До 24 часов
Сульфаты	Не консервируют			–
Фосфаты	а) не консервируют б) –	–	2–4	Сразу До 24 часов
Хлориды	а) не консервируют б) –	5	–	– –
Железо общ.	–	5	–	–
Активный хлор	Не консервируют			Сразу
Аммиак и ионы аммония	Не консервируют 1			До 24 часов До 2 суток
Взвешенные вещества	Не консервируют			4 часа
Металлы (медь, свинец, цинк)	Не консервируют 3			До 24 часов До 3 суток
Нефтепродукты	Не консервируют 2–4			До 24 суток 5 суток

Никель	Не консервируют 3	До 2 часов До 1 месяца
Пенистость	Не консервируют	До 24 часов
Цветность	Не консервируют 2–4	До 24 часов До 2 суток

Примечание: * БПК – биохимическое потребление кислорода

В полевом дневнике обязательно указывают время взятия пробы (час суток), место (план места, расстояние от берега, глубина и т.д.), метеорологические условия в момент взятия проб, в день взятия и накануне, температуру воды и воздуха в момент взятия. Не лишними будут сведения о грунте, растительности, скорости течения и др.

Классический способ написания этикетки – черной тушью на пергаментной бумаге – довольно трудоемок. Если сборы невелики и вы не собираетесь их долго хранить, достаточно аккуратно надписать этикетку карандашом (чернила размываются спиртом!) на простой бумаге и приклеить ее к баночке прозрачной лентой. Можно писать прямо на баночке маркером по стеклу, но опыт показывает, что такие надписи часто стираются. Этикетку лучше всего сделать из медицинского пластыря и запись вести мягким черным карандашом.

14.2 Активная реакция среды (рН)

Активную концентрацию среды, или концентрацию водородных ионов, определяют в интервале от 1 до 10–14 мг–экв./л, что соответствует рН от 0 до 14. Величина рН=7 соответствует нейтральному состоянию раствора, меньшие ее значения – кислотному, а более высокие – щелочному.

Активная реакция среды (рН) – один из важнейших показателей качества воды. Величина концентрации ионов водорода имеет большое значение для химических и биологических процессов, происходящих в природных водах. От величины рН зависит развитие и жизнедеятельность водных растений, устойчивость различных форм миграции элементов, агрессивное действие

воды на металлы и бетон, поэтому определение и контроль величины рН воды особенно важны в аквакультуре и должны проводиться регулярно. Активная реакция среды также влияет на процессы превращения различных форм биогенных элементов, изменяет токсичность загрязняющих веществ.

Величина рН природных вод зависит в значительной степени от геологии водосборного бассейна. Значение рН в речных водах обычно варьирует в пределах 6,5–8,5, в атмосферных осадках 4,6–6,1, в болотах 5,5–6,0, в морских водах 7,9–8,3. Концентрация ионов водорода подвержена сезонным колебаниям. Зимой величина рН для большинства речных вод составляет 6,8–7,4, летом 7,4–8,2.

Величину рН определяют электрометрическим методом, измеряя потенциал, возникающий на измерительном электроде. Это наиболее точный метод, но в зависимости от условий, можно пользоваться и колориметрическим методом.

14.2.1 Электрометрическое определение рН

Определение проводят на лабораторном рН–метре (потенциометре) со стеклянным электродом измерения и каломельным электродом сравнения основано на том, что изменение значения рН на единицу в определенной области рН вызывает изменения потенциала электрода при 20°С.

Результат определения зависит от температуры пробы. Влияние температуры компенсируется специальным устройством, вмонтированным в прибор. Если такого прибора нет, пробу можно нагреть или охладить до требуемой температуры (20°С). Если температура пробы значительно отличается от 20°С, ее нужно указать при записи результатов определения.

Электрометрическому определению не мешают окраска, мутность, взвесь, свободный хлор, присутствие окисляющихся или восстанавливающихся веществ или повышенное содержание солей в пробе.

Некоторые помехи возникают при повышенном содержании солей натрия и при рН больше 10. В таких случаях пользуются

специальным электродом или же вводят поправки, указанные в инструкции, приложенной к электроду.

Точность электрометрического определения снижается при пользовании загрязненными электродами. Для исследования сильно загрязненных проб следует иметь отдельный электрод, применяемый только для этой цели. Если возникает необходимость обезжирить электрод, пользуются куском мягкой ткани, смоченной эфиром или раствором синтетического моющего вещества, после чего электрод промывают дистиллированной водой и вытирают для удаления обезжиривающего вещества.

При необходимости электрод регенерируют, погружая на 2 часа в 2% -й раствор соляной кислоты, после чего тщательно промывают дистиллированной водой. В нерабочее время электрод хранят в дистиллированной воде.

Перед началом измерения электрод промывают дистиллированной водой, затем исследуемой водой и только после этого погружают в анализируемую пробу, которую предварительно перемешивают.

Метод измерения и измеряемая величина потенциала (в милливольтгах или единицах рН) обусловлены типом применяемого прибора; они указаны в приложенных к нему инструкциях.

Если прибор имеет только милливольтговую шкалу, измерительные электроды калибруют по буферным растворам с известным значением рН. Для этого строят график (калибровочную кривую) зависимости найденных величин потенциалов от значений рН буферных растворов.

Полученные результаты обычно округляют до 0,05 –0,1 единицы рН, в зависимости от типа применяемого прибора.

Ход определения

Лабораторный рН–метр (потенциометр) со стеклянным электродом измерения и каломельным электродом сравнения – ЛПУ–01.

Перед началом измерения пробу следует тщательно перемешать, чтобы её состав непосредственно у поверхности электрода соответствовал её общему составу. Общая схема измерения рН электрометрическим способом сводится к следующим операциям:

Проверяют и устанавливают так называемый «механический нуль» прибора перед его включением. Включают рН–метр и после прогрева и установки «электрического нуля» проверяют и корректируют его шкалу по двум–трём буферным растворам. Для этого в стакан с буферным раствором помещают стеклянный электрод и каломельный электрод. Измерив величину рН буферного раствора, записывают его значение и спустя 2–3 минуты повторяют измерение. Если оба значения рН совпадают, то потенциал электрода считают установившимся и приступают к коррекции шкалы в соответствии с инструкцией к прибору. Затем аналогичные операции повторяют со вторым и третьим буферными растворами, предварительно ополоснув электроды и термометр дистиллированной водой. Остатки дистиллированной воды удаляют фильтровальной бумагой. После коррекции прибора измеряют рН исследуемой воды таким же способом, как и в случае буферных растворов. Измерения повторяют 2–3 раза с интервалом 2–3 минуты. Последние два показателя прибора должны быть одинаковыми.

При измерении рН растворов, температура которых отличается от комнатной ($20 \pm 1,0^\circ\text{C}$), необходимо применять автоматическую температурную компенсацию, либо при каждом измерении устанавливать ручку корректора на температуру контролируемого раствора.

Отсчёт показаний на рН–метре производится следующим образом:

При установке переключателя пределов измерений в положение «2 – 14» отсчёт показаний производится по нижней шкале показывающего прибора, оцифрованной непосредственно от 2 до 14 единиц рН. Рекомендуется следующее правило отсчёта показаний: измеряемая величина рН = начальное значение рН для данного диапазона (нижний предел измерений) + показание

по верхней шкале. При работе на других потенциометрах необходимо использовать прилагаемые к ним инструкции.

Буферные растворы и посуда

1. Буферный раствор бифталата калия ($\text{KOOH-C}_6\text{H}_6\text{-COOH}$) 0,005M, pH 4,00 (20°C). Растворяют 10,211 г высушенного при 110°C бифталата калия (ч.д.а.) в свежее прокипяченной и охлажденной дистиллированной воде и доводят объем при 20°C до 1 л.
2. Фосфатный буферный раствор, pH 6,98 (20°C). Растворяют 1,361 г KH_2PO_4 (ч.д.а.) и 1,420 г Na_2HPO_4 (ч.д.а.), высушенных при 110–130°C (обе соли одновременно), в свежее прокипяченной и охлажденной дистиллированной воде и доводят объем при 20°C до 1 л.
3. Буферный раствор тетрабората натрия, pH 9,22 (20°C). Растворяют 3,814 г $\text{Na}_2\text{B}_4\text{O}_7$ (ч.д.а.), сохраняемого продолжительное время над бромидом натрия, в свежее прокипяченной и охлажденной дистиллированной воде и доводят объем при 20°C до 1 л.

14.2.2 Колориметрическое определение pH

Преимуществом определения pH колориметрическим методом является простота его выполнения. Определение проводят по цвету кислотно–основного индикатора, добавляемого в пробу в виде раствора или зафиксированного на индикаторной бумажке. Возникающую окраску индикатора сравнивают с окраской стандарта.

К недостаткам метода следует отнести недостаточно высокую точность получаемых результатов, затруднения, возникающие при определении pH окрашенных и мутных вод, необходимость введения солевых поправок и значительную погрешность при очень малой минерализации исследуемой воды (при сумме ионов менее 30 мг/л).

Ориентировочное определение

Пользуются универсальным смешанным индикатором со шкалой сравнения, а при анализе сильно загрязненных вод – индикаторной бумагой.

Ход определения

Полоску универсальной индикаторной бумаги опускают в исследуемую воду, и через 10–15 секунд сравнивают ее цвет с цветной шкалой. Подробный ход определения, в том числе и устранение мешающих влияний, описан в инструкциях, прилагаемых к набору индикаторов. Цветные шкалы состоят из ряда образцов, окраска которых (растворов или бумажек) соответствует разным значениям рН, отличающимся друг от друга не более чем на 0,2. Промежуточные оттенки устанавливают ориентировочно. Результаты выражают в десятых долях рН и считают приближенными.

14.2.3 Определение рН с универсальным индикатором

Ориентировочное определение рН с универсальным индикатором используют при гидробиологических исследованиях неизвестных ещё водоёмов. Универсальный индикатор представляет собой порошок или спиртовой раствор оранжево–красного цвета, который действует в области величин рН, равных 2,0–10,0. При колориметрическом определении рН в чистую пробирку, предварительно ополоснутую испытуемой водой, наливают 2–3 мл пробы, прибавляют 2–3 капли универсального индикатора, перемешивают и определяют рН по следующей шкале:

рН	окраска раствора
4,0	оранжевая
5,0	жёлто–оранжевая
6,0	лимонно–жёлтая
7,0	жёлто–зелёная
8,0	зелёная
9,0	сине–зелёная
10,0	фиолетовая

При определении рН пробы воды нельзя консервировать. Определение проводят сразу на месте, либо не позднее, чем через 1 сутки. При этом пробу отбирают, заполняя сосуд доверху водой, чтобы не осталось пузырьков воздуха. При транспортировке предохраняют пробу от нагревания.

Реактивы

Универсальный индикатор. Необходимо приготовить 0,1% –ные спиртовые растворы из пяти индикаторов, смешивая их в следующих соотношениях:

- метиловый красный – 5мл;
- диметиламиноазобензол – 15 мл;
- бромтимоловый синий – 20 мл;
- фенолфталеин – 20 мл;
- тимолфталеин – 20 мл.

14.3 Кислород, растворённый в воде

Наличие достаточного количества кислорода является необходимым условием нормальной жизнедеятельности водных экосистем, в том числе аквакультурных. Основным природным источником кислорода в воде являются фотосинтетическая деятельность фитопланктона и макрофитов, а также воздух, когда вода не насыщена этим газом. В аквакультуре для обогащения воды кислородом используются прямое и противоточное продувание через воду воздуха и кислорода, механическое перемешивание воды и воздуха, фонтанирование воды в воздушной и кислородной среде, протекание воды по субстрату влажных фильтров и другие методы.

Обеднение воды кислородом происходит в результате процесса дыхания гидробионтов и окисления органических веществ, находящихся в воде в виде донных отложений, и в растворенном и взвешенном состоянии.

Европейская комиссия по охране окружающей среды установила минимально допустимое содержание растворенного

кислорода в воде – 4 мг/л. Показания ниже этого значения свидетельствуют о загрязнении водного объекта. Для различных объектов аквакультуры существуют свои рекомендованные и минимальные уровни количества кислорода в воде, которых следует тщательно придерживаться при культивировании.

Фотосинтез в естественных условиях протекает только в светлое время суток, поэтому в воде наблюдаются суточные колебания в содержании растворенного кислорода. Особенно это заметно в летнее время. Отмечаются случаи, когда к утру в водоеме практически не остается кислорода, поэтому возникают заморы рыб, что особенно опасно в условиях интенсивной аквакультуры и плотной посадки рыб и других гидробионтов.

Количество растворенного в воде кислорода зависит от множества факторов, среди которых наиболее важными являются температура воды, её перемешивание, наличие течения, количество биогенных элементов и органики, количество фитопланктона и др.

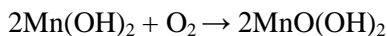
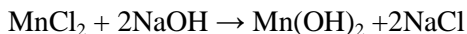
Наиболее известным и часто применяемым в гидробиологии методом определения растворенного в воде кислорода является йодометрический метод Винклера, основанный на способности гидрата закиси марганца реагировать в щелочной среде с кислородом, растворённым в воде. Разработал этот метод Лайош Винклер (1863 –1939) – венгерский химик–аналитик. Данный метод позволяет выполнить анализы в лаборатории и в полевых условиях.

Йодометрический метод Винклера

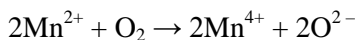
Принцип метода

Йодометрический метод определения кислорода, или метод Винклера, заключается в следующем. Если к пробе воды, заключающей растворённый кислород, прибавить некоторое количество раствора соли двувалентного марганца (например $MnCl_2$) и затем раствор едкого натрия или калия, то образующийся при этом белый осадок гидрата двувалентного марганца будет реагировать с растворённым в воде

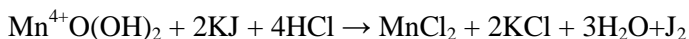
молекулярным кислородом (O₂) и образует бурый гидрат четырёхвалентного марганца



При этой реакции двухвалентный марганец переходит в четырёхвалентный, а молекулярный кислород в анион кислорода причём количество образовавшегося четырёхвалентного марганца будет эквивалентно содержащемуся в воде количеству растворённого кислорода. Эта операция называется фиксацией растворенного кислорода. Количество образовавшегося при фиксации кислорода четырёхвалентного марганца определяется йодометрически.

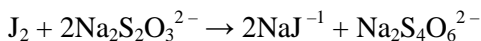


При обработке бурого осадка четырёхвалентного марганца соляной или серной кислотой в присутствии йодистого калия (йодистый калий вводится в пробу вместе с едким натрием), выделяется свободный йод, причём количество выделившегося йода будет строго эквивалентно четырёхвалентному марганцу, или, что то же самое, количеству растворённого кислорода, находившемуся в пробе.



При этой реакции четырёхвалентный марганец снова переходит в ион марганца, а анион йода (J⁻) переходит в свободный, молекулярный йод.

Выделившийся свободный (J₂) количественно легко определяется титрованием раствором гипосульфита, Na₂S₂O₃, при этом свободный йод восстанавливается гипосульфитом и переходит снова в анион йода (J⁻).



Зная объём и нормальность затраченного на титрование раствора гипосульфита, нетрудно вычислить содержание растворённого кислорода в испытуемой пробе воды.

Ход определения

Отбор проб воды и фиксацию растворённого кислорода производят тотчас же после отбора пробы для определения активной реакции. Перед заполнением кислородную склянку дважды ополаскивают водой из батометра и затем заполняют испытуемой водой через резиновый шланг, надетый на кран батометра. Длина шланга должна быть такой, чтобы при заполнении шланг свободно опускался до дна кислородной склянки. При заполнении склянки струя воды не должна быть слишком сильной. Заполняют склянку водой до тех пор, пока объём воды, пришедший в соприкосновение с воздухом, находившимся в склянке перед заполнением, сменится. Не закрывая крана батометра, осторожно вынимают резиновый шланг и только тогда закрывают кран. Склянка должна быть заполнена до края; следует убедиться, что отсутствуют пузырьки воздуха, прилипшие к внутренним стенкам.

Не закрывая склянку, сразу вводят в неё 1 мл раствора едкого натра с йодистым калием ($\text{NaOH}+\text{KJ}$) и 1 мл хлористого марганца (MgCl_2). Это количество реактивов рассчитано на пробу объёмом 100–150 мл. Пипетки с реактивами погружают до половины склянки, а затем по мере выливания поднимают. Для каждого реактива желательно иметь отдельные помеченные пипетки.

После добавления щелочи и хлористого марганца, склянку закрывают, следя за тем, чтобы под пробкой не осталось пузырьков воздуха. Содержимое склянки перемешивают встряхиванием. После фиксации кислорода проба должна некоторое время постоять, чтобы образовавшийся осадок опустился на дно.

Как только жидкость над осадком просветлеет, склянку открывают и пипеткой вводят 2 мл серной кислоты (1:1) или концентрированной соляной, в крайнем случае – ортофосфорной (H_3PO_4). Кислоту вводят осторожно, чтобы осадок не поднялся вверх, склянку закрывают пробкой и содержимое снова перемешивают.

Когда осадок полностью растворится, из склянки отбирают пипеткой 100 мл исследуемой воды и переносят в коническую колбу на 200–250 мл. Титруют 0,01н раствором гипосульфита. Во время титрования содержимое колбы постоянно перемешивают. Когда цвет станет слабо–желтым, прибавляют 1 мл свежеприготовленного раствора крахмала и окрасившуюся жидкость продолжают титровать до полного обесцвечивания с особой осторожностью.

Если в исследуемой воде кислорода мало и цвет жидкости после растворения осадка кислотой оказался бледно–желтым, а не бурым, крахмал добавляют с самого начала титрования, учитывая все количество гипосульфита, пошедшего на титрование.

Вычисление результатов

Содержание кислорода в воде вычисляют по следующей формуле:

$$O_2(\text{мг/л}) = \frac{\text{П} \times \text{К} \times 0,08 \times 1000}{V - v} = \frac{\text{П} \times \text{К} \times 0,08 \times 1000}{100 - 2} = 0,8 \times \text{П} \times \text{К},$$

где

П – количество 0,01н раствора гипосульфита, пошедшего на титрование пробы;

К – поправка на нормальность гипосульфита;

0,08 – эквивалент кислорода;

V – объем пробы, взятой для титрования;

v – объём прибавленных при фиксации реактивов из расчета на 100 мл исследуемой воды;

Для вычисления относительного содержания кислорода в воде пользуются стандартными величинами (Табл. 16).

Расчет проводят по формуле:

$$O_2 (\%) = \frac{A \times 100 \times 760}{H \times P}, \text{ где}$$

A – количество O_2 , найденное по анализу (мг/л);

N – нормальное количество O_2 при данной температуре и давлении

760 мл.рт. ст.;

P – атмосферное давление в момент взятия пробы.

Приготовление реактивов

1. Раствор едкого натра с йодистым калием. Навеску КJ 50 г растворяют в 100 мл дистиллированной воды. Отдельно растворяют 160 г NaOH в 200 мл дистиллированной воды. Оба раствора сливают и объем доводят до 500 мл. При отсутствии NaOH можно применять KOH, навеску берут в 1,5 раза больше.

2. Раствор хлористого марганца. На технических весах отвешивают 210 г $MgCl_2 \times 4H_2O$ и растворяют в дистиллированной воде с доведением объема до 500 мл. Можно употреблять и сернокислый марганец ($MnSO_4 \times 4H_2O$), которого берут 240 г, или $MnSO_4 \times 2H_2O$ в количестве 200 г.

3. Раствор серной кислоты (1:1). Приготавливают смешиванием равных объемов серной кислоты и воды. Может быть заменен концентрированной H_3PO_4 (85%).

Внимание! *Серную кислоту небольшими порциями при помешивании стеклянной палочкой прибавляют к воде (не наоборот!). Недопустимо приливать воду к кислоте. В этом случае вследствие сильного разогревания кислоту может выбросить из сосуда, что причинит ожоги.*

4. Раствор крахмала приготавливают в день определения: 0,5 г растворимого крахмала размешивают в небольшом количестве холодной воды и вливают в 100 мл кипящей дистиллированной воды.

5. Йодистый калий (KJ) применяют в сухом виде для определения нормальности раствора.

6. Раствор йодистоватокислого калия 0,01н. Отвешивают на аналитических весах точно 0,3567 г KJO_3 . Навеску растворяют в небольшом количестве дистиллированной воды в литровой мерной колбе. После полного растворения KJO_3 в колбу добавляют дистиллированной воды точно до отметки. Раствор

точно 0,01н и употребляется для установки и проверки титра раствора гипосульфита. Хранят раствор в темной склянке.

Для определения нормальности раствора гипосульфита используют также раствор двуххромовокислого калия ($K_2Cr_2O_7$). Для приготовления точно 0,01н раствора двуххромовокислого калия отвешивают 0,4903 г дважды перекристаллизованного мелкого кристаллического $K_2Cr_2O_7$ и растворяют в литровой мерной колбе.

7. Раствор гипосульфита (тиосульфата натрия, серноватистоокислого натрия) 0,01н. Навеску 2,5 г $Na_2S_2O_3$ растворяют в прокипяченной дистиллированной воде в литровой колбе. Для лучшей сохранности раствора гипосульфита рекомендуется добавить в него 1–2 мл ксилола или хлороформа. Готовят раствор заранее и хранят в темной посуде. В первые дни его нормальность сильно меняется.

Определение коэффициента поправки для гипосульфита

При хранении концентрация раствора гипосульфита меняется, поэтому перед каждой серией анализов следует установить поправку на его нормальность.

В колбу емкостью 150–200 мл вносят пипеткой ровно 10 мл 0,01н раствора KJO_3 или $K_2Cr_2O_7$, прибавляют 0,5 г сухого йодистого калия (КJ) или 1 мл 15% раствора КJ и 2 мл H_2SO_4 (1:1). В результате выделения свободного йода жидкость окрашивается в коричнево–желтый цвет. Затем пробу титруют при постоянном перемешивании гипосульфитом до приобретения раствором желтоватого цвета, добавляют 0,5 мл раствора крахмала и продолжают титрование до исчезновения синей окраски.

Определение следует повторить, и если расхождение по количеству гипосульфита, пошедшего на титрование, не превышает 0,02–0,03 мл, берут за результат среднее значение и определяют поправку:

$$K = 10/H, \text{ где}$$

К – поправка;

Н – количество гипосульфита, пошедшего на титрование 10 мл KJO_3 или $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$.

Приборы и посуда

1. Бюретка, ёмкостью 25 мл, лучше с автоматической установкой на нулевое деление. Должна иметь инструментальные поправки.
2. Пипетка емкостью 15 мл, лучше с автоматической установкой, калиброванная.
3. Пипетки ёмкостью 1 мл. (2шт.) для раствора хлористого (сернокислого) марганца и раствора едкого натрия (калия) с йодистым калием.
4. Пипетка ёмкостью 5 мл для кислоты. Пипетка должна иметь небольшую резиновую грушу.

Каждая пипетка должна быть помечена, для какого раствора она предназначена.

5. Цилиндры измерительные ёмкостью 1000 мл, 500 мл, 100мл, 25 мл.
6. Колбы мерные на 1000 мл, 500мл, 250 мл. Колбы должны быть калиброванными.
7. Колбы конические на 250–500 мл для титрования проб и установки титра раствора.
8. Слянки (2 шт.) для хранения рабочих растворов хлористого марганца и щелочного раствора йодистого калия ёмкостью 100–120 мл, закрывают резиновыми пробками, сквозь которые пропущены пипетки ёмкостью в 1 мл. Лучше применять специально изготовленные для этой цели пипетки, не требующие насасывания раствора ртом. Черта такой пипетки должна быть расположена низко, так что заполнение её выше черты происходит при погружении пипетки в склянку с раствором

9. Слянки ёмкостью 0,5 л. (3 шт.) для хранения запасных количеств реактивов: хлористого марганца, едкой щёлочи с йодистым калием и стандартного раствора двуххромовокислого калия или йодноватокислого калия. Слянки для хранения щелочного раствора закрывают только резиновой пробкой, другие могут иметь или пришлифованные, или хорошо подогнанные резиновые пробки.

10. Бутыль для раствора гипосульфита ёмкостью 3–5 л.

14.4 Степень насыщения воды кислородом

Определение степени насыщения воды кислородом (R) с учетом фактической величины атмосферного давления производят по формуле:

$$R, \% = \frac{C_{рк} \times 100 \times 760}{C_{н} \times P}, \text{ где}$$

- 100 – коэффициент пересчета единиц измерения из мг/л в %;
- 760 – нормальное атмосферное давление, мм рт.ст.;
- C_н – величина концентрации насыщенного раствора кислорода для условий отбора, определенная по таблице 13;
- C_{рк} – величина концентрации растворенного кислорода, полученная в результате определения;
- P – фактическая величина атмосферного давления в момент отбора пробы.

Табл. 13. Зависимость равновесной концентрации кислорода в воде от температуры (атмосферное давление – 760 мм рт.ст.)

Тем- пера- тура, °С	Равновесная концентрация растворенного кислорода (в мг/л) при изменении температуры на десятые доли градуса по С									
	0	0,1	0,2	0,3	0,4	0,5	0,6	0,7	0,8	0,9
0	14,65	14,61	14,57	14,53	14,49	14,45	14,41	14,37	14,33	14,29

14		10,26		10,24		10,22		10,19		10,17		10,15		10,12		10,10		10,08		10,06
15		10,03		10,01		9,99		9,97		9,95		9,92		9,90		9,88		9,86		9,84
16		9,82		9,79		9,77		9,75		9,73		9,71		9,69		9,67		9,65		9,63
17		9,61		9,58		9,56		9,54		9,52		9,50		9,48		9,46		9,44		9,42
18		9,40		9,38		9,36		9,34		9,32		9,30		9,29		9,27		9,25		9,23
19		9,21		9,19		9,17		9,15		9,13		9,12		9,10		9,08		9,06		9,04
20		9,02		9,00		8,98		8,97		8,95		8,93		8,91		8,90		8,88		8,86
21		8,84		8,82		8,81		8,79		8,77		8,75		8,74		8,72		8,70		8,68
22		8,67		8,65		8,63		8,62		8,60		8,58		8,56		8,55		8,53		8,52
23		8,50		8,48		8,46		8,45		8,43		8,42		8,40		8,38		8,37		8,35
24		8,33		8,32		8,30		8,29		8,27		8,25		8,24		8,22		8,21		8,19
25		8,18		8,16		8,14		8,13		8,11		8,10		8,08		8,07		8,05		8,04
26		8,02		8,01		7,99		7,98		7,96		7,95		7,93		7,92		7,90		7,89
27		7,87		7,86		7,84		7,83		7,81		7,80		7,78		7,77		7,75		7,74
28		7,72		7,71		7,69		7,68		7,66		7,65		7,64		7,62		7,61		7,59

29	7,58	7,56	7,55	7,54	7,52	7,51	7,49	7,48	7,47	7,45
30	7,44	7,42	7,41	7,40	7,38	7,37	7,35	7,34	7,32	7,31

Пример: при значениях $C_{рк} = 7,52$ мг/л, $C_{н} = 9,82$ мг/л, $P = 735$ мм рт. ст. и температуре воды в момент отбора 16°C степень насыщения составляет:

$$R = \frac{7,52 \cdot 100 \cdot 760}{9,82 \cdot 735} = 79,2\%.$$

14.5 Общая жесткость воды

Жесткость воды обусловлена наличием катионов кальция и магния. Это общая жесткость. Общая жесткость складывается из карбонатной и некарбонатной, или остаточной. Карбонатная жесткость, в свою очередь, состоит из устранимой (временной), которая может быть удалена кипячением воды, и неустраиваемой. Оставшиеся в растворе после кипячения соли обуславливают постоянную жесткость воды.

Количество катионов кальция и магния в пресных водах зависит от типа почв в водосборе, сезона года и даже времени суток, и колеблется в широких пределах. Как правило, в конце лета и к концу зимы жесткость воды бывает максимальной, а весной и осенью ее значения снижаются вследствие разбавления воды атмосферными осадками и паводковыми водами.

Слишком мягкая вода для аквакультуры обычно нежелательна. Кальций и магний, растворенные в воде, необходимы для нормального развития культивируемых гидробионтов, в том числе и рыб. Кроме того, мягкая вода имеет неустойчивую активную реакцию, и слабо противостоит вредному воздействию кислых и щелочных промышленных, сельскохозяйственных и бытовых стоков. Большие показатели общей жесткости указывают на то, что много анионов кальция и

магния связано с анионами сильных кислот, т.е. в исследуемой воде много сульфатов и хлоридов.

Общая жесткость воды характеризует суммарную концентрацию ионов кальция (кальциевая жесткость) и магния (магниевая жесткость), мг-экв./л. В зависимости от того, с какими анионами связаны катионы кальция и магния, в природной воде различают карбонатную (связанную с ионами угольной кислоты), не карбонатную (связанную с Cl^- , SO_4^{-2} , NO_3^- , SiO^{-3} , фосфатами и гуматами) и общую (связанную со всеми ионами).

14.5.1 Комплексометрический метод с трилоном В

Результаты определения жесткости выражают в мг.-экв./л или в немецких градусах жесткости ($^{\circ}\text{H}$). Для выражения жесткости воды применяются и другие единицы измерения. Пользуясь таблицей 14, можно произвести перерасчет.

Табл. 14. Единицы жесткости воды

Единицы жесткости	Мг-экв./л	$^{\circ}\text{H}$ (нем.) 10 мг CaCO_3 /л	$^{\circ}\text{F}$ (фр.), 10 мг CaCO_3 /л	$^{\circ}\text{A}$ (англ.) 1 г CaCO_3 /галлон	р. р. m (амер. градус) 1 мг CaCO_3 /кг
1 мг.экв./л	1,000	2,800	5,000	3,500	50,000
1 $^{\circ}\text{H}$	0,557	1,000	1,790	1,250	17,900
1 $^{\circ}\text{F}$	0,200	0,560	1,000	0,700	10,000
1 $^{\circ}\text{A}$	0,286	0,800	1,430	1,000	14,300
1 р. р. m	0,020	0,560	0,100	0,070	1,000

К недостаткам метода следует отнести взаимодействие индикатора (Табл. 15) со многими металлами, которые мешают определению при содержании их (мг/л):

- железо закисное20,0
- железо окисное.....20,0
- алюминий20,0
- медь0,3

Табл. 15. Индикаторы на определение жесткости воды

Индикатор	Окраска	
	в присутствии Ca^{+2} и Mg^{+2}	в отсутствии Ca^{+2} и Mg^{+2}
Эриохром черный Т	Вишнёво–красная	Сине–голубая
Кислотный хром синий К	Розово–красная	Сиреневая
Кислотный хром темно–синий	Розово–красная	Синеваато–сиреневая

Особенно нежелательно присутствие ионов меди, искажающих результаты титрования. Для устранения влияния меди в пробу воды, отмеренную для титрования, прибавляют 1 мл 2% раствора $\text{Na}_2\text{S}\times 9\text{H}_2\text{O}$.

Ход определения

В коническую колбу на 250 мл отмеривают пипеткой соответствующий объем воды в зависимости от ее жесткости:

жесткость воды (мг.–экв.)	объем пробы (мл)
0,5–5,0	100
5,0–10,0	50
10,0–20,0	25
20,0–50,0	10

Пробу разбавляют, если нужно, дистиллированной водой до 100 мл, прибавляют 5 мл буферного раствора, 5–7 капель индикатора и титруют раствором трилона В до перехода красной окраски в синюю.

Вычисление результатов

Жесткость воды вычисляют по формуле:

$$P \times N \times 1000$$

Жесткость (мг-экв.) = -----, где
V

P – расход трилона *B* (мл);

N – нормальность трилона *B*

V – объем воды (мл), взятой для исследования.

Приготовление реактивов

1. 0,1н раствор трилона *B* (хранить в холодильнике). Навеску 18,612 г трилона *B* растворяют и доводят до 1 л дистиллированной водой.
2. Хлоридно-аммиачный буферный раствор. 10 мл 20% х.ч. хлористого аммония смешивают со 100 мл 20% аммиака. Смесь доливают до 1 л дистиллированной водой.

Проверка раствора

К 100 мл дистиллированной воды прибавляют 5 мл приготовленного буферного раствора и электрометрически определяют рН, который должен иметь значение $10 \pm 0,1$; при меньшем значении раствор титруют аммиаком, при большем – соляной кислотой до рН 10. Затем прибавляют соответствующее количество раствора аммиака или кислоты к оставшемуся буферному раствору.

3. Раствор индикатора. 0,5 г эриохрома черного или хрома темно-синего кислотного растворяют в 10 мл буферного раствора и доводят до 100 мл этиловым спиртом.
4. Раствор сернокислого магния для установки поправочного коэффициента 0,1н раствора трилона *B*. Готовят из фиксаля или 1,232 г $MgSO_4 \times 7H_2O$ растворяют в 100 мл дистиллированной воды для получения 0,1н раствора.
5. Раствор сульфида натрия $Na_2S \times 9H_2O$. 1,0–2,0 г сульфида натрия растворяют в дистиллированной воде и доводят до 100 мл. Раствор можно хранить не более 5 дней.

Определение нормальности трилона В

В коническую колбу отмеряют пипеткой 10 мл стандартного раствора (0,1н сернокислого магния) и доводят дистиллированной водой до 100 мл. Прибавляют 5 мл буферного раствора. 5–7 капель индикатора и титруют, как при определении жесткости. Нормальность раствора трилона В вычисляют по формуле:

$$N = \frac{N_I \times A}{\Pi}, \text{ где}$$

N_I – нормальность стандартного раствора $\text{MgSO}_4 \times 7\text{H}_2\text{O}$;

A – количество стандартного раствора (мл);

Π – количество раствора трилона В, пошедшего на титрование (мл)

14.5.2 Метод Варга–Пфейфера

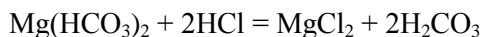
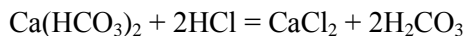
В лаборатории не всегда могут быть в наличии нужные реактивы, поэтому мы приводим еще одну методику определения общей жесткости. Количество кальция и магния, эквивалентное количеству карбонатов и бикарбонатов, называется карбонатной жесткостью (связанная с ионами угольной кислоты). Некарбонатная жесткость связана с ионами Cl^- , SO_4^{2-} , NO_3^- , SiO_3^{2-} , фосфатами и гуматами. Общая жесткость – связана со всеми анионами.

Некарбонатная жесткость определяется как разность между общей и карбонатной жесткостью. Кроме того, различают постоянную жесткость (жесткость воды после 1 часа кипячения) и устранимую (жесткость, устранимая кипячением). Связь между этими величинами жесткости можно выразить уравнением:

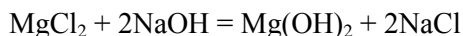
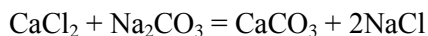
Общая = постоянная + устранимая.

Величину жесткости принято выражать в миллиграмм–эквивалентах (мг/эquiv) кальция и магния. 1 г/эquiv жесткости равнозначен содержанию 20,04 мг/л кальция или 12,15 мг/л магния.

Методом Варта–Пфейфера кальций и магний в исследуемой воде осаждают щелочным раствором соды, а не прореагировавший раствор оттитровывают точным раствором соляной кислоты. Для лучшего осаждения кальция и магния их предварительно связывают соляной кислотой, переводя в хлориды:



Хлориды магния и кальция осаждают смесью Пфейфера, которая состоит из $\text{NaOH} + \text{Na}_2\text{CO}_3$. едкий натр осаждает магний, а сода – кальций.



Ход определения

Берут 100 мл исследуемой воды и выливают в коническую колбу ёмкостью 250 –300 мл. Прибавляют 3–4 капли 0,1% метилоранжа и титруют 0,1н HCl до перехода окраски из жёлтой в розовую. Отмечают количество израсходованной соляной кислоты. Эти данные можно использовать для щёлочности, т.е. количество пошедшей 0,1н HCl в мл на 100 мл исследуемой пробы и есть щёлочность.

После перевода бикарбонатов и карбонатов кальция и магния в хлориды к пробе приливают в избытке щелочной смеси Пфейфера (20 мл и более, если жёсткость исследуемой воды очень высокая). После появления слабой мути пробу нагревают и кипятят 5 минут от момента появления первых пузырьков кипения. Затем пробу охлаждают до комнатной температуры и фильтруют в мерную колбу на 200–250 мл через фильтр, предварительно смоченный дистиллированной водой. Затем раствор в мерной колбе доводят до метки дистиллированной водой. Тщательно перемешав жидкость в колбе, берут из неё 100 мл фильтрата и переливают в чистую коническую колбу. Туда же приливают 1 –2 капли метилоранжа и титруют из

бюретки 0,1н НСl до появления розовой окраски. Количество 0,1н НСl, пошедшей на титрование умножают на 2 или 2,5, в зависимости от того, какой ёмкости была мерная колба (200 или 250 мл). Эта величина численно равна количеству смеси Пфейфера, оставшейся после осаждения.

Расчёт величины жёсткости воды проводят следующим образом:

На титрование 100 мл фильтрата пошло В мл 0,1н НСl. На весь объём фильтрата (200 мл) пошло в 2 раза больше соляной кислоты (2В). Если на 20 мл смеси Пфейфера затрачено А мл соляной кислоты, то на осаждение солей кальция и магния пошло такое же количество смеси Пфейфера, которое эквивалентно (А – 2В) мл соляной кислоты. Если жёсткость выражать через СаО, то одна нормальность НСl будет:

$$56/2 = 28 \text{ г СаО (мол.вес СаО} = 56).$$

Другими словами, 1 мл 1н НСl соответствует 28 мг СаО, а 0,1н НСl – 2,8 мг СаО.

Общую жёсткость вычисляют по формуле:

$$\text{СаО, мг/л} = \frac{(A-2B) \times 2,8 \times 1000}{100}, \text{ где}$$

A – количество мл соляной кислоты, затраченное на 20 мл смеси Пфейфера;

B – количество мл соляной кислоты, пошедшее на титрование 100 мл пробы (фильтрата).

Жёсткость часто выражают в немецких градусах (Н°). 1° жёсткости равен 10 мг СаО в 1 л. Общая жёсткость в немецких градусах будет равна (А – 2В)×2,8 = Н° (табл. 6). Величина карбонатной жёсткости зависит от количества углекислоты двууглекислых солей извести и магнезии, растворённых в воде, поэтому карбонатная жёсткость рассчитывается по величине щёлочности (величину щёлочности умножают на 2,8 и получают Н°).

По величине жёсткости различают: мягкие воды – жёсткость меньше 10 Н°; воды умеренной жёсткости – жёсткость 10–18 Н° и жёсткие воды – жёсткость более 18 Н°.

Реактивы

1. 0,1н НСl. 1 мл эквивалентен 2,8 мг СаО.
2. Индикатор метилоранж 0,1% раствор.
3. Щелочная смесь Пфейфера. Из равных частей 0,1н раствора соды (5,3 г Na_2CO_3 на 1 л дистиллированной воды) и 0,1н раствора едкого натра (4,0 г NaOH на 1 л дистиллированной воды).

14.6 Биохимическое потребление кислорода (БПК)

Природными источниками органических веществ в воде являются останки организмов растительного и животного происхождения. Существуют и техногенные источники органики: нефтепродукты, промышленные, сельскохозяйственные и бытовые стоки и др., которые попадают в водоемы со сточными водами и дождевыми поверхностными смывами с почвы. В естественных условиях находящиеся в воде органические вещества разрушаются бактериями, претерпевая аэробное биохимическое окисление с образованием двуокиси углерода. При этом на окисление потребляется растворенный в воде кислород. Аналогичные процессы происходят и в биофильтрах рециркуляционных систем аквакультуры. В водоемах аквакультуры с большим содержанием органических веществ большая часть растворенного кислорода потребляется на их биохимическое окисление, лишая, таким образом, кислорода целевые виды аквакультуры. При этом в природных водоемах исчезают оксифильные виды и появляются виды, устойчивые к дефициту кислорода.

Под биохимическим потреблением кислорода понимают количество кислорода (в мг $\text{O}_2/\text{л}$), потребляемое при биохимическом окислении содержащихся в воде веществ в

аэробных условиях (Табл. 16). Элементами, характеризующими биохимические процессы в водоёме, являются:

- БПК₅ (за пять суток) – показатель процесса самоочищения водоёма;
- полное БПК – даёт представление о количестве взвешенных и растворённых органических веществ;
- константа К – показатель интенсивности переработки органических веществ в минеральные соединения.

Величина БПК оценивает скорость поглощения организмом кислорода, содержащегося в исследуемой воде, выражается в мг/л. В природной воде БПК₅ составляет 1мг/л О₂, в бытовых же сточных водах она возрастает до 300–500 мг/л.

Табл. 16. Степень загрязнения водоёмов по показателям БПК₅

Степень загрязнения (классы водоемов)	БПК ₅ (мг/л)
Очень чистые	0,5–1,0
Чистые	1,1–1,9
Умеренно загрязненные	2,0–2,9
Загрязненные	3,0–3,9
Грязные	4,0–10,0
Очень грязные	> 10,0

Определение БПК воды основано на окислении легко окисляющегося органического вещества биохимическим путём. Величина БПК определяется разностью в содержании кислорода в двух пробах. В одной из них определяют содержание кислорода в момент заполнения склянок на БПК, в другой – после пятисуточной (или 2, 3, 10 суток и т.д.) инкубации в термостате при 20⁰С.

Ход определения

Исследуемую пробу отбирают в сосуд ёмкостью 1,5 л на водяной бане доводят температуру пробы до 20⁰С. Затем воду аэрируют в течение 1 мин встряхиванием или продуванием с помощью резиновой груши через газопромыватель. Затем пробу

из сосуда разливают сифоном в кислородные (инкубационные) склянки, которые предварительно дважды промывают исследуемой водой. Пробу в одной склянке тут же фиксируют, а затем определяют в ней содержание кислорода. Остальные пробы помещают в термостат. После определённого срока инкубации пробу вынимают из термостата, фиксируют и затем определяют содержание растворённого в ней кислорода.

Разность в содержании кислорода в исходной (контрольной) пробе и в пробе после пяти суток инкубации и будет БПК₅ в мг О₂/л (или БПК₃ и т.д.).

$$\text{БПК}_p = P_1 - P_2,$$

БПК_p – БПК за период инкубации:

P₁ – содержание растворённого кислорода до инкубации;

P₂ – содержание растворённого кислорода после инкубации.

Полное биохимическое потребление кислорода (БПК) можно рассчитать по формуле:

$$\text{БПК}_{\text{полн.}} = \frac{\text{БПК}_p}{1 - 10^{-Kp}}, \text{ где}$$

БПК_p – БПК за период инкубации;

K – вычисленная константа БПК;

БПК_p – БПК за p суток;

p – количество суток.

Приборы, посуда и растворы

Посуда, реактивы и растворы для определения БПК такие же, как и для определения растворённого кислорода, но для БПК необходимо ещё дополнительное оборудование:

1. Водяная баня – 1 шт;
2. Термостат – 1 шт;
3. Кислородные склянки на 150–200 мл – 10–20 шт;
4. Прибор для отбора воды на 1,5 л – 1 шт;
5. Газопромыватель с пористой пластинкой № 2 или № 3 – 1 шт;
6. Резиновая груша – 1 шт.

14.7 Окисляемость воды

В воде природных и особенно аквакультурных водоемов содержится много различных органических веществ, на окисление которых расходуется значительная часть кислорода, растворенного в воде. Кроме того, органические вещества являются плодотворной средой для развития микробов, в том числе болезнетворных. Очень большое количество органических веществ поступают в природные водоемы со сточными водами молокозаводов, животноводческих комплексов и ферм. Количество кислорода, эквивалентное количеству расходуемого окислителя, называется окисляемостью. Результаты определения окисляемости выражают в миллиграммах кислорода, эквивалентного расходу окислителя на 1 л пробы ($\text{мг O}_2/\text{л}$).

Окисляемость чистых речных вод составляет 4–8 $\text{мг O}_2/\text{л}$ кислорода на 1 литр воды. Вода, используемая для хозяйственных нужд, не должна иметь окисляемость выше 3 $\text{мг O}_2/\text{л}$. Максимальная окисляемость вод аквакультурного хозяйства 10–15 $\text{мг O}_2/\text{л}$. В зависимости от применяемого окислителя различают окисляемости перманганатную, бихроматную и др. Для природных малозагрязненных вод рекомендовано определять перманганатную окисляемость. В более загрязненных водах определяют, как правило, бихроматную окисляемость (Табл.17). При записи результатов обязательно надо указывать метод определения.

Табл. 17. Величины биологического потребления кислорода (БПК) в водоемах с различной степенью загрязненности

Степень загрязнения (классы водоемов)	Перманганатный метод (метод Кубеля), $\text{мг O}_2/\text{л}$	Бихроматная окисляемость, $\text{мг O}_2/\text{л}$
Очень чистые	0,5–1,0	1
Чистые	1,1–1,9	2
Умеренно загрязненные	2,0–2,9	3
Загрязненные	3,0–3,9	4
Грязные	4,0–10,0	5–15
Очень грязные	10,0	>15

14.7.1 Перманганатный метод (метод Кубеля)

Наиболее распространенным является метод Кубеля, или перманганатный метод. Перманганат как окислитель может окислять как в кислой, так и в щелочной среде. При малом содержании хлоридов окисление ведется в кислой среде, при повышенном (более 300 мг Cl – в 1 л воды) – в щелочной.

Величина окисляемости природных вод варьирует в пределах от долей миллиграммов до десятков миллиграммов O_2 в литре воды. Поверхностные воды имеют более высокую окисляемость (более насыщены органикой) по сравнению с подземными. В горных реках и озерах окисляемость составляет 2–3 мг O_2 /л, в равнинных реках – 5–12 мг O_2 /л, в реках с болотным питанием – десятки мг O_2 /л. Подземные воды имеют окисляемость от сотых до десятых долей мг O_2 /л.

Определение окисляемости в кислой среде

Метод основан на способности марганцевокислого калия ($KMnO_4$) окислять разные вещества своим кислородом.

Так как степень окисления зависит от условий, при которых ведется определение, для получения достоверных результатов, сравнимых между собой, строго придерживаются приводимых ниже указаний относительно количества добавляемых растворов, времени кипячения и температуры раствора при титровании.

Если окисляемость определяют через сутки после взятия проб из водоема, исследуемую воду консервируют серной кислотой, добавляя 2 мл разбавленной 1:2 H_2SO_4 на каждые 100 мл воды.

При небольшой окисляемости воды (до 10 мг O_2 /л) для определения достаточно взять 100 мл воды, если же окисляемость испытуемой воды по предварительным данным выше 10 мг/л, воду необходимо разбавлять в соответствующее число раз дистиллированной водой.

При большой цветности (выше 40°) воду тоже разбавляют дистиллированной водой.

Ход определения

В коническую колбу на 200–250 мл наливают пипеткой 100 мл испытуемой воды. Прибавляют 5 мл 25% раствора серной кислоты и ставят на нагревательный прибор. При начале кипячения (появление первых пузырьков) в пробу добавляют точно 10 мл 0,01н раствора KMnO_4 . После этого пробу кипятят на малом огне ровно 10 минут.

Для равномерного кипения рекомендуется поместить в колбу несколько стеклянных капилляров, запаянных с одного конца. Колбу при кипячении прикрывают стеклянной воронкой. Если во время кипячения исследуемая жидкость обесцветится или потеряет розовую окраску, определение надо повторить, разбавив исследуемую воду дистиллированной в 2 раза или более.

По окончании кипячения пробу снимают с огня и в неё добавляют из бюретки точно 10 мл 0,01н раствора $\text{C}_2\text{H}_2\text{O}_4$. Обесцвеченную горячую жидкость продолжают титровать 0,01н раствором KMnO_4 до появления слабо-розового оттенка (от одной капли).

Нормальность раствора KMnO_4 проверяют одновременно с определением. В только что оттитрованную пробу, имеющую температуру около $50 - 60^\circ\text{C}$, прибавляют 10 мл 0,01н раствора щавелевой кислоты $\text{C}_2\text{H}_2\text{O}_4$ и титруют раствором KMnO_4 до появления слабо-розовой окраски. Поправку к титру 0,01н раствора KMnO_4 определяют из соотношения:

$$K = 10/P, \text{ где}$$

K – поправка на 0,01н раствор KMnO_4 ;

10 – количество раствора щавелевой кислоты, мл;

P – количество раствора KMnO_4 (мл).

Определение поправки на дистиллированную воду

При разведении испытуемой воды дистиллированной при подсчете величины окисляемости вводят поправку на дистиллированную воду. Для этого проводят все определения с 100 мл дистиллированной воды точно так же, как с исследуемой водой. Количество (мл) раствора KMnO_4 , пошедшее на

окисление дистиллированной воды, при расчете окисляемости вычитают из количества (мл) раствора KMnO_4 , пошедшее на окисление пробы.

Вычисление результатов

Окисляемость воды рассчитывают по следующей формуле:

$$\text{Окисляемость, (мг O}_2\text{/л)} = \frac{(II+II_1) \times 0,08 \times K \times 1000}{V}, \text{ где}$$

II – количество 0,01н раствора KMnO_4 , прибавленного при кипячении (мл);

II_1 – количество 0,01н раствора KMnO_4 , израсходованного на титрование избытка щавелевой кислоты (мл);

V – объем исследуемой воды;

0,08 – количество O_2 , соответствующее 1 мл 0,01н раствора KMnO_4 ;

K – поправка на 0,01н раствор KMnO_4 .

Если исследуемую воду разбавляли дистиллированной, расчёт проводят с учетом количества перманганата, пошедшего на окисление дистиллированной воды, взятой для разбавления.

Тогда формула принимает вид:

$$\text{Окисляемость (мг O}_2\text{/л)} = \frac{[(II+II_1) - c] \times 0,08 \times K \times 1000}{V}, \text{ где}$$

все обозначения прежние, а

c – количество раствора KMnO_4 , пошедшее на окисление дистиллированной воды (мл).

Реактивы

1. KMnO_4 . 0,01н готовят, растворяя навеску 0,316 г KMnO_4 в 1 л дистиллированной воды. Раствор лучше готовить заблаговременно и хранить в темной склянке. Титр раствора

КМnO₄ изменчив, и при каждом определении его устанавливают по щавелевой кислоте.

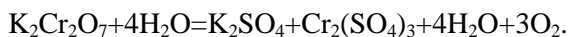
2. Раствор щавелевой кислоты 0,01н. Для приготовления раствора точно 0,6302 г C₂H₂O₄, высушенной на воздухе, растворяют в 1 л дистиллированной воды. Для консервации щавелевой кислоты вносят 30 мл 25% серной кислоты так, чтобы общий объем раствора был равен 1 л.

3. 25% раствор серной кислоты H₂SO₄ готовят, разбавляя один объем концентрированной серной кислоты тремя объемами дистиллированной воды.

14.7.2 Бихроматная окисляемость (ХПК)

Для определения окисляемости сточных вод и поверхностных вод, содержащих трудноокисляемые вещества, используют бихроматный метод. Эту окисляемость часто называют химическим потреблением кислорода (ХПК).

Бихромат разрушается с выделением кислорода, который идет на окисление. Схематично эту реакцию в суммарном виде можно выразить так:



Этот способ определения окисляемости имеет несколько вариантов:

Вариант 1. Мало хлоридов (в пробе меньше 50 мг Cl)

К определенному количеству исследуемой воды прибавляют известное количество бихромата (источник кислорода), а оставшийся, не прореагировавший, оттитровывают. По количеству пошедшего на окисление K₂Cr₂O₇ вычисляют окисляемость.

Для лучшего окисления прибавляют к пробе сернокислое серебро (Ag₂SO₄) в качестве катализатора.

Величина бихроматной окисляемости превышает перманганатную более чем в 2 раза.

Преимущества этого метода заключается в следующем: 1) возможность определения не в день взятия пробы (допустимость консервирования воды для определения); 2) почти полное окисление органических веществ в воде (на 85 – 100%); 3) хорошее совпадение данных при параллельных определениях.

Реактивы

1. Сернохромовая смесь: 20 г измельченного хромовокислого калия ($K_2Cr_2O_7$) растворяют в 500 мл дистиллированной воды; после растворения приливают осторожно 500 мл концентрированной серной кислоты (уд. в. 1,84). Серную кислоту предварительно следует прокипятить под тягой для окисления примесей органических веществ.

2. 0,2н раствор $[(NH_4)_2Fe(SO_4)_2]$ (соль Мора) готовят растворением 78,6 г этой соли (выбирать крупные не пожелтевшие голубые кристаллы) до 1 л дистиллированной воды с прибавлением туда 40 мл концентрированной серной кислоты. Раствор фильтруют, если он мутный. Хранят раствор в эксикаторе над щелочным раствором пирогаллола (12 г пирогаллола в 50 мл дистиллята с раствором щелочи КОН в 300 мл дистиллята).

3. Дифениламин в количестве 0,5 г растворяют в 100 мл H_2SO_4 конц. и затем смешивают с 20 мл дистиллята (льют кислоту в воду).

4. Точный 0,2 н раствор двуххромовокислого калия готовится из дважды перекристаллизованного $K_2Cr_2O_7$, высушенного между двумя листами фильтровальной бумаги и доведенного до постоянного веса при температуре 110 – 120°C. Полученный препарат хранят в бюксе в эксикаторе. Отвешивают для анализов 9,904 г этого препарата в растворяют в дистилляте и доводят до 1 л.

5. 25% раствор H_2SO_4 (1:3) готовится приливанием к 75 мл дистиллята 25 мл H_2SO_4 конц.

6. Химически чистая 85% фосфорная кислота H_3PO_4 (уд. в. 1,7).

Определение нормальности раствора соли Мора

Нормальность соли Мора можно определить по одному из следующих способов.

1. Нормальность раствора соли Мора проверяют по 0,1н раствору $KMnO_4$. Для этого в коническую колбу на 250 мл вливают 1 мл H_2SO_4 конц.(уд.в. 1,84) и бюреткой отмеривают туда же 10 мл соли Мора. Затем прибавляют 50 мл дистиллята и титруют 0,1н раствором $KMnO_4$ (установленного по 0,1н раствору $C_2H_2O_4$) до слабо –розового окрашивания, не исчезающего в течении 1 мин. Титрование проводят в трёхкратной повторности.

Нормальность вычисляют следующим образом:

$$N = \frac{N_1 \times 10}{n}, \text{ где}$$

N_1 – нормальность $KMnO_4$;

n – количество мл соли Мора;

10 – количество мл взятого $KMnO_4$.

2. В коническую колбу на 200 –250 мл отмеривают пипеткой 20 мл 0,2н раствора $K_2Cr_2O_7$, приливают 10 мл H_2SO_4 (1:1), 2,0 фосфорной кислоты, 7 капель дифениламина и титруют 0,2н раствором $[(NH_4)2Fe(SO_4)_2]$ до изменения окраски из сине–фиолетовой в грязно–фиолетовую, а затем быстро переходящую в фишашково–зеленую.

Поправку для соли Мора следует определять каждые 5–7 дней.

Нормальность раствора соли Мора рассчитывают по формуле:

$$N = 20 N_1 / n, \text{ где}$$

N – нормальность раствора соли Мора;

N_1 – нормальность раствора $K_2Cr_2O_7$;

20 – количество мл 0,2н раствора $K_2Cr_2O_7$;

n – количество мл соли Мора, пошедшей на титрование.

Ход определения

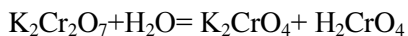
Воду в количестве 100–200 мл (в зависимости от содержания органического вещества в воде) выпаривают в конической колбе емкостью 250–300 мл. Выпаривают постепенно, приливая воду в колбу небольшими порциями, чтобы сухой остаток не распределялся по стенкам колбы. После приливания последней порции воды (предварительно в холодную воду добавляют Ag_2SO_4 , в количестве, зависящем от содержания Cl^- , из расчета 4,5 мг Ag_2SO_4 на 1 мг ионов Cl^-).

Заканчивают выпаривание в сушильном шкафу. Для этого переносят колбу с последним остатком исследуемой воды (до 5 мл) в сушильный шкаф и выпаривают досуха при температуре не более 70°C .

К сухому остатку в колбе прибавляют точно отмеренное количество сернохромовой смеси – 10 мл. Хромовую смесь необходимо брать в избытке, чтобы ее хватило на окисление всего органического вещества, находящегося в пробе. Если же хромовой смеси окажется недостаточно для сжигания, то последняя принимает зеленую окраску еще в процессе сжигания.

Принимая во внимание, что хромовая смесь плохо стекает, лучше всего ее брать проверенной пипеткой или бюреткой так, чтобы 10 мл смеси стекала за определенный промежуток времени (за 1 мин, что проверяется по секундомеру). Содержимое колбы перемешивают, горло колбы закрывают колпачком–холодильником или воронкой. Затем колбу ставят на нагретую до $140\text{--}180^\circ\text{C}$ песчаную баню. Одновременно ставят на баню колбу с холостой пробой, куда добавлено 10 мл раствора $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ и 100 мг Ag_2SO_4 .

Содержимое колб должно кипеть спокойно и равномерно в течение 5 мин, после чего колбы охлаждают. При температуре $140\text{--}180^\circ\text{C}$ не будет разложения хромовой кислоты, образующейся в растворе бихромата по уравнению



Сильное кипячение ведет к изменению соотношения H_2CrO_4 и H_2O , так как часть воды выделяется в виде пара. Поэтому кислотность увеличивается и часть хромовой кислоты разлагается. После остывания колб колпачок–холодильник или воронка обмывают заранее отмеренной дистиллированной водой (из расчета 100 мл) в колбу.

Стенки колбы и края тоже смывают этой же дистиллированной водой. Содержимое колбы охлаждают до комнатной температуры. Перед титрованием в раствор вносят 8 капель индикатора дифениламина и прибавляют 2 мл 80% фосфорной кислоты. Последняя устраняет влияние ионов окисного железа и делает переход окраски индикатора более резким. Затем титруют 0,2н раствором соли Мора. Титрование проводят при непрерывном помешивании раствора. По мере прибавления соли Мора бурая окраска переходит в фиолетовую. Заканчивают титрование остаточного количества хромовой смеси, не пошедшей на окисление, при быстром переходе цвета жидкости из грязно–фиолетового в изумрудно–зеленый. В холостых пробах и при определении поправки соли Мора окраска переходит в светло–зеленый или фисташковый цвет.

Титрование ведут с большой осторожностью: раствор из бюретки спускают по каплям и тщательно перемешивают путем взбалтывания. Если в момент титрования жидкость приняла явно зеленую окраску – раствор перетитрован, и определение следует выполнить заново.

Для определения окисляемости природных вод, имеющих органических веществ не более 2 мг, рекомендуется следующий вариант этого же метода.

Сернохромовой смеси берут 2,0 мл, Ag_2SO_4 – 40–50 мг, индикатора дифениламина – 3 капли, соль Мора – 0,2н раствор, смесь нагревают на песочной бане в течении 1 час при температуре 115–120°C.

Расчет.

Окисляемость воды выражают в мгО₂/л исследуемой воды и вычисляют по следующей формуле:

$$\text{мг О}_2/\text{л} = (n_2 - n_1) \times 8 \times N \frac{1000}{V}, \text{ где}$$

n_1 – количество мл соли Мора, израсходованного на титрование пробы;

n_2 – количество соли Мора, израсходованного на титрование «холостой» пробы;

N – нормальность раствора соли Мора;

V – объем исследуемой воды;

8 – эквивалент кислорода, соответствующий одной нормальности

Вариант 2. Определение, когда в воде много хлоридов (> 50мг СГ в пробе)

Определение проводят без выпаривания пробы.

В пресных водах с повышенным содержанием хлоридов и легко окисляющимися органическими веществами можно определять окисляемость без добавления, а в присутствии трудноокисляющихся органических веществ с добавкой сульфата серебра в качестве катализатора (способ Добса и Вильямса, 1963).

По этому способу ионы хлора связываются с двухвалентной ртутью в устойчивую форму, и дальше ведется окисление при температуре кипения.

Реактивы

1. Бихромат калия. Точный 0,2 н раствор готовят из перекристаллизованной соли, предварительно просушенной при 104°С в продолжение 2 час.

2. Сульфат серебра (Ag₂SO₄), твердый.

3. Сульфат ртути (HgSO_4), кристаллический.
4. Серная кислота (H_2SO_4), уд. вес 1,83.
5. Индикатор – 1% раствор дифениламина в концентрированной серной кислоте.
6. 0,2н раствор $[(\text{NH}_4)_2\text{Fe}(\text{SO}_4)_2]$ (соль Мора) готовят растворением 78,6 г этой соли (выбирать крупные не пожелтевшие голубые кристаллы) до 1 л дистиллированной воды с прибавлением туда 40 мл концентрированной серной кислоты. Раствор фильтруют, если он мутный. Хранят раствор в эксикаторе над щелочным раствором пирогаллола (12 г пирогаллола в 50 мл дистиллята с раствором щелочи КОН в 300 мл дистиллята).

Ход определения

В круглодонную колбу емкостью 300 мл вносят 50 мл исследуемой воды, прибавляют 1 г сульфата ртути (окисной), 5 мл H_2SO_4 конц., 25 мл титрованного раствора $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ и затем осторожно прибавляют малыми порциями 70 мл H_2SO_4 конц., и осторожно перемешивают. После этого вносят 0,75 г Ag_2SO_4 , и нагревают 2 часа при слабом кипении с обратным холодильником. Если в воде много хлоридов и органических веществ, то её разбавляют дистиллятом так, чтобы в 50 мл обрабатываемой пробы было не более 40 мг Cl^- . Сульфата ртути вносят столько, что бы на 1 мг Cl^- приходилось не меньше 15 мг двухвалентной ртути. Указанный порядок внесения реактивов необходимо строго соблюдать, чтобы обеспечить нужный ход реакции.

По истечении 2 час. кипения пробу охлаждают, обмывают стенки холодильника дистиллированной водой. Затем обрабатываемую пробу переносят в коническую колбу на 500 мл. Обмыв круглодонную колбу дистиллированной водой, смывную воду также переносят в коническую колбу. Разбавив пробу дистиллятом до 300–350 мл и прибавив 3–4 капли индикатора дифениламина, титруют раствором соли Мора (оттитровывают неразложившийся бихромат). Проверку

дистиллированной воды и реактивов проводят так: берут 50 мл дистиллированной воды и обрабатывают так же как и исследуемую воду, проводя через все операции.

Расчет

$$O_2, \text{ мг/л} = \frac{(a-b) \times N \times 8 \times 1000}{V}, \text{ где}$$

a – количество мл соли Мора, пошедшее на титрование «холостой» пробы (проверка реактивов);

b – количество мл соли Мора, пошедшее на титрование пробы;

N – нормальность соли Мора;

V – количество мл исследуемой воды;

8 – грамм-эквивалент кислорода;

1000 – перевод на литр

14.8 Двуокись углерода

В естественных водах углекислота присутствует в нескольких формах: в виде свободной углекислоты (CO_2), а также моно- и бикарбонатов.

Двуокись углерода, частично реагируя с водой, образует соединение H_2CO_3 , которое, в свою очередь, распадается на ионы H^+ и HCO_3^- .

Суммарно этот процесс можно изобразить схемой:



Главным источником свободной углекислоты в воде являются протекающие в воде окислительные процессы и дыхание гидробионтов; некоторое количество углекислоты попадает в воду из атмосферы. Содержание углекислоты в воде – косвенный показатель загрязнения водоема органическими веществами. Повышенное содержание углекислоты в воде крайне нежелательно практически для всех гидробионтов за исключением сине-зеленых водорослей (цианобактерий).

Практика показывает, что вредной для гидробионтов концентрацией углекислоты в водоеме следует считать 30 мл/л и больше.

Чем больше концентрация углекислоты в воде, тем ниже значения рН; соответственно снижение содержания свободной углекислоты ведёт к повышению значений рН. Для практических целей можно считать, что рН 4,5 – предел для существования гидрокарбонатной двуокиси углерода (HCO_3^-), а рН 8,3 – граница существования свободной и карбонатной CO_2 .

Ход определения

В склянки на 150–200 мл с притертыми пробками с каждой станции отбирают две параллельные пробы с такими же предосторожностями, как и при обработке проб на содержание кислорода.

Содержание CO_2 при хранении воды изменяется под влиянием соприкосновения с воздухом, изменения температуры, процессов жизнедеятельности организмов и т.п. Поэтому определение по возможности следует проводить на месте взятия пробы или немедленно при доставке в лабораторию.

Перед началом определения отсасывают воду до черты, которая указывает на оставшийся объем в 100 или 150 мл. Градуированной пипеткой добавляют в склянку 0,1 мл 1% спиртового раствора фенолфталеина и содержимое перемешивают круговым движением. Жидкость или останется бесцветной (при наличии CO_2), или окрасится в розовый цвет (при наличии карбонатной углекислоты). Если вода останется бесцветной, в ней определяют свободную углекислоту. Пробу титруют раствором щелочи (0,02н NaOH или Na_2CO_3) до тех пор, пока исчезающая вначале окраска не станет устойчивой и жидкость примет розоватый оттенок. Интенсивность окраски, при которой можно считать титрование законченным, определяют с помощью минерального стандарта, налитого в такую же колбу в таком же объеме. Если в течение 5 минут розовая окраска не изменится, отсчитывают израсходованную щелочь и определяют заново. При повторном определении

добавляют в склянку почти все то количество щелочи, которое пошло на первое титрование, и продолжают титровать до стандартной окраски.

Вычисление результатов

Количество щелочи, израсходованной при повторном титровании, эквивалентно содержанию CO_2 в данном объеме воды. Расчет ведут по формуле:

$$\text{CO}_2, (\text{мг/л}) = \frac{\text{П} \times \text{К} \times 0,88 \times 1000}{\text{V}}, \text{ где}$$

П – количество 0,02н раствора NaOH, пошедшего на титрование;

К – поправка для щелочи на 0,02н;

0,88 – множитель; если пользуются щелочью 0,01н., то берут множитель 4,4

V – объем пробы, взятой для исследования.

Реактивы

1. Раствор щелочи Na_2CO_3 или NaOH. Навеску 0,212 г предварительно высушенной при 270°C Na_2CO_3 растворяют в прокипяченной дистиллированной воде в мерной колбе на 100 мл. Если берут NaOH, берут навеску 0,08 г и также растворяют в 100 мл воды. Поправку к щелочи можно определить по соляной кислоте одинаковой со щелочью нормальности.

2. 0,1% раствор фенолфталеина приготавливая растворяя 0,1 г х.ч. фенолфталеина в 100 мл этилового спирта.

3. Раствор сегнетовой соли приготавливают, растворяя 50 г $\text{KNaC}_4\text{H}_4\text{O}_6$ в дистиллированной воде до объема 100 мл. Этот раствор используют в случае большой жесткости исследуемой воды или значительного содержания железа.

Приготовление стандартного раствора

Отвешивают 2,0 г $\text{CoCl}_2 \times 6\text{H}_2\text{O}$ и $\text{CuSO}_4 \times 5\text{H}_2\text{O}$ и растворяют в мерной колбе объемом 200 мл, добавляют 2 мл раствора HCl

(уд.вес 1,19) и доводят объем раствора до метки. Этот раствор является запасным стандартным. Перед определением из запасного стандартного раствора приготавливают рабочий стандартный раствор путем разбавления первого в 10 раз. В мерную колбу объемом 100 мл отмеривают пипеткой 10 мл запасного стандарта и колбу доливают до метки дистиллированной водой.

Если исследуемая вода имеет естественную окраску, мешающую определению, применяют стандарт, приготовленный на исходной воде.

14.9 Азот органических веществ

Азот, содержащийся в аминокислотах, пептидах, белках и других естественных и синтетических органических соединениях, определяют суммарно. В поверхностных водах органически связанный азот появляется как продукт биологических процессов или попадает со сбрасываемыми бытовыми и некоторыми промышленными сточными водами. Органический азот в поверхностных и сточных водах определяют в виде аммиака после разложения органических веществ пробы нагреванием с серной кислотой при каталитическом действии ртутной соли (метод Кьельдаля).

Отгонкой при pH 7,4 отделяют аммиак. Кубовый остаток нагревают со смесью серной кислоты и сульфата калия при 345–370°C. Органически связанный азот переходит при каталитическом действии сульфата ртути в гидросульфат аммония. После подщелачивания пробы аммиак отгоняют в колбу с кислотой, а затем его отделяют титрованием или колориметрически. Титрованием можно определить не менее 1 мг/л, колориметрически – менее 2 мг/л.

Если органический азот не определяют при отборе пробы, её консервируют, добавляют 1 мл концентрированной серной кислоты или 2–4 мл хлороформа на 1 л пробы. Результаты выражают в мг азота на 1 л (мг N/л) воды.

Аппаратура

1. Колбы Кьельдаля емкостью от 400 до 800 мл.
2. Перегонный аппарат с приспособлением для перегонки непосредственно из колбы Кьельдаля.
3. Приспособление для отсасывания паров SO_3 при разложении пробы.

Реактивы

1. Фосфатный буферный раствор pH 7,4. Растворяют 14,3 г KH_2PO_4 (безводного) ч.д.а. и 68,8 г K_2HPO_4 (безводного) ч.д.а. в бидистилляте и разбавляют до 1 л. Значение pH 7,4 при необходимости корректируют добавлением едкого калия или соляной кислоты.
2. Смесь для минерализации (серная кислота, сульфат калия и сульфат ртути). Растворяют 134 г K_2SO_4 ч.д.а. в 650 мл бидистиллята и смешивают с 200 мл концентрированной H_2SO_4 ч.д.а. Добавляют раствор сульфата ртути, приготовленный растворением 2 г окиси ртути (HgO) в 25 мл 20% раствора серной кислоты. В качестве катализатора можно использовать и металлическую ртуть. После охлаждения смесь доводят до 1 л дистиллятом.
3. Фенолфталеин, 0,5% раствор в 50% спирте. Растворяют 0,5 г фенолфталеина в 50 мл 96% этилового спирта и доводят до 100 мл бидистиллятом.
4. Раствор для подщелачивания (смесь едкого натра и тиосульфата). Растворяют 500 г NaOH ч.д.а. и 25 г $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \times 5\text{H}_2\text{O}$ в бидистилляте и доводят до 1 л.

Ход определения

В зависимости от предполагаемого содержания органического азота в колбу Кьельдаля вводят от 25 до 250 мл пробы воды (при содержании органического азота до 10 мг/л берут 250 мл, при содержании от 10 до 20 мг/л – 100 мл, при содержании от 20 до

50 мг/л – 50 мл и т.д.) и доводят объем бидистиллятом приблизительно до 300 мл.

Если проба имеет кислую реакцию, её нейтрализуют 1н раствором NaOH до pH 7,4, пользуясь при этом индикаторной бумагой. Добавляют 10–25 мл фосфатного буферного раствора.

Из колбы отгоняют приблизительно 200 мл дистиллята. К остатку в колбе Кьельдаля после охлаждения добавляют около 50 мл смеси для минерализации. Содержимое колбы слабо кипятят под тягой.

При высоком содержании органических веществ, не содержащих азота, добавляют двукратное количество смеси для минерализации, которая заканчивается через 20–30 минут после осветления смеси.

После охлаждения остаток в колбе разбавляют бидистиллятом до 300 мл, добавляют несколько капель фенолфталеина и нейтрализуют раствором для подщелачивания до слабо-розовой окраски. Колбу присоединяют к перегонному аппарату и отгоняют в приемник с кислотой примерно 200 мл раствора.

Расчёт

Содержание органического азота (X) вычисляют по формуле:

$$X = C \times 0,78, \text{ где}$$

C – концентрация NH_4^+ , найденная титрованием или колориметрически после минерализации пробы (мг/л):

0,78 – коэффициент перерасчета NH_4^+ в N_2 .

14.10 Хлориды (солёность)

Хлориды являются главной составной частью солей морской воды и содержание их в воде чрезвычайно важно для солонowodной и солонowodной аквакультуры. В пресных водах хлориды присутствуют в небольших количествах. Только в водоемах, расположенных на солончаках или питающихся солёными грунтовыми водами, содержание хлоридов бывает повышенным. Для других пресных водоёмов повышенное

содержание хлоридов является показателем загрязненности бытовыми или некоторыми промышленными сточными водами.

В питьевых, поверхностных и сточных водах хлориды определяют аргентометрическим титрованием по методу Мора или меркуриметрическим методом с применением дифенилкарбазона в качестве индикатора.

Результаты выражают в мг–эquiv. или в мг Cl^- на 1 л воды. 1 мг–эquiv. $\text{Cl}^- = 35,453 \text{ мг } \text{Cl}^-$; 1 мг $\text{Cl}^- = 0,0282 \text{ мг–эquiv. } \text{Cl}^-$.

Качественное (предварительное) определение.

К 10 мл пробы в пробирке добавляют несколько капель азотной кислоты (1:4) и приливают 0,5 мл 5% раствора нитрата серебра.

В зависимости от концентрации хлоридов возникает резкое усиление рассеивания света (опалесценция) или выпадает осадок. При последующем добавлении аммиака в избытке раствор снова становится прозрачным.

Аргентометрическое определение по Мору

В нейтральной или слабощелочной среде (рН 7–10) осаждают хлорид–ионы в виде малорастворимого хлорида серебра титрованным раствором нитрата серебра. В качестве индикатора применяют раствор хромата калия, который реагирует с избыточными ионами серебра, вызывая переход лимонно–желтой окраски в оранжево–желтую.

При потенциометрическом определении используют потенциометр с серебряным и каломельным электродами. Метод применяется для определения хлоридов при содержании их, превышающим 2 мг/л; без разбавления можно титровать пробы с содержанием хлоридов до 400 мг/л. Точность определения $\pm 1\text{--}3 \text{ мг/л}$. Для точного определения хлоридов при концентрациях менее 10 мг/л пробы следует предварительно выпаривать.

В зависимости от содержания хлоридов в пробе титруют 0,02 н., 0,05н. или 0,1н. раствором AgNO_3 .

Приготовление реактивов

1. Бидистиллированная вода (далее, дистиллированная);
2. Нитрат серебра AgNO_3 0,1н (0,05н или 0,02н) раствор. В дистиллированной воде растворяют 16,9874 г (8,4937 или 3,3975 г) AgNO_3 , высушенного при 105°C и доводят объем до 1 л. Титр или поправку определяют титрованием 5 мл раствора хлорида натрия соответствующей нормальности, разбавленного до 100 мл дистиллированной водой. Титруют описанным ниже методом;
3. Серная кислота, 1н раствор.
28 мл $\text{H}_2\text{SO}_{4\text{конц}}$ доводят дистиллированной водой до 1 л;
4. NaOH , 1н раствор. 40 г NaOH растворяют в дистилляте и доводят объем до 1 л;
5. Фенолфталеин, 0,5% раствор;
6. Хромат калия, 5% раствор. Растворяют 50 г $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_4$ в небольшом объеме дистиллированной воды и приливают раствор AgNO_3 до появления красного осадка. После 2 часов отстаивания раствор фильтруют и доводят дистиллированной водой до 1 л.
7. Хлорид натрия, 0,1н (0,05н или 0,02н) раствор. В дистиллированной воде растворяют 5,8443 г (2,9221 г или 1,1689 г) NaCl ч.д.а., высушенного при 105°C , и доводят объем до 1 л при 20°C .

Ход определения

100 мл профильтрованной пробы (если меньшее количество, то доводят бидистиллятом до 100 мл) по фенолфталеину нейтрализуют серной кислотой или едким натром (до рН 7). После нейтрализации раствор должен быть бесцветным. Затем к пробе прибавляют 1 мл раствора хромата калия и при постоянном перемешивании титруют раствором нитрата серебра до перехода лимонно–желтой окраски в оранжево –желтую. Параллельно проводят холостое определение с бидистиллятом.

Расчет

Содержание хлорид-ионов в мг-экв./л – (X) или в мг/л – (Y) вычисляют по формуле:

$$X = \frac{(P - P_1) \times K \times N \times 1000}{V}$$

или

$$Y = \frac{(P - P_1) \times K \times N \times 35,45 \times 1000}{V}, \text{ где}$$

P – объем раствора нитрата серебра, пошедшего на титрование пробы (мл);

P₁ – объем раствора нитрата серебра, пошедшего на титрование в холостом опыте (мл);

N – нормальность титрованного раствора;

K – поправочный коэффициент к нормальности титрованного раствора нитрата серебра;

V – объем пробы, взятой для определения (мл)

35,45 – эквивалент Cl⁻.

Примечание: практика аквакультуры показывает, что концентрация хлоридов до 6‰ (6 г Cl⁻ на 1 л воды) на большинство культивируемых пресноводных гидробионтов (годовики карпа и др.) существенного влияния не оказывает.

14.11 Определение содержания в воде ионов свинца, кадмия, меди, бария, калия и хлора

В естественных водах *биогенные* химические элементы (азот, фосфор, калий, кальций, магний, кремний, железо) присутствуют в значительных количествах, остальные являются микроэлементами.

Биогенные элементы в водоемах аквакультуры необходимы для развития фитопланктона, но избыточное их количество в водоеме, как и других минеральных солей, рассматривают как химическое загрязнение.

Для оценки качества воды по ее химическому составу применяют как общие показатели – содержание кислорода, рН, жесткость, ХПК, БПК, так и специфические гидрохимические показатели – азот органических веществ, хлориды, сульфаты, фосфаты и др.

Свинец (Pb) – опасен даже в небольших количествах. Он ухудшает репродуктивную функцию, а также ослабляет ЦНС и вызывает проблемы с поведением и эмоционально–психическим развитием у детей, так как детский организм усваивает гораздо больший процент свинца, чем организм взрослого человека. У людей старшего возраста свинец повышает давление и ухудшает слух. Повышенное содержание свинца в организме вызывает анемию, почечную недостаточность, умственную отсталость, а также полиневриты, нарушает обмен веществ, разрушает костный мозг и др.

Кадмий (Cd) – элемент, разрушающий структуру ДНК, поражающий почки и кости. Избыток кадмия в организме человека вызывает искривление и деформацию костей, вызывает сильные боли, хрупкость и ломкость костей, повышает давление. Кадмий обладает канцерогенными свойствами.

Медь (Cu) – избыток меди ведёт к нарушению работы ЦНС, нарушению работы почек и печени, эритроцитозу, малокровию, аллергическим дерматозам, сахарному диабету, злокачественным новообразованиям и др.

Барий (Ba) – в избытке нарушает кальциевый обмен, отрицательно влияет на нейроны, клетки крови, ткани сердца, других органов.

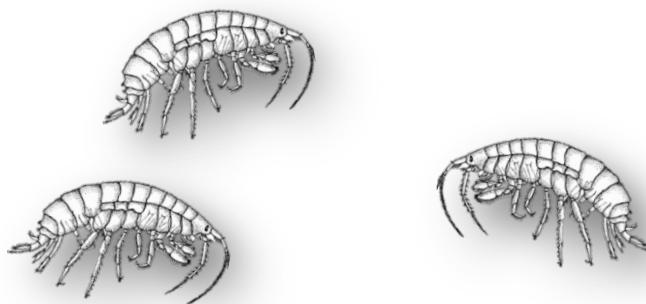
Калий (K) – избыточность калия приводит к нарушению деятельности коры надпочечников и острому нефриту, адинамии, нарушению функционирования сердечной мышцы и почек и др.

Хлор(Cl) –увеличение содержания хлоридов указывает на загрязнение промышленными и бытовыми стоками. Предельно допустимая концентрация хлоридов в водоемах рыбохозяйственного назначения составляет 300 мг/л.

Определение содержания элементов можно провести с помощью портативного иономера «Эксперт –001».

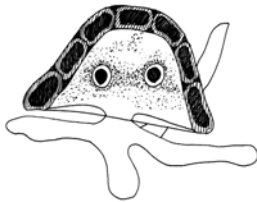
Ход определения

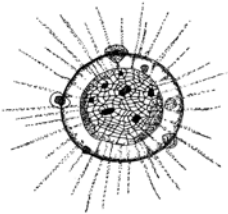
В химический стаканчик на 50 мл вносят 1 мл 1М раствора нитрата натрия и 10 мл исследуемой воды. В стаканчик опускают ионселективный электрод и электрод сравнения и определяют содержание ионов хлора, свинца, кадмия, бария, меди согласно инструкции пользования иономером.



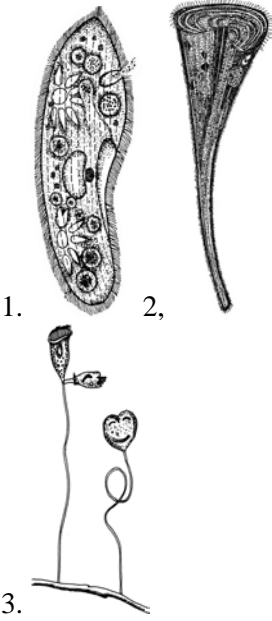
Приложение 1

ПРЕСНОВОДНЫЕ БЕСПОЗВОНОЧНЫЕ

Тип Sarcodina – Саркодовые	
	<p>Отряд Amoebina – Амёбы</p> <p>Представители простейших животных, лишенных оболочки и раковины. Постоянной формы тела не имеют.</p> <p>В иловых отложениях стоячих водоёмов. Часто встречаются на нижней стороне листьев водных растений.</p> <p><i>Amoeba proteus</i> – Амёба протей</p>
	<p>Отряд Testatida – Раковинные корненожки</p> <p>Выпуклая хитиновая раковинка покрывает амёбу сверху. Цвет от светло-золотистого до буро – золотистого.</p> <p>Живут в иле стоячих и слабопроточных водоёмов.</p> <p><i>Arzella vulgaris</i> – Арцелла</p>
	<p>Подтип Heliozoa – Солнечники</p> <p>Пресноводные одноклеточные с телом, покрытым оболочкой из многочисленных минеральных</p>

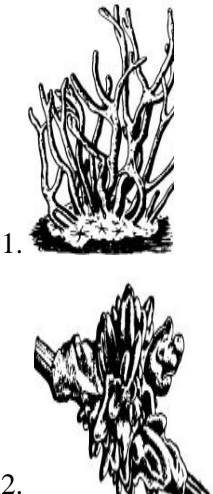
	<p>частиц.</p> <p>Живут в планктоне мелких стоячих водоёмов (около 10 видов).</p> <p><i>Actinosphaerium eichhorni</i> – Солнечник многоядерный</p>
---	--

Тип Ciliophora – Инфузории (ресничные)


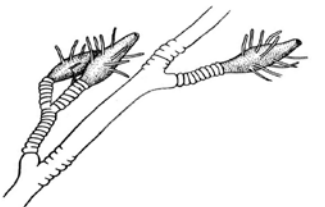
	<p>Инфузории, или ресничные – одноклеточные животные с многочисленными ресничками, выполняющими роль органов движения.</p> <p>1. <i>Paramecium caudatum</i> – Инфузория–туфелька живёт в придонном слое стоячих водоёмов с большим количеством гниющих растений;</p> <p>2. <i>Stentor coeruleus</i> – Трубоч, или стентор – обитатель чистых прозрачных вод в перифитоне;</p> <p>3. <i>Vorticella anabaena</i> – Сувойки – круглоресничные инфузории, живущие на водных растениях и других субстратах в чистых водоёмах.</p>
--	--

Тип Spongia – Губки

	<p>Пресноводные губки (бадяги). Образуют комкообразные или кустистые колонии от серо–буроватой до зеленоватой окраски.</p> <p>1. <i>Ephydatia fluviatilis</i> – Бадяга речная</p>
--	---


 <p>1.</p> <p>2.</p>	<p>– колония на ветке, упавшей в воду.</p> <p>2. <i>Spongilla lacustris</i> – Бадяга озерная</p> <p>Колониальные организмы, обитающие обычно на плоском субстрате.</p> <p>Повсеместно в реках с быстрым течением, в ручьях и озёрах на камнях, корягах, затонувших деревьях, сваях на небольшой глубине.</p>
---	--


Тип Coelenterata – Кишечнополостные



 <p>1</p> <p>2</p> <p>3</p>	<p>Гидры встречаются в чистой воде на зарослях элодеи и других водных растений в озёрах, прудах и в прибрежной зоне малых рек и ручьёв.</p> <p>1. Тело гидры двинностебельчатой – до 30 мм, щупальца в 3 –4 раза длиннее тела.</p> <p>У гидры зеленой (2) и обыкновенной (3) тело в виде полого цилиндра длиной 10 мм.</p>
	<p>Кордилофора – <i>Cordylophora caspia</i></p> <p>Колониальный полип, встречающийся в низовьях рек, впадающих в Азовское море и пресных лиманах. Ветвящиеся</p>

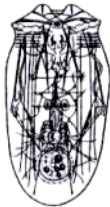
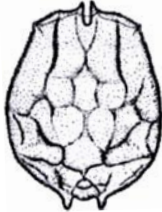
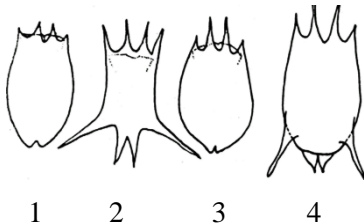
	<p>колонии кордилофоры напоминают водоросли; местное название «камка». Поселяются в огромных количествах на подводных субстратах (лодки, сваи, сети, садки и т.п.)</p>
--	--


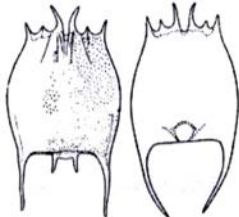
Тип Plathelminthes – Плоские черви


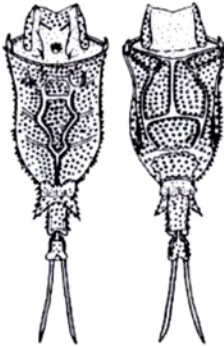
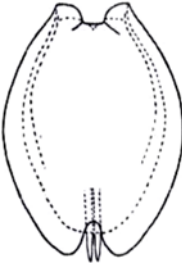
 <p>1 2 3 4 5 6</p>	<p>Класс Turbellaria – Ресничные черви</p> <p>Живут на дне в различных водоёмах (стоячих и медленно текущих, холодных ручьях и др.), на растениях, в иле, среди детрита, прикрепившись к камням и листьям растений снизу.</p> <p>Планарии:</p> <ol style="list-style-type: none"> 1. <i>Planaria torva</i> – бурая, 2. <i>P. lugubris</i> – траурная, 3. <i>Polycelis cornuta</i> – рогатая, 4. <i>Euplanaria gonocephala</i> – угловатая, 5. <i>Polycelis nigra</i> – черная, 6. <i>Dendrocoelum lacteum</i> – молочно-белая.
---	---

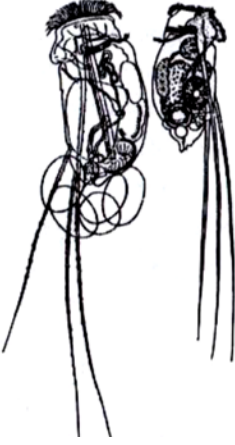
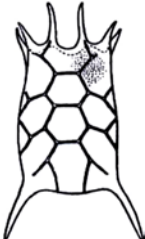
	<p>Класс Trematoda – Трематоды (Digenea – Дигенетические сосальщики) характерен тем, что их жизненный цикл протекает, как правило, в нескольких хозяевах (не менее трёх поколений).</p> <p><i>Fasciola hepatica</i> – Печёночный</p>
---	---


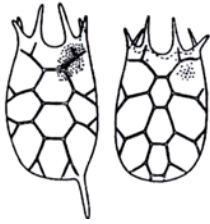

	<p>сосальщик – паразитирует в пищеварительном тракте, внутренних органах, крови, в подкожной клетчатке рыб, моллюсков, амфибий и др. гидробионтов, вызывая различные заболевания..</p>
	<p>Класс Cestoda – Ленточные черви (цестоды)</p> <p>Паразитирующие ленточные черви вызывают у рыб заболевания под названием цестодозы (кавиоз, ботриоцефалёз, диграммоз и др.).</p> <p>Заболевания, вызванные ремнецами (ленточные черви с ремневидным телом) называются лигулидозами.</p> <p>Рыба, поражённая ремнецами</p>
<p>Тип Nematoda – Нематоды, или Круглые черви</p>	
	<p>Группа круглых червей, живущих в пресных и морских водах, в донных осадках и во всех органах животных и растений.</p> <p>Большинство ведут паразитический образ жизни. Свободноживущие формы, как правило, мелкие, длиной до 3 мм.</p> <p>Рыба, поражённая нематодами.</p>
<p>Тип Rotifera – Коловратки</p>	
	<p><i>Asplanchna sp.</i></p> <p>В пресных водах и лиманах</p>


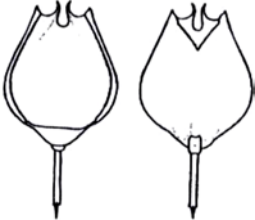
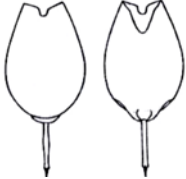
	<p>Приазовья встречается более 10 видов этого рода.</p>
	<p><i>Brachionus angularis</i></p> <p>Вид обитает в пресных и солоноватых водах. Это β-мезосапробный вид, распространённый повсеместно. Панцирь округлый, угловатый с двумя короткими шипами на переднем конце. Отверстие для ноги подковообразное несёт по бокам зубовидные шипы.</p>
	<p><i>B. calyciflorus</i></p> <p>Вид морфологически сильно варьирует, образуя подвиды: 1. <i>B. c. calyciflorus</i>; 2. <i>B. calyciflorus amphicerus</i>; 3. <i>B. c. anuraeiflorus</i>; 4. <i>B. c. spinosus</i>. Это β-мезосапробный, эвритермный, эвригалинный вид. Все подвиды распространены в водоёмах различного типа. Ведёт планктонный образ жизни, встречается среди зарослей макрофитов. Панцирь слабо ригидный и довольно вздутый. Отверстие для ноги слабо выражено. Формы крупные.</p>



	<p>Является важным компонентом в питании молоди рыб.</p>
	<p><i>B. falcatus</i></p> <p>Вид обычен в летнее время в небольших водоёмах. Панцирь сильно сплюснен в дорзовентральном направлении; несёт большое количество скульптурных выступов и точек. Передний спинной край несёт по два срединных и боковых равных по длине шипа и два длинных параллельных, согнутых на брюшную сторону промежуточных шипа. Такие же длинные шипы расположены на заднем конце панциря.</p>
	<p><i>B. quadridentatus</i></p> <p>Обитатель зарослей, встречается в пелагиали; β-мезосапробный, эвригалинный вид. Тело сплющено. На переднем краю панциря 6 шипов, в том числе два средних по размерам заметно длиннее боковых.. На заднем конце отверстие для ноги. По бокам заднего конца два длинных шипа.</p>
	<p><i>B. leydigii</i></p> <p>Обитатель небольших эвтрофированных водоёмов,</p>


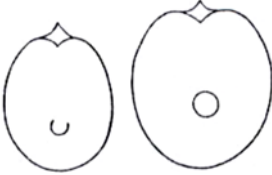

	<p>встречается в реках, озерах и лиманах. Панцирь почти квадратный. На поверхности панциря узорные ячейки, ребра, фасетки. На переднем конце по два боковых и два средних, более длинных, шипа. Над отверстием для ноги базальная пластина, а вокруг – три хорошо развитые шипика.</p>
	<p><i>Dinocharis (Trichotria) tetractis</i></p> <p>Обитает в различных водоёмах среди водной растительности и в прибрежном песке. Брюшная и спинная пластины панциря плотно срослись краями. Боковые щупальца без щелевидных образований. Между пальцами ноги имеется шип. Первый членик ноги с 2 сильно варьирующими по длине шпорами. Второй членик ноги почти равной длины с другими члениками. Пальцы ноги короткие (0,5 длины туловища).</p>
	<p><i>Euchlanis dilatata</i></p> <p>Обитает среди прибрежной растительности, иногда в планктоне мелких водоёмов, в том числе прудов. Форма тела продолговато-овальная. Панцирь полупрозрачный, состоит из большей спинной и меньшей брюшной частей. Брюшная пластина почти</p>

	<p>плоская. Головная часть несёт U –образный вырез. Нога 2 –3 членистая с двумя длинными или короткими ровными пальцами.</p>
	<p><i>Filinia longiseta</i></p> <p>Вид распространён повсеместно в самых разных пресных водоёмах, в том числе болотах и солоноватых волах лиманов. Тело спереди цилиндрическое, заметно суженое сзади. Подразделяется на голову и туловище. Ноги нет. От передней части туловища отходят 2 длинных боковых (длиннее тела) шиповидных кутикулярных придатка. Задний конец туловища с 1 или 3 такими же придатками.</p>
	<p><i>Keratella quadrata</i></p> <p>Вид обитающий повсеместно в прудах, озёрах и водохранилищах. Панцирь почти прямоугольный со скульптурной сеткой в виде фасеток. Брюшная пластинка гладкая. На переднем края 6 шипов, на заднем – 2 удлинённых шипа. Длина шипов варьирует. Часто шипы равной длины, иногда левый шип может отсутствовать или бывает короче.</p>

	<p><i>K. cochlearis</i></p> <p>Повсеместно распространённый вид планктонных коловраток, встречающийся практически круглогодично. Длинношипые формы характерных для холодного времени года, короткошипые – для теплого. Панцирь с плоской брюшной пластиной и выпуклой спиной.. На переднем спинном краю 6 шипов. Задний край с длинным срединным шипом.</p>
	<p><i>K. valga</i></p> <p>Обитает в небольших водоёмах в летнее время. Панцирь удлинённый, овальный, несколько вздутый с боков. Передний край панциря обрамлён шестью шипами, задний – двумя неровными шипами: левый короче правого, иногда отсутствует. У некоторых экземпляров могут отсутствовать оба шипа.</p>
	<p><i>Lepadella ovalis</i></p> <p>Встречается в различных водоёмах среди водной растительности и на илистых грунтах. Имеет овально–округлый панцирь, сплюснутый в дорзо – вентральном направлении. поверхность панциря гладкая. Брюшная сторона плоская,</p>

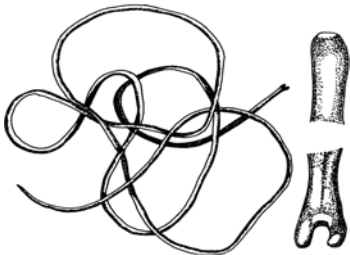
	<p>спинная – слабо выпуклая. Нога массивная. Последний членик ноги самый длинный.</p>
	<p><i>Lecane luna</i></p> <p>Один из наиболее распространённых видов коловраток пресных и солоноватых вод. Живёт среди водной растительности. Панцирь гладкий с вогнутыми передними краями. Задний сегмент округлый. Пальцы ноги разъединены до основания, сравнительно длинные, к концу суженые, переходящие в коготки. В водах Приазовья более 59 видов этого рода.</p>
	<p><i>Monostyla quadridentata</i></p> <p>Обитатель сильно заросших водоёмов. Передний спинной край панциря с двумя срединными шипами, брюшной края – с глубоким треугольным вырезом. Гладкий широко овальный панцирь с одной поперечной брюшной складкой. Боковые углы переднего края с короткими шипами. Длинный палец заканчивается коготком.</p>
	<p><i>M. bulla</i></p> <p>Вид широко распространённый в различных водоёмах, особенно заросших водной растительностью. Похож на</p>

	<p>предыдущий вид, но передние края панциря с характерным U-образным вырезом, а спинная пластинка сильно выпуклая. Палец ноги и коготок сильно варьируют по длине.</p>
	<p><i>Polyarthra vulgaris</i></p> <p>Коловратки с прямоугольным или цилиндрическим телом, почти прозрачные, бесцветные, иногда желтоватые или синеватые. Голова отграничена тонким пояском, нога отсутствует. Имеются перистые плавники, зазубренные по краям. Их длина немного больше длины тела. В пресных и слабо соленых водах Приазовья встречаются более 10 видов этого рода.</p>
	<p><i>Synchaeta trenula</i></p> <p>Представители рода – планктонные обитатели морей, озер, прудов, болот, изредка рек. Бледно-желтоватое тело коловраток коническое. Головной край почти ровный. По бокам головной части короткие округлые «ушки». Короткая нога толстая с заметными пальцами. Боковые щупальца (4) венчают коловратку сверху. Около 20 видов в азовских лиманах.</p>


	<p><i>Testudinella patina</i></p> <p>Вид обитает среди водной растительности в придонном слое и в планктоне. Панцирь сплюснутый в спинно–брюшном направлении. Передний спинной край округлый в виде выступа обрамлён мелкими щетинками. Отверстие для ноги на середине панциря. Нога червеобразная, на конце с венчиком ресничек.</p>
	<p><i>T. mucronata</i></p> <p>Вид обитает в небольших заросших водоёмах. Панцирь почти круглый с гладкой поверхностью. Передний спинной край с острым шипом посередине, а передний брюшной – с широкой срединной выемкой.</p>
	<p><i>Trichocerca longata</i></p> <p>Вид обитает в придонных и прибрежных водах среди водной растительности; встречается и в щелочных водах. Это довольно крупный вид с телом, заметно сжатым с боков. На головной части тела своеобразная корона из щетинок с пальцевидным щупальцем. Задняя часть заканчивается тонкой ногой. Длинный палец прямой и тонкий, второй палец –</p>

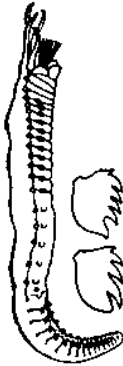
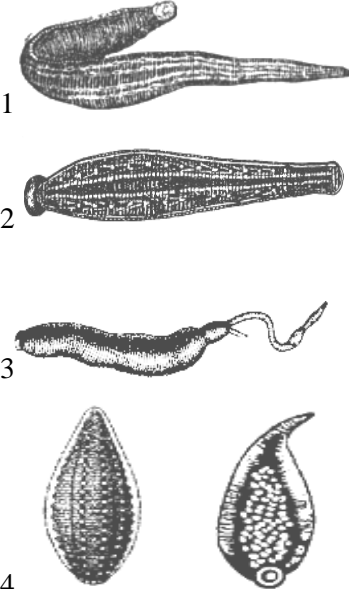
	<p>рудиментарный. У основания пальцев 3 –4 маленьких щетинки. В пресных и слабо солёных водах азовских лиманов встречается около 30 видов этого рода.</p>
--	---

Тип Волосатиковые – Nematomorpha

	<p>Группа животных с тонким нитевидным телом тёмной окраски. Длина редко превышает 20 см. Развитие с личиночной стадией, которая паразитирует на личинках насекомых.</p> <p><i>Gordius aquaticus</i> –Волосатик – обитает в бентосе прудов, озёр и лиманов среди растительных остатков</p>
---	--

Тип Annelida – Кольчатые черви

	<p>Класс Oligochaeta – Олигохеты (малощетинковые черви)</p> <p>Обитают в загрязнённых органикой водоёмах (старицы рек, лиманы, озёра, канавы и др.). Длина редко превышает 10 см, окраска бывает белой, жёлтой, красной, коричневой. Тело сегментировано.</p> <p><i>Tubifex tubifex</i> –Трубочник обыкновенный – обитает в илистых грунтах. Численность может превышать 50 тыс. на 1</p>
--	--

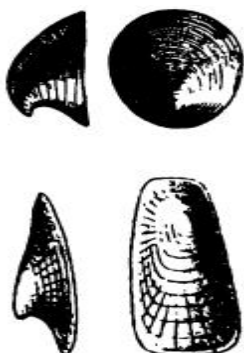
	м ² дна.
	<p>Класс Polychaeta – Полихеты (многощетинковые черви)</p> <p>Подавляющее большинство представителей класса – обитатели морских вод. В опреснённых участках Азовского моря встречается <i>Nerisaria invalida</i>, которая живёт в иле, на песчаном или ракушечном грунте на глубине 2 м и больше</p> <p><i>Nerisaria invalida</i> – внешний вид и гребенчатые щетинки.</p>
	<p>Класс Hirudinea – Пиявки</p> <p>Пиявки – кольчатые черви с не хитинизированным пигментированным телом с присосками на концах. Плавают или передвигаются, складываясь в петли и распрямляясь. Наибольшая длина до 20 см.</p> <p>Обитают в различных водоёмах. Паразитируют на животных и растениях.</p> <p>1. 2. <i>Hirudo medicinalis</i> – Пиявка медицинская (разные подвида)</p> <p>3. <i>Haemopsis sanguisuga</i> – Большая ложноконская пиявка</p> <p>4. <i>Glossiphonia complanata</i> – Улитковая пиявка вид со</p>

	<p>спинной стороны; справа: самка с прикрепленными яйцами, вид с брюшной стороны. Встречаются и другие виды.</p> <p>Всего в водах Азово-черноморского бассейна отмечено более 25 видов и подвидов пиявок.</p>
--	---

Тип Mollusca – Моллюски (мягкотелые)

Класс Bivalvia – Двустворчатые

**Класс Bivalvia –
Двустворчатые**



Ancylus sp. – Чашечки

Род двустворчатых моллюсков (5 близких видов) с раковиной в виде колпачка, не завитой в спираль. Раковина низкая, вытянутая (высота меньше половины длины), вершина раковины смещена влево.

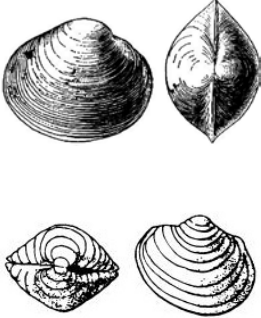
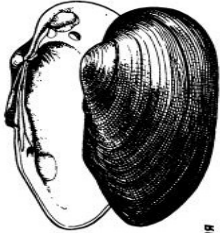

Ancylus fluviatilis – Чашечка речная – до 7 мм длины и 5 мм ширины при высоте 4 мм. Обитает только в текучих водоемах.


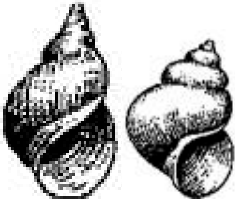
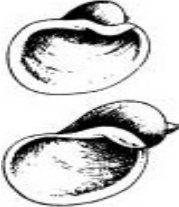
Ancylus (Acroloxus) lacustris – Чашечка озерная – длина 7–8 мм, ширина 3 мм, высота 2 мм. Встречается в стоячих водоемах на стеблях и листьях растений.




Anodonta sp. – Беззубка



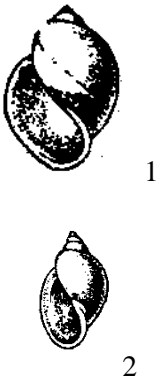
Род двустворчатых моллюсков (около 10 видов). Длина раковины до 130 мм. Створки раковины изнутри без зубов. Раковина тонкая, хрупкая, высокая и плоская.




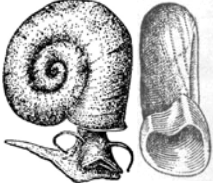
	<p>Часто встречается на грунте в реках, озёрах, прудах. Наиболее известные виды <i>Anodonta stagnalis</i> – беззубка обыкновенная; <i>A. cygnea</i> – б. лебедина; <i>A. piscinalis</i> – б. рыба; <i>A. anatina</i> – б. утиная; <i>A. cellensis</i> – б. удлинённая; <i>A. complanata</i> – б. гладкая.</p>
	<p><i>Dreissena polymorpha</i> – Дрейссена</p> <p>Раковина длиной до 30 мм с острым передним углом, клювовидной формы. Многочисленный вид в больших реках, озёрах и водохранилищах. Прикрепляется к плотным субстратам или образует колонии на песке.</p> <p>Основной вид обрастаний пресных водоёмов.</p>
	<p><i>Euglesa sp.</i> – Горошинка</p> <p>Род мелких двустворчатых моллюсков, объединяющий около 40 видов. В группу горошинок входят ещё около 10 трудноразличимых родов. Длина раковин не превышает 10 мм. Раковины с концентрическими ребрами, При длине менее 5 мм (у молоди) раковина очень плоская. Обитают моллюски в мелких стоячих водоёмах, в мягких грунтах и на песке.</p> <p>Внизу моллюски группы горошинок</p>
	<p><i>Sphaerium sp.</i> – Шаровки</p> <p>Род двустворчатых моллюсков длиной до 20 мм. От похожих раковин</p>

	<p>отличается макушкой, которая находится на середине её длины. Окраска желтая или бурая.</p> <p>Повсеместно встречаются в крупных реках на песчаном дне, в различных водоёмах среди зарослей, иногда на растениях или зарываются в илистые или песчаные грунты в прибрежных участках рек, озёр и прудов.</p> <p><i>Sphaerium corneum</i> – Шаровка роговая</p>
	<p><i>Unio pictorum</i> – Перловица обыкновенная (живописцев).</p> <p>Створки перловицы (60 –80 мм) изнутри на спинной стороне несут крупные пластинки и выступы (зубы) спереди и сзади от вершины. Раковина толстая, с явным перламутровым слоем, вытянутая и выпуклая. Обитают в крупных водоёмах на песчаной и илистом грунтах, где нет быстрого течения..</p> <p>Художники в её раковине смешивали краски, откуда и название вида.</p>
<p>Класс Gastropoda–Брюхоногие</p>	
	<p><i>Applex sahyrnorum</i></p> <p>Брюхоногий моллюск с завитком примерно равным устью. Раковина коническая, острая, оранжево –бурая, блестящая, высотой до 12 мм. Встречается 2 близких трудно различимых вида.</p> <p>Обитает в мелких, пересыхающих болотцах на опаде и детрите; изредка в</p>

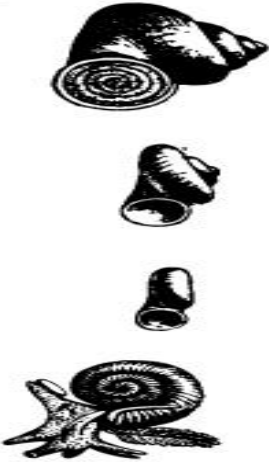


	<p>крупных водоёмах обычно в весенний период..</p>
	<p><i>Amphipeplea glutinosa</i> – Плащеноска слизистая</p> <p>Моллюск с тонкой и хрупкой раковиной светложёлтого цвета, блестящая в виде пузыря. Последний оборот сильно вздут. Высота раковины не превышает 15 мм</p> <p>Встречается в прудах и озерах с ранней весны до середины лета. К этому времени откладывает икру и отмирает.</p>
 <p style="text-align: center;">1 2</p>	<p>1. <i>Bithynia leachi</i> – битиния личи</p> <p>2. <i>Bithynia tentaculata</i> – битиния щупальцевая</p> <p>Высота желтовато–бурой раковины 10–12 мм. Встречаются на прибрежных камнях, в иле, в пазухах листьев водных растений в текущих и замкнутых водоёмах. Могут закрывать отверстие раковины известковой крышечкой. Охотно поедают зелёный налёт водорослей на подводных предметах. Закрывают отверстие раковины известковой крышечкой.</p>
	<p><i>Lymnaea auricularia</i> – Ушковый прудовик</p> <p>Раковина округло–ухообразная, светложелтого цвета. Высота и ширина раковины приблизительно равны (высота 25–49 мм, ширина 20–30 мм).</p> <p>Живёт на песчаном грунте и на камнях в реках с быстрым течением и в</p>

	<p>прибойной зоне озёр. Реже встречается в зарослях прудов у поверхности воды. В разных водоёмах форма и размеры варьируют.</p>
	<p><i>Lymnaea (Galba) truncatula</i> – Прудовик малый</p> <p>3 близких вида. Верхний угол устья закруглён, шов глубокий, пупок в воде отверстия. Высота не превышает 12 мм.</p> <p>Встречается на любых субстратах: в лужах и ручьях, каналах с глинистым дном, часто в пересыхающих, сточных канавах..</p>
	<p><i>Limnaea glabra</i> – Прудовик глабра</p> <p>Раковина толстостенная, высокая, темножелтого цвета. Высота раковины до 18 мм, а высота устья до 5 мм.</p> <p>Встречается повсеместно в мелких водоёмах, в пересыхающих лужах, поймах рек, в небольших прудах.</p>
	<p><i>Lymnaea (Stagniconica) palustris</i> – Прудовик болотный</p> <p>Высота раковины до 35 мм. Завиток по высоте больше устья, шов глубокий, раковина при высоте 20 мм имеет 5–7 оборотов. 3 близких вида.</p> <p>Распространен в мелких болотах, реже в прудах и озёрах.</p>
	<p><i>Lymnaea (Radix) ovata</i> – Прудовик</p>

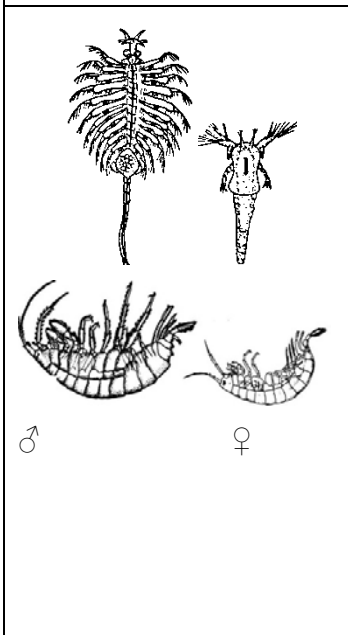
	<p>яйцевидный (овальный)</p> <p>Завиток составляет около трети высоты устья. Высота до 27 мм.</p> <p>В прудах, озёрах, водохранилищах, медленных реках на гнске, иле, детрите и водных растениях; известны 4 близких вида</p>
	<p><i>Lymnaea stagnalis</i> – Обыкновенный или большой прудовик.</p> <p>Широко распространённый вид водоёмов, где встречается на растениях и илах. Два мало различимых вида. У особой более 40 мм последний оборот очень расширен. Раковина желтоватая, высотой до 70 мм. Встречается в заросших прудах, старицах, временных водоёмах, в запрудах, лиманах, озёрах и в прибрежной зоне больших рек.</p>
	<p>1. <i>Physa fontinalis</i> – Физа пузырчатая</p> <p>2. <i>Physa acuta</i> – Физа пузырчатая</p> <p>Моллюск с тупым завитком, который в 2–4 раза короче устья. Раковина желтая, полупрозрачная, высотой до 10 мм. У живой улитки с боков раковина прикрыта языками мантии. 2 близких вида.</p> <p>Обитает обычно в реках, озёрах и прудах, где предпочитает растения.</p>
	<p><i>Planorbis (Anisus) spirorbis</i> – Катушка спиральная</p> <p>Высота устья больше ширины, обороты сплющены, с нижней стороны</p>

	<p>раковины глубокий воронковидный пупок. Ширина до 7, высота до 2 мм.</p> <p>В лужах, болотах, заросших ручьях, речных запрудах.</p>
	<p><i>Planorbis (Anisus) septemgyratus</i> – Катушка семикрутная</p> <p>Группа брюхоногих моллюсков (5 видов) с устьем по высоте примерно равным ширине. Обороты нарастают медленно: при ширине 5 мм около 4 оборотов. Ширина не превышает 8, высота до 1,5 мм. Обычный вид в пойменных болотах на детрите, опад и осоке.</p>
	<p><i>Planorbis crista</i> – Гребенчатая катушка</p> <p>Полупрозрачная светлая матовая раковина с острыми и поперечными ребрышками. 3 –4 оборота сверху плоские, снизу глубокая впадина. Диаметр не превышает 4 мм. Редкий вид. В мелких стоячих водоёмах и в прибрежных ручьевых и речных зарослях.</p>
	<p><i>Planorbarius corneus</i> – Роговая катушка.</p> <p>Раковина закрученная в одной плоскости диаметром до 35 мм. Раковина оливково –коричневого цвета. а нога и туловище чаще всего сине –чёрные. На голове пара нитевидных щупалец.</p> <p>В прибрежной зоне озёр, в прудах,</p>

	<p>старицах, канавах и др. малопроточных водоёмах в бентосе.</p>
	<p><i>Planorbis carinatus</i> – Катушка килевая.</p> <p>Раковина равномерно выпуклая с обеих сторон с 4–5 оборотами. Последний оборот вдвое шире предыдущего, и по его середине проходит острый киль. Диаметр раковины до 17 мм. Цвет янтарный или светлокориичневый.</p> <p>Встречается повсеместно в прудах и озерах с чистой водой.</p> <p>А – вид сбоку; Б – вид сверху.</p>
	<p><i>Planorbarius planorbis</i> – Катушка окаймлённая.</p> <p>Моллюск диаметром до 20 мм. Встречается в стоячих и малопроточных водоёмах на нижней стороне листьев водяных лилий и кубышек.</p> <p>Темнокоричневая раковина с 5–6 оборотами, выпуклыми сверху и с глубоким швом. Устье яйцевидное. На нижней стороне последнего оборота нитевидный киль.</p>
	<p><i>Planorbis nitidus</i> – Блестящая катушка</p> <p>Коричневая раковина, сверху выпуклая, снизу плоско-вогнутая с глубоким пупком. По нижней стороне последнего оборота проходит киль. Устье сердцевидное. Диаметр раковины 4,5 мм, высота 1,5 мм.</p> <p>Живёт в мелких заросших лужах и в</p>

	луговых болотах.
	<p><i>Valvata sp.</i> – Затворки</p> <p>Род брюхонигих моллюсков с раковиной высотой до 12 мм. Окраска бурая с оливковым оттенком. Встречаются на илистом грунте, водных растениях в реках, озерах, прудах.</p> <p><i>Valvata piscinalis</i> – затворка писциналис;</p> <p><i>Val. macrostoma</i> –затворка макростома;</p> <p><i>Val. cristata</i> – затворка кристата, высунувшаяся из раковины. На её ноге запирающая роговая крышечка.</p>
<p>1</p>  <p>2</p> 	<p>1. <i>Viviparus contectus</i> –Лужанка живородящая</p> <p>Раковина спирально завитая, в виде тупого конуса. Цвет желтовато–бурый, по завиткам идут три темно – коричневые полосы. Высота раковины до 40 мм</p> <p>2. <i>Viviparus viviparus</i> –Живородка речная</p> <p>Моллюск с раковиной шириной до 25 мм. У молодых высота меньше ширины, часто с тремя тёмными спиральными полосами.</p> <p>В реках, озёрах и прудах на дне и растениях. Питаются растительностью и детритом.</p>
<p>Тип Arthropoda Членистоногие</p>	

Класс Crustacea Ракообразные

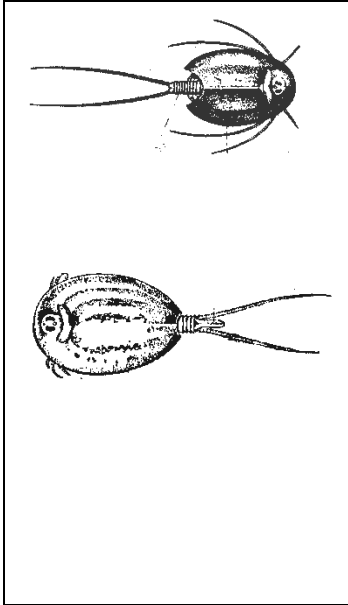


Отряд Phylloroda – Листоногие раки

Тело чётко разделяется на головной, грудной и брюшной отделы. Грудной отдел состоит из 11, иногда 17–19 сегментов. с парой листовидных ножек.

Artemia salina – Артемия её науплиус. В водоёмах с солёностью выше 10‰. Длина до 15 мм.

Branchipus stagnalis –Бранхипус (жаброног) – рачок длиной до 10 мм. Во временных пересыхающих водоемах



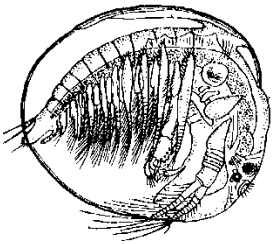
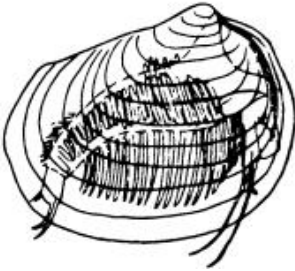
Отряд Phylloroda – Листоногие раки

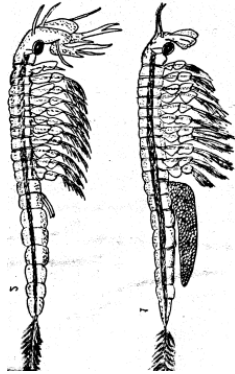
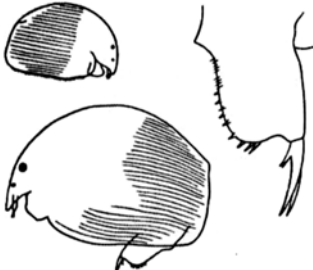

Triops cancriformis – Щитень летний (обыкновенный)

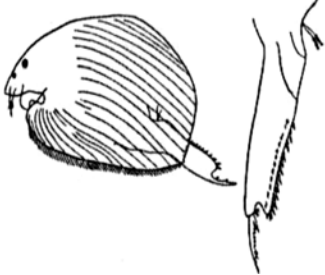
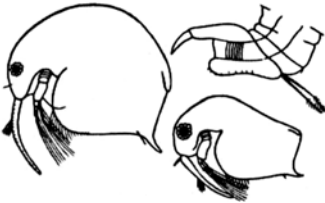
Lepidurus apus – Щитень весенний


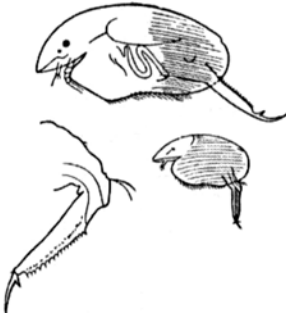

Рачки с вытянутым и сжатым в спинно–брюшном направлении телом, покрытым мягким хитиновым щитом. На конце брюшка два длинных нитевидных придатка. Нападают на личинок и молодь рыб.



Массового развития достигают в мелких прудах и других

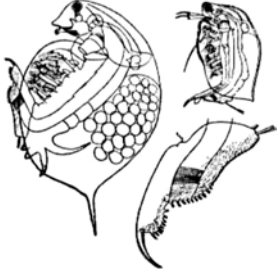
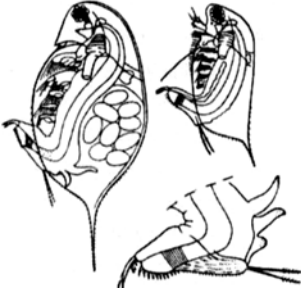
	временных водоёмах с весны до осени.
	<p>Отряд Phyllopoda – Листоногие раки</p> <p><i>Linceus sp.</i> – Линцеус – ракообразное с телом сжатым с боков и заключённым в почти шарообразную двустворчатую раковину. Голова большая с длинным носиком, 10–12 пар грудных ножек. Длина рачка до 5 мм.</p> <p>Ранней весной в мелких временных водоёмах</p>
	<p>Отряд Phyllopoda – Листоногие раки</p> <p><i>Syzicus (Esteria) tetracerum</i> – Цизикус</p> <p>Небольшой рачок длиной 10–12 мм. с плоским, заключённым в двустворчатую прозрачную розовато–зеленоватую раковину с концентрическими линиями прироста – количества линек. Грудных ножек 20 пар. Роется в грунте в поисках мелких организмов. Яйца хорошо переносят высыхание и замерзание.</p> <p>Ранней весной в мелких временных водоёмах.</p>

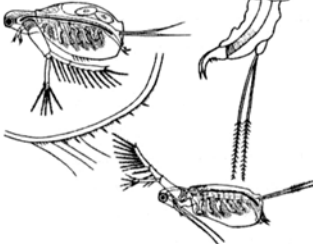
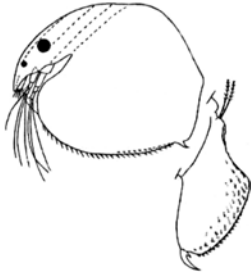
	<p>Отряд Phyllopoda – Листоногие раки</p> <p><i>Streptocephalus torvicornis</i> – Стрептоцефалус.</p> <p>В водоёмах степной зоны с низкой минерализацией. Длина до 30 мм, масса до 270 мг. Питается фито – и бактериопланктоном.</p> <p>Вверху самка с яйцевым мешком.</p>
<p>Отряд Cladocera –Ветвистоусые раки (по Мануйловой Е.Ф., 1964)</p>	
	<p><i>Alona rectangularis</i></p> <p>Обитает в придонных слоях водоёмов с повышенной щелочностью и в солончатых водоёмах. Тело овальное с выпуклым спинной стороной. Голова низкая, рострум тупой и короткий. Постабдомен короткий, высокий, угловатый на переднем конце, с двумя рядами зубцов (7–8). Длина самок 0,2–0,5, самцов – 0,2–0,3 мм.</p>
	<p><i>Alonella excisa</i></p> <p>Характерный вид зарослей прудов и других мелких водоёмов. Раковина с заметной продольной исчерченностью, с выпуклой спинной стороной. Голова небольшая со слабо заостренным рострумом. Передняя часть</p>


	<p>постабдомена почти прямая с десятью короткими парными зубчиками. Коготки с двумя шипиками у основания. Длина самок 0,3–0,4, самцов – около 0,3 мм.</p>
	<p><i>Alonopsis longata</i></p> <p>Широко распространенный вид, обитающий среди прибрежных зарослей олиготрофных водоёмов. Форма тела удлинённо-овальная с выпуклым спинной стороной. Нижний край покрыт небольшими щетинками. Небольшая голова с тупым коротким рострумом. Сверху створки испещрены продольными полосками. Коготки с шипом у основания. Длина самок 0,9–1,0, самцов – 0,6–0,7 мм</p>
	<p><i>Bosmina longirostris</i></p> <p>Один из наиболее широко распространённых видов разных водоёмов, в том числе слабокислых и солоноватых. Спинной край тела почти правильно округлый, брюшной – почти прямой. Антеннулы короткие, изогнутые в виде хоботка, несут 9 пучков щетинок. Постабдомен в виде прямоугольной удлинённой пластинки. Длина самок 0,2–0,6, самцов – 0,2–0,4 мм.</p>
	<p><i>Bythotrephes longimanus</i></p>

	<p>Обитатель крупных олиготрофных водоёмов, но встречается и в прудах, сильно прогреваемых и эвтрофированных. Полукруглая голова отграничена от туловища глубокой выемкой на спинной стороне. Крупный глаз занимает большую часть головы. Постабдомен заметно отделён от туловища, двух–трех членистый, трубкообразный. Длина самок без хвостового стебля 2–5 мм, самцов 1,8–4,0 мм, а с хвостовым стеблем самок и самцов длина достигает 7,0 мм.</p>
	<p><i>Camptocercus rectirostris</i></p> <p>Обитатель различных водоёмах, поросших растительностью (пруды, водохранилища, болота и др.). Тело сильно сжато с боков. Голова маленькая с коротким рострумом. Постабдомен длинный. Нижний край с 15–17 короткими зубцами. Коготки длинные, с крупным шипом у основания. Длина самок 1,0–1,4, самцов – около 1 мм.</p>
	<p><i>Ceriodaphnia reticulata</i></p> <p>Обитает повсеместно в пресных и солоноватых мелких водоёмах. Маленькая голова отделена от туловища. На заднем конце тела небольшой заострённый выступ в виде шипа. Рострум отсутствует. Коготки у основания абдомена вооружены гребешком их 2–7</p>

	зубцов. Длина самок 0,8–1,5, самцов – 0,5–0,8 мм.
	<p><i>Chydorus sphaericus</i></p> <p>Наиболее распространенный и встречающийся повсеместно в зарослях рек, озёр, прудов, лиманов и мелких водоёмов. Створки шаровидные. Голова узкая с длинным заострённым рострумом. Постабдомен короткий, широкий с двумя рядами зубчиков. Коготки слабоогнутые, с двумя шипиками у основания. Длина самок 0,3–0,5, самцов – 0,3–0,4 мм.</p>
	<p><i>Daphnia longispina</i></p> <p>Массовый вид прудов, лиманов и водохранилищ. Встречается при заметном загрязнении. Форма головы различна. Верхний её край округлый или шлемообразно вытянутый. Рострум сильно заострённый. Коготки длинные, тонкие. Нижний край их без зубцов. Длина самок 1,3–4,0, самцов – 1,1–1,8 мм.</p>
	<p><i>Daphnia magna</i></p> <p>Обитатель мелких водоёмов (пруды, озёра, водохранилища, лиманы). Встречается в солоноватых водоёмах. Предпочитает прибрежную водную растительность. Абдоминальные выросты хорошо</p>

	<p>развиты. Постабдомен вытянут, с двумя характерными выемками. Коготки крупные без зубчиков. Длина самок 2,6–6,0, самцов – 2,0–2,2 мм.</p>
	<p><i>Daphnia pulex</i></p> <p>Обычный обитатель пелагиали озёр, водохранилищ, малопроточных лиманов, прудов, мелких, сильно загрязненных водоёмов. Голова низкая, часто с выпуклостью над глазом. Головной панцирь со створкой туловища образуют заметный выступ. Крупный глаз на переднем краю головы. Рострум острый, вытянутый. Абдоминальные выросты хорошо развиты, хвостовые щетинки короткие. Вдоль вогнутого края коготков гребешок из 8–9 зубчиков. Длина самки 3–4, самцов – 0,4–1,5 мм.</p>
	<p><i>Diaphanosoma brachyurum</i></p> <p>Вид распространён в разных водоёмах (реки, озёра, лиманы, пруды и др.), где населяет поверхностные слои воды и заросли. Голова удлинённая, узкая, заметно отделена от туловища, без рострума. Абдоминальные отростки отсутствуют. Небольшой abdomen</p>

	<p>почти конической формы. Вооружение вдоль нижнего края постабдомена отсутствует. Коготки крупные, сильно изогнутые, с тремя увеличивающимися по направлению к постабдомену зубцами. Длина самок 0,8–1,3, самцов – 0,7– 0,8 мм.</p>
	<p><i>Dunhevedia crassa</i></p> <p>Обитатель мелких пресных и солоноватых водоёмов. Створки овальные с полукруглым верхним краем. Брюшная сторона почти прямая. Снизу острый зуб. Рострум слабо заострённый. Нижний край постабдомена несёт два ряда мелких зубчиков (15–18). Коготки с одним шипом у основания. Длина самок 0,4–0,6, самцов – 0,3–0,4 мм.</p>
	<p><i>Eurycercu slamellatus</i></p> <p>Широко распространённый вид, живущий в зарослях различных водоёмов. Голова с коротким рострумом, загнутым книзу и заострённым в виде клюва. Большой и высокий постабдомен пилообразно вооружён мелкими равными зубчиками (100–120). У основания коготков мелкие шипики. Коготки с двумя базальными шипами. Длина самок 1,0–1,4, самцов – около 1,0 мм.</p>

	
	<p><i>Graptoleberistes tudinaria</i></p> <p>Обитает в зарослях различных водоёмов. Спинная сторона полукруглая, брюшная – почти прямая, покрытая многочисленными щетинками. Лопатообразный, «утиный» рострум направлен вперед. Постабдомен у основания сильно расширен, вооружен 9–12 мелкими зубчиками. Коготки с маленьким шипиком у основания. Длина самок 0,5–0,7, самцов – 0,4–0,5 мм.</p>
	<p><i>Kurzia latissima</i></p> <p>Поверхность створок в виде продольных полосок. Небольшая голова с длинным заострённым и направленным вниз рострумом. Длинный узкий постабдомен книзу суживается. Коготки длинные, слабоизогнутые, с небольшим шипом у их основания. Длина самок 0,5–0,6, самцов – 0,4 мм.</p>



Leptodora kindtii

Наиболее узнаваемый вид – обитатель открытой части озёр, водохранилищ, изредка прудов. Встречается в кислых и солоноватых водоёмах. Тело почти прозрачное. Передние антенны на концах слегка расширены. Все членики антенн покрыты длинными оперёнными плавательными щетинками. Брюшко длинное, коготки крупные, изогнутые. Длина самок 2,0–10,0, самцов – 27 мм.



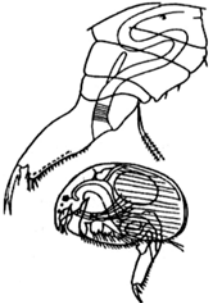



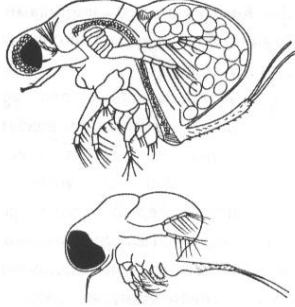

Leydigialey digii


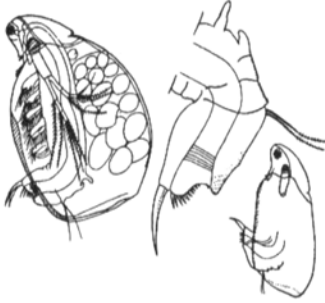
Вид распространён на иловых грунтах различных водоёмов. Створки овальные с выпуклыми спинным и задним краями. Нижний край покрыт щетинками. Сильно расширенный постабдомен снизу несёт ряд мелких зубчиков и пучки щетинок неодинаковой длины. Коготки длинные, узкие, слабоизогнутые, с одним коротким шипиком у основания. Длина самок 0,7–1,0, самцов – 0,6–0,8 мм.

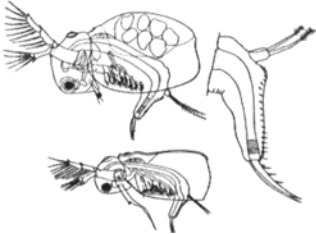
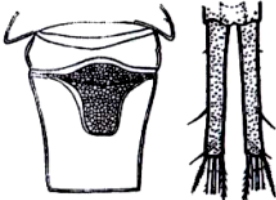
Macrothrix spinosa

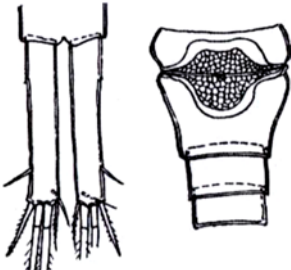
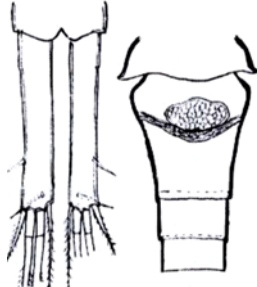
Обитатель мелких заросших водоёмов. Мелкий вид с телом овальной формы. Спинной край головы и створок зубчатые. Антеннулы короткие, слегка изогнутые, расширенные в конце.

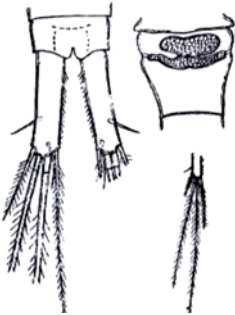
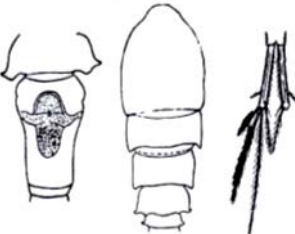
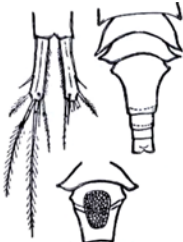
	<p>Постабдомен короткий, широкий с рядом зубчиков. Длина самок 0,3–0,5, самцов – около 0,3 мм.</p>
	<p><i>Moina rectirostris</i></p> <p>Обитает в прудах, лиманах, озёрах, низовьях рек, солоноватых водоёмах. Встречается в сильно загрязнённых водоёмах. Туловище округлое с маленькой суженной головой. Антеннулы отходят от середины нижнего края головы. Постабдомен с 9–15 зубчиками, из которых 1 длинный, двухвершинный, остальные треугольные, короткие одноразмерные. Длина самок 1,2–1,6, самцов – 0,8–1,0 мм.</p>
	<p><i>Oxyurlla tenuicaudis</i></p> <p>Обитатель зарослей различных водоёмов. Тело эллипсоидное; брюшной край слегка вогнутый. Передняя часть постабдомена прямая или слабо вогнутая с 10–20 зубчиками. Коготки с шипиком у основания. Длина самок 0,6, самцов – около 0,4 мм.</p>
	<p><i>Pleuroxus aduncus</i></p>

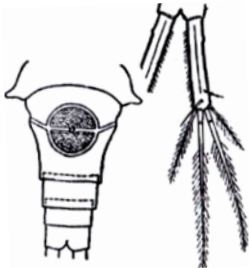
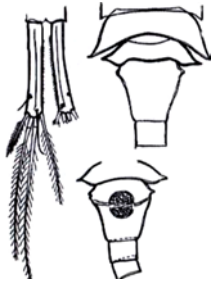
	<p>Обычный вид водохранилищ, озёр и прудов. Форма тела почти округлая. Задний край почти прямой. Створки с ретикуляцией в виде продольных полос на спинной стороне. Брюшной край в передней части покрыт мелкими зубчиками, а задней – щетинками. Рострум сильно заострённый. Постабдомен короткий и высокий. Передняя часть сильно выпуклая, с двумя рядами зубчиков (12–13). Длина самок 0,6–0,7, самцов – 0,4 мм.</p>
	<p><i>Polyphemus pediculus</i></p> <p>Раковина редуцированная, полукруглая, направленная назад. Тело короткое, толстое. Голова удлинённая, от туловища отграничена глубоким вдавливанием. Очень крупные глаза. Постабдомен короткий, переходящий в длинный хвостовой стебель, покрытый шипиками и несущий длинные неоперённые хвостовые щетинки. Длина самок 1,2–1,8, самцов – около 0,9 мм.</p>
	<p><i>Rhynchota lonarostrata</i></p> <p>Обитатель придонных слоёв водохранилищ, прудов, болот и других малопроточных водоёмов. Удлиненно-овальные створки покрыты поперечными и продольными полосами. Спинная сторона выпуклая. Нижний край</p>



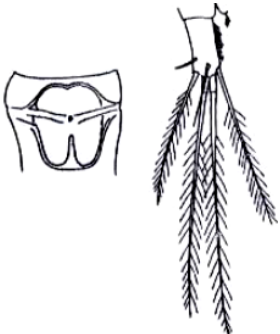
	<p>головы S –образно изогнут. Сжатый с боков постабдомен короткий, но высокий. Его выпуклая часть несёт два ряда по 10 –13 зубцов. Длинные коготки с мелкими шипиками у основания. Длина самок и самцов – 0,4–0,5 мм.</p>
	<p><i>Scapholeberis mucronata</i> Обитатель мелких водоёмов и прибрежных частей рек и озёр. Чувствителен к загрязнению воды. Олигосапроб. Почти прямой брюшной край спереди образует треугольный выступ, сзади несёт длинный шип. Передняя часть головы вытянута в длинный рогообразный вырост. Рострум тупой. Длина самок 0,8–1,2, самцов – 0,5–0,8 мм.</p>
	<p><i>Simocephalus vetulus</i> Широко распространённый вид прибрежных зон прудов, озёр и водохранилищ среди водной растительности, к листьям и стеблям которой прикрепляется присосками. Тело широкоовальное. Задний край прямой. Голова не пропорционально маленькая, отделена от туловища небольшой выемкой. Постабдомен высокий с сильно выступающим углом на нижнем краю и 9–10 зубцами вокруг анального отверстия. Длина самок 1,8 –3,0, самцов – 1,2 –1,5</p>


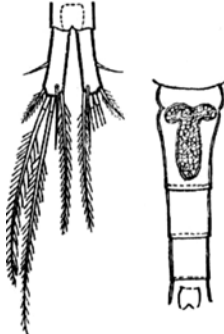
	мм.
	<p><i>Syda crystallina</i></p> <p>Этот вид обитает в озёрах, водохранилищах и чистых прудах среди водной растительности с плавающими листьями. Широкая округленная спереди голова отделена от туловища. Короткий острый рострум направлен вниз. Коготки длинные, составляют до половины длины постабдомена. На их нижнем крае четыре шипика. Длина самок 2,5–4,0 мм, самцов – 1,5–1,8 мм.</p>
	<p><i>Acanthocyclops bicuspidatus</i></p> <p>Обитатель пелагиали солоноватых лиманов. Генитальный сегмент объёмистый, суживающийся кзади. Фуркальные ветви почти параллельные; их длина в 6–7 раз больше ширины. Боковые щетинки прикреплены ближе к середине внешнего края. Внутренняя крайняя щетинка может быть длиннее внешней крайней шипообразной щетинки. Всё тело может быть покрыто мелкими шипиками. Длина самок 0,9–1,7, самцов – около 1 мм.</p>
	<p><i>Acanthocyclops bisetosus</i></p> <p>Обитает в мелких временных водоёмах, в том числе прудах и озёрах, где придерживается пелагиали. Задний отдел</p>

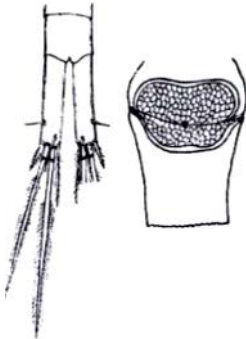
	<p>семенного мешка обширнее переднего. На переднем спереди 2 бугорка. Фуркальные ветви параллельные; их длина в 5–7 раз более ширины. Боковые щетинки прикреплены кзади от середины внешнего края, близко от его заднего конца. Внутренние фуркальные щетинки заметно короче внешних шипообразных. Длина самок 1,0–1,5, самцов – около 1,0 мм.</p>
	<p><i>Acanthocyclops vernalis</i></p> <p>Обитатель слабопроточных водоёмов (реки, пруды, лиманы, озёра, болота, лужи), где предпочитает придонные и прибрежные места. Тело короткое. Задние углы заднего сегмента вытянуты. Семенной мешок с овальным передним и очень маленьким задним отделами. Фуркальные ветви почти параллельные. Крайние внутренние фуркальные щетинки несколько длиннее внешних или равны им. Длина самок 1,0–1,8, самцов – 1,0–1,2 мм.</p>
	<p><i>Acantocyclops viridis</i></p> <p>Обитатель самых разных постоянных и временных водоёмов. Предпочитает заросли макрофитов прудов, озёр и лиманов. Тело короткое. Семенной мешок с варьирующими очертаниями. Фуркальные ветви</p>

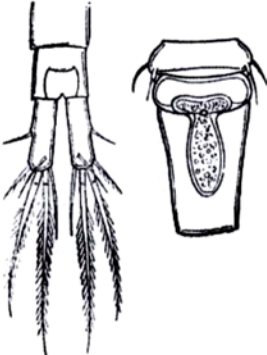
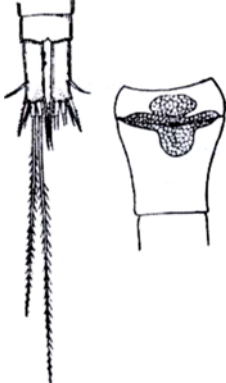
	<p>почти параллельные. Их дина в 2,5–4,0 раз превышает ширину. Внутренние края с рядом довольно крупных волосков. Боковые щетинки прикреплены к заднему внешнему краю ветвей на 1/3–1/4 длины. Длина самок 1,5–2,0, самцов 1,4–1,6 мм.</p>
	<p><i>Cyclops furcifer</i></p> <p>Вид обитает в мелких водоёмах (заросшие пруды, болота, лужи и д.п.). Туловище расширено в переднем отделе; головогрудь коротка. Семенной мешок удлинённый. Фуркальные ветви тонкие, очень длинные, умеренно расходящиеся. Внутренние края фуркальных ветвей с рядами волосков, немного не достигающих до основания.</p>
	<p><i>Cyclops scutifer</i></p> <p>Пелагический озёрный вид. Встречается в мелких олиготрофных водоёмах; в эвтрофных отсутствует. Тело удлинённое. Предпоследний грудной сегмент сильно расширен, с заострёнными боковыми выростами. Фуркальные ветви короткие, со сплошным рядом волосков на внутренних краях. Длина самок 1,1–1,4, самцов 1,0–</p>

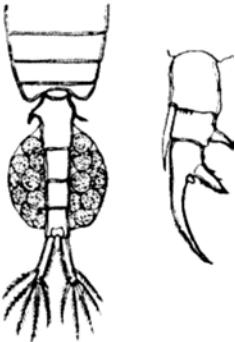
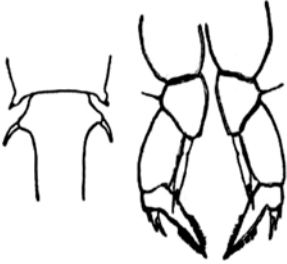
	1,3 мм.
	<p><i>Cyclops strenuus</i></p> <p>Характерный обитатель мелких временных водоёмов, хотя встречается и в прудах и других непостоянных водоёмах. Генитальный сегмент расширен спереди, а кзади равномерно суживается. Семенной мешок овальный, почти круглый. Фуркальные ветви с продольной складкой на спинной поверхности. Внутренние края фуркальных ветвей покрыты сплошным рядом волосков. Длина самок – 1,4–2,3, самцов 1,0–1,6 мм.</p>
	<p><i>Cyclops vicinus</i></p> <p>Пелагический вид эвтрофных водоёмов, главным образом, озёр. Встречается и в мелких стоячих водоёмах и слабопроточных реках. Предпоследний грудной сегмент крупный, с оттянутыми заострёнными углами. Фуркальные ветви длинные со сплошным рядом волосков на внутренних краях. Длина самок 1,2–2,2 мм, самцов 1,1–1,5 мм.</p>
	<p><i>Eucyclops serrulatus</i></p> <p>Обитает в придонных слоях стоячих и слабопроточных водоёмов, предпочитая заросли высшей водной растительности. Обычный вид различных мелких</p>

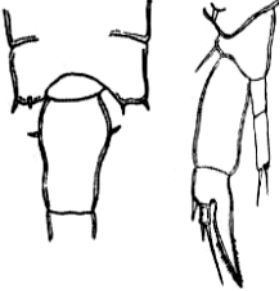
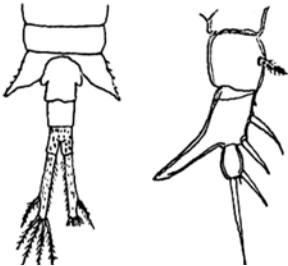
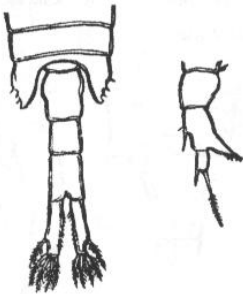
	<p>водоёмов. Генитальный сегмент значительно расширен. Длина фуркальных ветвей в 4–6 раз превышает их ширину. На внешних краях ветвей ряд мелких шипиков, образующих «пилу». Средние фуркальные щетинки в 2 раза длиннее крайних.</p>
	<p><i>Macrocyclus albidus</i></p> <p>Встречается в заросшей макрофитами литоральной части слабопроточных рек, озер, прудов, лиманов и мелких водоёмов. Передний отдел наиболее широк в середине длины тела. Семенной мешок состоит из двух отделов – овального переднего и короткого заднего полукруглых мешков. Фуркальные ветки в 2,5–3,0 раза длиннее ширины. Внутренние края не несут волосков. Длина самок 1,5–2,5 мм, самцов – 1,0–1,3 мм.</p>
	<p><i>Macrocyclus fuscus</i></p> <p>Обитатель зарослей макрофитов прибрежной зоны слабопроточных рек, озер, лиманов, прудов, болот, луж и других водоёмов. Самки крупнее самцов: длина до 4 мм, а самцы – не более 2,5 мм. Все фуркальные щетинки густо оперены. Средние щенки более развиты, чем крайние. Фуркальные ветви короткие и толстые;</p>

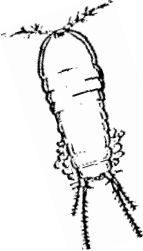
	<p>внутренние края несут ряд густо расположенных волосков. Семенной мешок с вдавленным передним отделом и задним отделом в виде двух отвисающих мешков.</p>
	<p><i>Mesocyclops leucarti</i></p> <p>Вид встречается в различных водоёмах – от мелких луж до крупных озёр в составе пелагического планктона. Обычный компонент прудового планктона. Туловище относительно широкое. Генитальный сегмент удлинён. Семенной мешок объёмистый. Фуркальные ветви почти параллельны. Их длина в 3 раза превышает ширину. Внутренние крайние фуркальные щетинки обычно в два раза превышают длину внешних крайних. Длина самок 0,9 – 1,3, самцов 0,8 – 1,0 мм.</p>
	<p><i>Mesocyclops oithonoides</i></p> <p>Обычный вид пелагиального сообщества озёр и лиманов, встречается и в их прибрежных зонах, хотя большой численности не достигает. Имеет очень стройное удлинённое тело. Генитальный отдел удлинённый. Его длина в 1,5 раза превышает наибольшую ширину. Семенной мешок молотообразной формы. Фуркальные ветви значительно</p>

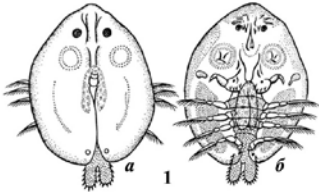

	<p>расходящиеся, без волосков на внутреннем крае. Боковые щетинки прикреплены на середине внешнего края. Из крайних фуркальных щетинок внутренние в 3 раза длиннее внешних. Длина самок 0,9 – 1,0, самцов – 0,6 – 0,7 мм.</p>
	<p><i>Microcyclops bicolor</i></p> <p>Встречается в основном в мелких заросших макрофитами водоёмах и в прибрежных частях озёр и лиманов. Передний отдел тела широкий овальный, слегка сплюснутый в спинно–брюшном направлении, относительно короткий и толстый. Генитальный сегмент удлинённый. Семенной мешок объёмный, широкий. Фуркальные ветви почти параллельные, в 4 – 5 раз больше ширины. Средние фуркальные щетинки толстые и короткие, густо оперенные. Крайние внутренние щетинки в 2 раза и более длиннее внешних крайних. Длина самок 0,6 – 0,8, самцов 0,5 – 0,7 мм.</p>
	<p><i>Microcyclops gracilis</i></p> <p>Обитатель заросших макрофитами водоёмов. Стройное тело. Генитальный сегмент удлинённый. Его длина вдвое больше ширины. Семенной мешок молотообразный. Фуркальные ветви слегка расходящиеся, часто почти</p>

	<p>параллельные. Боковые щетинки хорошо развиты, прикреплены на середине внешнего края. Внутренние щетинки в два раза превышают длину внешних крайних. Средние фуркальные щетинки короткие, сильно утолщенные. Длина самок 0,7 – 0,8, самцов – 0,6 – 0,7 мм.</p>
	<p><i>Microcyclops varicanus</i></p> <p>Обычный вид мелких заросших макрофитами водоёмов. Передний отдел тела овальный, относительно широкий и удлинённый. Задний грудной сегмент по бокам с длинной щетинкой. Генитальный сегмент удлинённый. Семенной мешок не имеет постоянной формы; нередко образует объёмистые округлые боковые выросты и принимает крестообразную форму. Фуркальные ветви в 3–4 раза более их ширины. Боковые щетинки прикреплены кзади в начале 1/3 длины внешнего края. Средние фуркальные щетинки хорошо развиты. Длина самок 0,6 – 1,0, самцов – 0,5 – 0,6 мм.</p>
	<p><i>Calanipeda aquae dulcis</i></p> <p>Вид обитает в опреснённых</p>

	<p>участках Азовского моря, в устьях рек, впадающих в море, в лиманах, а в самом море отсутствует. Стройная головогрудь равномерно суживается кпереди и кзади. Брюшко самок состоит из четырёх сегментов. Генитальный сегмент несколько короче двух следующих брюшных сегментов. Фуркальные ветви удлинённые, тонкие. Внутренние края их опушены тонкими волосками. На конце ветвей по пяти оперённых длинными щетинками шипов (в виде пальцев рук). Длина самок 1,2–1,5, самцов – около 1,0 мм.</p>
	<p><i>Diaptomus amblyodon</i></p> <p>Этот вид характерен для мелких временных хорошо прогреваемых водоёмов. Головогрудь суживается кзади. Задний грудной сегмент со слабо развитыми углами, вооруженными коротким шипом. Генитальный сильно расширенный сегмент несёт крупные шипы по бокам. Передние антенные достигают до конца головогруды. Длина самок без фуркальных щетинок 3,7–5,0, самок – 2,7–4,0 мм.</p>
	<p><i>Diaptomus coeruleus</i></p> <p>Типичный компонент планктона прудов и других мелких слабопроточных водоёмов. Теплолюбив. Удлинённая головогрудь со следами</p>

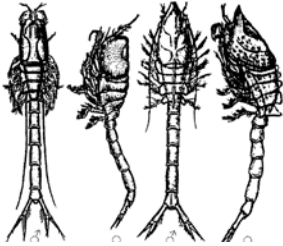
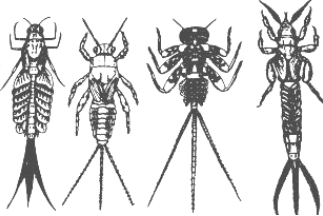
	<p>расчленения двух задних сегментов. Задний грудной сегмент со слабо развитыми лопастями. Каждая лопасть несёт пару сенсорных шипов. Сенсорными шипами снабжен и генитальный сегмент. Передние антенные достигают конца фуркальных щетинок. Длина самок с фуркальными щетинками 1,7 – 1,1, самцов – 1,4 – 1,6 мм.</p>
	<p><i>Eurythemora affinis</i> Обитатель пресных и солоноватых вод. Задний грудной сегмент с крупными, треугольными лопастями, которые концами достигают генитального сегмента. Внешние края лопастей снабжены несколькими мелкими щетинками. Генитальный сегмент сильно расширенный, в переднем отделе с выростами. Спинная поверхность ветвей густо покрыта короткими шипиками. Такие же шипики есть на спинной поверхности заднего брюшного сегмента. Длина самок 1,5 – 1,8, самцов – 1,2 – 1,5 мм.</p>
	<p><i>Eurythemora velox</i> Обитает в пресных и солоноватых водах морей, лиманов, устьев рек, впадающих в моря. Головогрудь утолщённая. Хадний грудной сегмент с характерными лопастями, вооруженными мелкими щетинками. Генитальный сегмент расширен по бокам.</p>

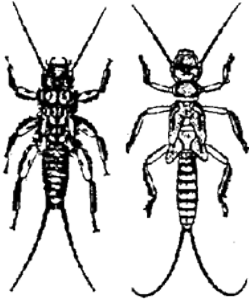
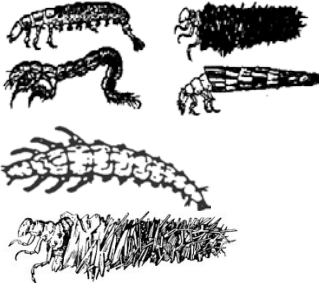
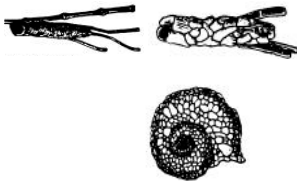
	<p>Фуркальные ветви немного длиннее генитального сегмента. Внутренние края ветвей снабжены рядом волосков. Длина самок без фуркальных щетинок 1,3–2,2, самцов – 1,2–1,8 мм.</p>
	<p><i>Heterocopec aspia</i></p> <p>Вид характерный для пелагиали Азовского моря; встречается в лиманах и прудах. Имеет стройную удлинённую головогрудь и удлинённое брюшко. Фуркальные ветви почти параллельны. Фуркальные щетинки расположены по три на каждой ветви. Передние антенны почти достигают заднего конца брюшка. Длина самок с фуркальными щетинками 1,7–19, самцов – около 1,5 мм</p>
	<p>Отряд Harpacticoida – Гарпактикоида</p> <p>Представители отряда имеют узкое удлинённое тело длиной менее 1 мм. Головогрудь незаметно переходит в abdomen. Передние антенны короткие, из 5–8 члеников. У самца антенны превращены в хватательные органы. У самки 1 яйцевой мешок. Большинство видов ведёт бентический образ жизни</p> <p><i>Brycamptus</i> sp.</p>
	<p>Отряд Branchiura – Карпоеды</p>

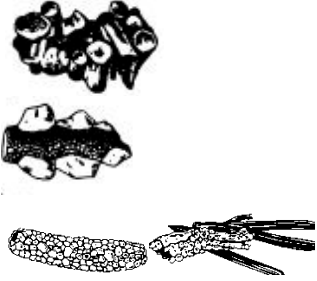

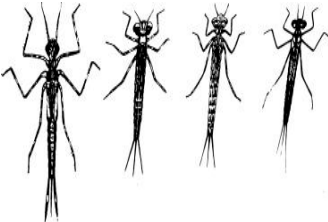
	<p>(карповые вши)</p> <p>Карпоеды, или карповые вши, или жаброхвостые рачки достигают в длину 15 мм, и имеют плоское овальное тело. Голова сливается с грудными сегментами. Две хвостовые лопасти выполняют роль хвостового плавника. Антеннулы и антенны превращены в крючки, а мандибулы – в хоботок для сосания крови.</p> <p>1. <i>Argulus foliaceus</i> – Рыбья вошь листовидная</p> <p>а – вид со спины, б – вид с брюшка</p>
	<p>Подкласс Ostracoda – Ракушковые раки</p> <p>Тело рачков покрыто двусторонней нерасчленённой в поперечном направлении раковиной – мягкой или жесткую, полупрозрачную или непрозрачную. Длина раковины более 2 мм. Большинство видов морские обитатели. Из пресноводных наибольшее распространение имеет род. В европейских водах наиболее распространён вид <i>Darvinula stevensoni</i>.</p>
	<p>Отряд Isopoda – Равноногие</p> <p><i>Asellus aquaticus</i> – Водянойослик</p> <p>Рачёк с уплощенным буроватым телом длиной до 20 мм. Самец</p>



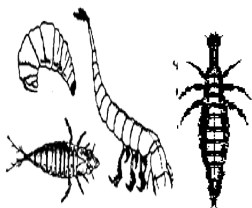
 <p>♂ ♀</p>	<p>заметно крупнее самки. Питаются детритом. При высыхании водоема закапываются в ил и впадают в состояние оцепенения до очередного заполнения.</p> <p>В зарослях водных растений в прибрежной части водоемов, часто в сильно загрязнённых.</p>
	<p>Отряд Amphipoda – Бокоплав</p> <p><i>Gammarus lacustris</i> – Бокоплав (гаммарус) озёрный – самый распространённый вид пресных вод.</p> <p>Рачёк с телом сжатым с боков и дугообразно изогнутом. 3 пары прыгательных и 3 пары плавательных ножек. Цвет – от серого до красноватого.</p> <p>В реках, озёрах, прудах, ручьях и други чистых водоёмах на песчаном или илистом грунте, часто под камнями.</p>
	<p>Подкласс Malacostraca – Высшие раки</p> <p>Отряд Decapoda – Десятиногие</p> <p><i>Astacus leptodactylus</i> – Рак речной узкопальй</p> <p>Тело покрыто панцирем темно-бурого цвета. Длина тела до 17 см. Самцы крупнее самок. На передней паре ходильных ног расположены клешни – органы</p>

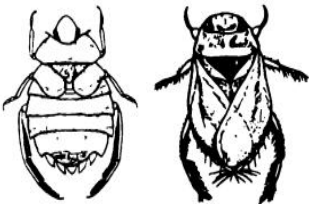
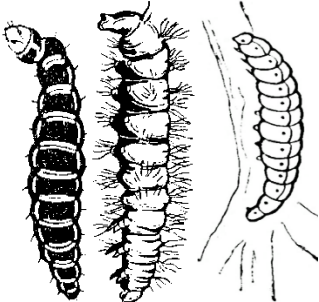
	<p>захвата добычи. В водоёмах бассейна р. Кубани.</p> <p>Чистые реки, лиманы, водохранилища и озера.</p> <p>Справа клешня широкопалого, слева – узкопалого рака.</p>
	<p><i>Astacus pachypus</i> – Толстопалый речной рак</p> <p>Распространён в реках бассейна Черного и Азовского морей, где населяет участки с солёностью до 14 ‰.</p> <p><i>Astacus astacus</i> – Широкопалый речной рак</p> <p>В воды южного региона России интродуцирован, и выращивается на специализированных хозяйствах.</p> <p>Все раки обитают практически во всех водоёмах, на всех грунтах, избегая сильно заиленные.</p> <p>Переносят колебания температуры от 4 до 32°C.</p>
	<p>Отряд Mysida – Мизиды</p> <p>Высшие ракообразные с креветкообразной формой тела длиной до 30 мм.</p> <p>Встречаются в низовьях рек бассейна Кубани и Дона, водохранилищах, лиманах и пойменных озёрах</p> <p><i>Paramysis lacustris</i> – Парамизис</p>

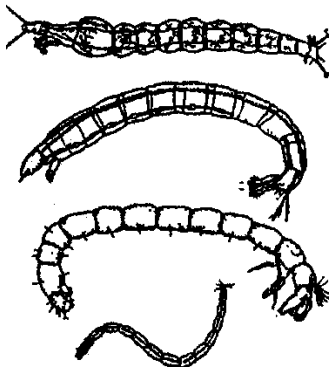
	лакустрис
 <p style="text-align: center;">1 2</p>	<p>Отряд Cumacea – Кумовые</p> <p>Небольшие рачки, пропорциями тела напоминающие головастиков: покрытая панцирем головогрудь и грудной отдел укрупнены и контрастируют с более тонким брюшком. Живут в лиманах и низовьях рек, впадающих в моря</p> <p>1. <i>Schizorhamphus eudorelloides</i> 2. <i>Pterocuma rostrata</i></p>
 <p style="text-align: center;">1 2 3 4</p>	<p>Класс Insecta – Насекомые</p> <p>Отряд Ephemeroptera – Поденки</p> <p>Личинки поденок с тремя или двумя длинными хвостовыми нитями. Длина тела без хвостовых нитейло 20 мм. Взрослые насекомые вылупляются одновременно и в больших количествах – вода как бы вскипает от вылетающих насекомых (для рыбы начинается поденковый жор – клев пропадает на несколько дней); живут 2 –5 дней, после откладки яиц в воду погибают.</p> <p>Экологические группы: 1. – роющая форма, 2. – ползающая форма, 3 –личинка из быстрых вод, 4 – плавающая форма</p>
	<p>Отряд Plecoptera – Веснянки</p> <p>Личинка веснянки с 2 хвостовыми</p>

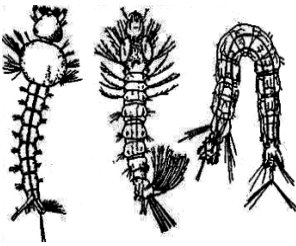
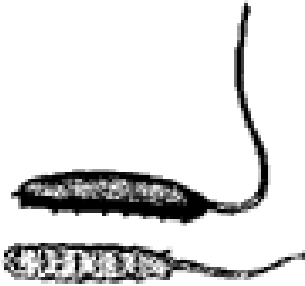
	<p>нитьями длинными усиками. Ноги длинные и цепкие, на лапках по два коготка. Жабры не обязательно выражены. Окраска желто-бурого или буро-серого цвета. Рано весной самки сбрасывают яйца воду. Личинки могут быстро бегать по дну, неплохо плавают, но чаще малоподвижны; прицепившись к камням, подкарауливают добычу. Развиваются личинки один год, много раз линяя.</p> <p>Живут в ручьях и реках с быстрым течением.</p>
	<p>Отряд Trichoptera – Ручейники</p> <p>Личинки ручейников развиваются в воде; личинки одних видов строят особые чехлики из частей растений, песка, мелких ракушек, другие живут в ходах в иле или под камнями. Длина тела до 55 мм. Имеют 6 ног, обычно, темную голову и более светлое тело с 2 крючками на конце.</p> <p>Обитают в различных водоёмах, в разных экологических условиях</p>
	<p>Чехлики личинок некоторых видов ручейников по порчку:</p> <p><i>Anabolia sororcula</i> – Анаболия, <i>Halesus interpunctatus</i>. – Галесус, <i>Goera pilosa</i> – Прибрежник, <i>Hydroopsyche sp.</i> – Гидропсихе <i>Grammotaulius sp.</i> –</p>

	<p>Грамотаулиус, <i>Neuronia reticulata</i> – Неурония,</p> <p><i>Limnophilus rombicus</i> – Ручейник ромбический, <i>L. flavicornis</i> – ручейник желтоусый,</p> <p><i>Silo pallipes</i> – Сило, <i>Trienodes bicolor</i> – Триенодес,</p> <p><i>Stenophylax stellatus</i> – Стенофилакс, <i>Chaetopteryx villosa</i> – Хетоптерикс.</p>
	<p>Отряд Odonata – Стрекозы</p> <p>Личинки стрекоз развиваются в водной среде. Два подотряда: <i>Zygoptera</i> – равнокрылые стрекозы и <i>Anisoptera</i> – разнокрылые. У однокрылых стрекоз удлинённое тонкое тело с тремя листовидными хвостовыми жабрами на конце брюшка. У разнокрылы – массивное, толстое без хвостовых листовидных жабр. На конце брюшка анальная пирамида.</p>
	<p>Личинки равнокрылых стрекоз.</p> <ol style="list-style-type: none"> 1. <i>Calopteryx virgo</i> 2. <i>Coenagrion sp.</i> 3. <i>Enallagma sp.</i> 4. <i>Lester sp.</i> <p>В любых стоячих и медленно текущих водоемах. Все личинки стрекоз – хищники. Поедают мелких рачков, личинок комаров,</p>

	жуков, поденок, мальков рыб.
	<p>Личинки разнокрылых стрекоз.</p> <p>Верхний ряд: <i>Cordulegaster annulatus</i>; <i>Somatochlora sp.</i>, (<i>Gomrhus sp.</i>); <i>Gomrhus sp.</i>; <i>Cordulia sp.</i>,</p> <p>Нижний ряд: <i>Anax imperator</i>; <i>Aeschna sp.</i>; <i>Leucorrhinia sp.</i>; <i>Libellula sp.</i>, <i>Sympetrum sp.</i></p> <p>В разнообразных водоёмах, преимущественно стоячих и малопроточных. Все личинки – хищники.</p>
	<p>Отряд Megaloptera – Большекрылые</p> <p><i>Sialis lutaria</i> – Вислокрылка обыкновенная</p> <p>Личинки длиной до 40 мм. Вдоль плотного коричневого тела длинные ряды жабр (7 пар). На конце брюшка непарная перистая жабра. Один хвост. Питаются мелкими беспозвоночными.</p> <p>Живут личинки вблизи берегов, среди детрита, ила в стоячих или медленно текущих водоемах.</p>
	<p>Отряд Coleoptera – Жуки (жесткокрылые)</p> <p>Водяные жуки различной величины (плавунцы, полоскуны, плавунчики, гребцы, водолюбы др.). Личинки развиваются в воде;</p>

<p>1 2 3 4 5</p>	<p>хищники.</p> <p>1, <i>Donacia aquatica</i> – Радужница водная;</p> <p>2. <i>Ilybius sp</i> – Тинник ;</p> <p>3: <i>Dytiscus marginalis</i> –Жук–плавунец;</p> <p>4. <i>Acilius sulcatus</i> –Жук–полоскун;</p> <p>5. <i>Gyrinus natator</i> –Ветрячка–поплавок;</p>
	<p>Отряд Hemiptera – Полужесткокрылые (клопы)</p> <p>Хищные клопы обитающие в стоячих водоёмах и их личинки по внешнему виду очень похожи, но личинки не имеют крыльев.</p> <p><i>Aphelochirus montandoni (aestivalis)</i> – Плавт летний (клоп водяной).</p> <p>В прудах и озёрах среди водных растений и в прибрежной зоне рек с медленным течением. Предпочитает быть на дне, среди детрита.</p>
	<p>Отряд Lepidoptera – Чешуекрылые (бабочки)</p> <p>1. <i>Cataclysta limneata</i> – Огнёвка рясковая</p> <p>Черная или оливково–зелёная с тёмной полосой на спине. Длина до 15 мм. В прудах, старицах и других стоячих водоёмах,</p>

<p>1 2 3</p>	<p>покрытых ряской.</p> <p>2. <i>Paraponyx cstratotata</i> – Огнёвка телорезная</p> <p>Темно–зелёная с нитевидными жабрами на спине и боках. Длина до 25 мм. На листьях в стоячих водоёмах.</p> <p>3. <i>Acentropus niveus</i> – Огнёвка белая подводная</p> <p>Желтоватая или зеленоватая с продольными рядами бородавок с волосками. Длина до 14 мм.</p> <p>Среди растений в прудах, озёрах и лиманах.</p>
	<p>Отряд Diptera – Двукрылые</p> <p>Семейство Chironomidae (Tendipedidae) – Комары–звонцы (комары–дергуны).</p> <p>Личинки комаров–дергунов, или звонцов (до 2 см длиной) живут в паутиных трубочках в иле различных, в том числе сильно загрязненных водоемов. Имеют яркую красную окраску. Питаются донными микроорганизмами, извлекая их из ила, пропуская его через кишечник.</p> <p><i>Tanytus monilis</i> – Комар–толкунчик;</p> <p><i>T. varlus</i> – Комар–толкунчик;</p> <p><i>Chironomus plumosus</i> – Комар–дергун (мотыль);</p>

	<p><i>Ceratopogon sp.</i> – Комарик бородатый.</p> <p>В стоячих и малопроточных водоёмах.</p>
	<p>Семейство Culicidae – Настоящие комары</p> <p>Личинки кровососущих комаров. Предпочитают стоячие и малопроточные водоёмы. Их голова и грудные кольца заметно расширены.</p> <p><i>Culex pipiens</i> – Обыкновенный комар</p> <p><i>Anopheles maculipennis</i> – Малярийный комар;</p> <p><i>Dixa amphibia</i> – Земноводный комарик.</p>
	<p>Семейство Syrphidae – журчалки</p> <p><i>Eristalis sp.</i> – Ильницы – яркоокрашенные мухи-пчеловидки, личинки которых развиваются в воде. Личинки называют крысками. Тело длиной до 20 мм, а хвостовой отросток (дыхательная трубка) может вытягиваться до 10см.</p> <p>Обитают в самых загрязнённых водоёмах, в канавах с гниющими листьями, сточных водах, навозных лужах.</p>
	<p>Семейство Stratiomyidae – Львинки</p>



Stratiomys chamaeleon – Львинка обыкновенная – муха, личинки которой развиваются в воде. Длина до 50 мм. Задний конец несёт венчик из перистых волосков.

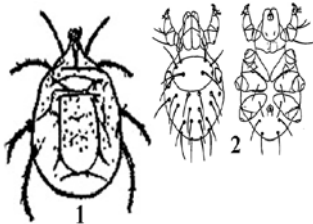
Встречаются на мелководьях, сильно поросших водной растительностью.



**Семейство Rhagionidae –
Бекасницы**

Rhagio sp. – Муха бекасница – мухи, личинки которых развиваются в воде. Длина до 20 мм, буровато-зеленые с заостренным передним концом и двумя выростами на заднем, покрытые длинными волосками – жабрами.

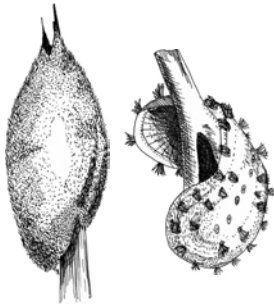
Встречаются повсеместно в чистых медленно текущих водоемах на подводных корягах, сваях, стволах, упавших в воду.



Класс Acarina – Клещи

**Семейство Hydrachnidae –
Водяные клещи**

Имеют характерную для клещей форму тела с очень яркой окраской (красная, оранжевая, желтая, коричневая). В стоячих и

	<p>малопроточных водоёмах с богатой водной растительностью. Нападают на циклопов и дафний.</p> <p><i>Limnochares aquatic</i>: 1. Взрослая форма; 2. личинка</p>
 <p>1 2</p>	<p>Класс Bryozoa – Мшанки</p> <p>Мшанки – сидячие колониальные животные в виде плотных коричневых трубчатых клубков, плотно прикреплённых к субстрату.</p> <p>Мшанки встречаются в проточных прозрачных не загрязнённых пресных водоёмах (небольшие пруды, озера, старицы) на камнях, сваях и других твёрдых субстратах в виде наростов, древесных или коркообразных различной формы слизистых образований бурого и коричневого цвета.</p> <p>1. <i>Plumatella fungosa</i> – Мшанка клубчатая (грибковая) на различных субстратах</p> <p>2. <i>Plumatella repens</i> – Мшанка ползучая</p>



Приложение 2

Таблицы средних весов некоторых видов водных беспозвоночных Азово–Черноморского бассейна

Таблицы содержат данные средних весов водных беспозвоночных или их личинок водоемов Кубани и Дона и прибрежных участков Азовского и Черного морей, собранные из различных источников. Размерно–весовая характеристика большинства планктонных ракообразных приведена по работам Ф.Д. Мордухай–Болтовского, 1954 и др., и не опубликованным данным гидробиологов Кубанского государственного университета А.Г. Крыловой и Е.И. Подгорновой и АзЧерНИРО. Ряд этих видов обитает и в Латвии.

Phylum Rotifera Коловратки Classis Rotatoria Коловратки

Название вида	Длина, мм	Вес, мг
<i>Anuraeopsis fissa</i>		0,0001
<i>Asplanchna priodonta</i>	0,40	0,0200
<i>Asplanchnopus multiceps</i>		0,093
<i>Brachionus angularis</i>	0,13	0,0004
<i>B. calyciflorus</i>	0,30	0,0065
<i>B. diversicornis</i>		0,0004
<i>B. leydigii</i>	0,20	0,0020
<i>B. plicatilis</i>	0,20	0,0015
<i>B. quadridentatus</i>		0,0020
<i>B. rubens</i>	0,30	0,0040
<i>B. urseolaris</i>	0,17	0,0005
<i>Bipalpus hudsoni</i>		0,0005
<i>Colurella sp.</i>		0,0003
<i>Conochilus unicornis</i>		0,0002
<i>C. hippocrepis</i>		0,0015
<i>Dinocharis pocillum</i>		0,00025
<i>Euchlanis dibalata</i>	0,25	0,0020
<i>Filinia longiseta</i>	0,16	0,0003
<i>Gastropus stylifer</i>		0,0002

<i>Hexarthra mira</i>		0,0004
<i>Kellicottia longispina</i>		0,0003
<i>Keratellacochlearis</i>	0,10	0,00025
<i>K. quadrata</i>	0,14	0,0004
<i>K. valga</i>		0,0003
<i>Lecane bulla</i>	0,13	0,0003
<i>L. luna</i>		0,0009
<i>L. quadridentata</i>		0,0020
<i>L. ungulata</i>		0,0004
<i>Lepadella ovalis</i>		0,0005
<i>L. patella</i>		0,0001
<i>Mytilina vernalis</i>		0,0020
<i>Monostyla bulla</i>		0,0005
<i>Notholca acuminata</i>		0,0009
<i>N. bipalium</i>	0,25	0,0003
<i>Pedalia oxyuris</i>	0,14	0,0004
<i>Platyias patulus</i>		0,0009
<i>P. quadricornis</i>	0,25	0,0020
<i>Polyarthra platiptera</i>	0,11	0,0004
<i>Pompholyx complanata</i>		0,0002
<i>Synchaeta pectinata</i>		0,0053
<i>S. oblonga</i>		0,0010
<i>S. stilata</i>		0,0003
<i>Testudinella patina</i>	0,18	0,0004
<i>Trichocerca capucina</i>		0,0003
<i>T. cylindrica</i>		0,0005
<i>T. longiseta</i>		0,0030
<i>T. pusilla</i>		0,0002
<i>T. rattus</i>		0,0010
<i>Trichotria tetractis</i>		0,0003

Phylum Nemata Круглые черви

Classis Nematoda Нематоды

Длина, мм	Вес, мг
1	0,010
2	0,025
3	0,060

4	0,120
5	0,200

Mollusca Моллюски
Classis Gastropoda Брюхоногие
Classis Bivalvia Двустворчатые

Размеры, мм	Вес, мг		
	Gastropoda личинки	<i>Limnaea stagnalis</i> , <i>Planorbis planorbis</i> , <i>Anisus spirorbis</i>	<i>Dreisena polymorpha</i> , <i>Bythynia leachi</i>
Малый	0,001		
Средний	0,002		
Крупный	0,005		
1,0		0,5	0,5
1,5		1,1	1,3
2,0		2,0	2,5
2,5		3,1	4,4
3,0		4,5	7,0
3,5		6,1	10,4
4,0		8,5	15,0
4,5		11,4	19,2
5,0		15,0	25,0
5,5		18,1	31,0
6,0		22,0	40,0
6,5		25,6	48,5
7,0		30,0	60,0
7,5		33,6	70,5
8,0		38,0	85,0
9,0		49,0	
10,0		60,0	

Phylum Annelida Кольчатые черви
Classis Oligochaeta Олигохеты

Длина, мм	Enchytra- eidae, мг	Tubificidae (фрагменты), ширина, мм			
		0,1–0,2	0,2 – 0,3	0,3 – 0,4	0,4 – 0,6
0,5		0,008	0,015	0,038	0,075

1,0	0,015	0,017	0,080	0,075	0,150
2,0	0,060	0,035	0,060	0,150	0,300
3,0	0,140	0,050	0,090	0,225	0,450
4,0	0,250	0,070	0,120	0,300	0,600
5,0	0,380	0,085	0,150	0,375	0,750
6,0	0,550		0,180	0,450	0,900
7,0	0,750		0,210	0,525	1,050
8,0	0,925		0,240	0,600	1,200
9,	1,100		0,270	0,675	1,350
10,0	1,350		0,300	0,750	1,500
11,0	1,600				
12,0	1,900				

Phylum Annelida Кольчатые черви

Classis Polychaeta Полихеты

Classis Hirudinea Пиявки, мГ

Длина мм	Полихеты						Пиявки
	<i>Nereis larve</i>	<i>Nereis succinea</i>	<i>Spionidae larve</i>	<i>Huaniola kowalevskii</i>	<i>Trocophora larve</i>	<i>Huaniola invalida</i>	
Малая	0,001		0,002		0,001		
Средн.	0,005		0,005		0,002		
Крупн.	0,008		0,016		0,004		
2							0,30
3				0,10		0,15	0,90
4				0,20		0,40	2,20
5				0,40		0,75	4,30
6				0,75		1,30	7,50
7		10,0		1,10		2,00	
8				2,20		2,80	
9							
10							
14		22,0					

Phylum Arthropoda Членистоногие
Classis Crustacea Ракообразные
Order Copepoda Веслоногие раки

Вид	Азовское море вес, мг	Черное море вес, мг
<i>Acartiaclausi</i> ♀	0,0084	0,0440
<i>A. clausi</i> ♂	0,0080	0,0370
копеподиты I	0,0012	0,0020
копеподиты II	0,0021	0,0040
копеподиты III	0,0030	0,0078
копеподиты IV	0,0046	0,0130
копеподиты V	0,0056	0,0260
науплии		0,0005
ova		0,00004
<i>A. latisetosa</i> ♀	0,0260	
<i>A. latisetosa</i> ♂	0,0240	
копеподиты I	0,0021	
копеподиты II	0,0032	
копеподиты III	0,0044	
копеподиты IV	0,0093	
копеподиты V	0,0180	0,0470
<i>Centropages kroyeri</i> ♀	0,0180	0,0320
<i>C. kroyeri</i> ♂	0,0140	0,0120
копеподиты I	0,0018	0,0040
копеподиты II	0,0031	0,0070
копеподиты III	0,0048	0,0120
копеподиты IV	0,0073	0,0330
копеподиты V	0,0100	
<i>Calanipeda aquae-dulcis</i> ♀	0,0560	
<i>C. aquae-dulcis</i> ♂	0,0280	
копеподиты I	0,0035	
копеподиты II	0,0075	
копеподиты III	0,0110	
копеподиты IV	0,0200	
копеподиты V	0,0270	
науплии	0,0011	
<i>Calanus helgolandicus</i> ♀		1,2600
<i>C. helgolandicus</i> ♂		1,0200
копеподиты I		0,0230
копеподиты II		0,0460

копеподиты III		0,1050
копеподиты IV		0,2700
копеподиты V		0,8240
науплии		0,0040
ova		0,0026
<i>Paracalanus parvus</i> ♀		0,0160
<i>P. parvus</i> ♂		0,0180
копеподиты I		0,0010
копеподиты II		0,0020
копеподиты III		0,0030
копеподиты IV		0,0060
копеподиты V		0,0120
науплии		0,0018
ova		0,0003
<i>Pseudocalanus elongatus</i> ♀		0,0380
<i>P. elongatus</i> ♂		0,0270
копеподиты I		0,0030
копеподиты II		0,0050
копеподиты III		0,0080
копеподиты IV		0,0150
копеподиты V		0,0230
науплии		0,0018
ova		0,0003
<i>Hetercope caspius</i> ♀	0,0630	
<i>H. caspius</i> ♂	0,0730	
копеподиты I	0,0040	
копеподиты II	0,0056	
копеподиты III	0,0097	
копеподиты IV	0,0170	
копеподиты V	0,0510	
<i>Oithona similis</i>		
<i>O. nana</i>		0,0015 –0,0040
Labidocerabrunese		0,0010 –0,0030

Phylum Arthropoda Членистоногие
Classis Crustacea Ракообразные
Order Cladocera Ветвистоусые раки

0,9–1,1	0,7–0,9	0,5–0,7	0,4–0,5	0,3–0,4	0,2–0,3	Длина, мм
0,040	0,020	0,008	0,003			<i>Daphnia pulex</i> , <i>D. magna</i> , <i>D. longispina</i>
0,040	0,002	0,008	0,003			Simosephalus, Sida, Eurycerus, Limnosedina
0,050	0,015	0,006	0,002			<i>Daphnia galeata</i> , <i>D. cucullata</i>
0,050	0,035	0,025	0,010			Moina, Ceriodaphnia, Graptoleberis
0,060	0,030	0,013		0,004		Macrothrix
0,045	0,015	0,006		0,002		Diaphanosoma
	0,050	0,018	0,012	0,009	0,002	<i>Chydorus sphaericus</i>
0,140	0,100	0,060	0,013	0,006	0,002	<i>Bosmina longirostris</i>
	0,100	0,050	0,020	0,005		Chydoridae
0,100	0,075*	0,030	0,010			Polyphemus

3,2-4,0	2,9-3,1	2,7-2,9	2,5-2,7	2,3-2,5	2,1-2,3	1,9-2,1	1,7-1,9	1,5-1,7	1,3-1,5	1,1-1,3
4,725	3,000	2,300	1,750	1,350	0,900	0,590	0,420	0,290	0,180	0,100
4,500	2,200	1,750	1,460	1,100	0,800	0,425	0,340	0,240	0,120	0,070
				0,730	0,585	0,430	0,330	0,230	0,140	0,065
									0,190	0,085
									0,073	0,065

4,1–5,0	7.750									
---------	-------	--	--	--	--	--	--	--	--	--

Примечание: – * –яйценозные самки

Phylum Arthropoda Членистоногие
Classis Crustacea Ракообразные
Order Cladocera Ветвистоусые раки
Leptodora kindtii

Размер мм	Вес мг	Размер мм	Вес мг	Размер мм	Вес мг
1,00	0.018	3.65	0.353	6.00	1.60
1,10	0.019	3.75	0.400	6.05	1.63
1,20	0.020	3.80	0.420	6.10	1.65
1,25	0.027	3.85	0.440	6.15	1.70
1,30	0.031	3.90	0.450	6.30	1.80
1,40	0.037	3.95	0.480	6.45	1.85
1,45	0.040	4.00	0.500	6.60	2.00
1,50	0.040	4.10	0.540	6.55	2.04
1,60	0.050	4.15	0.570	6 75.	2.13
1,65	0.060	4.20	0.575	7,00	2.30
1,80	0.070	4.25	0.600	7.20	2.43
1,90	0.080	4.30	0.630	7.30	2.50
1,95	0.090	4.40	0.675	7.40	2.60
2,00	0.100	4.45	0.700	7.45	2.63
2,10	0.120	4.50	0.717	7.55	2.73
2,30	0.130	4.55	0.740	7.75	2.92
2,35	0.132	4.65	0.760	7.90	3.08
2,50	0.150	4.75	0.850	8,00	3.20
2,60	0.160	4.85	0.890	8.60	4.03
2,65	0.180	5.00	1.000	8.90	4.55
2,70	0.190	5,05	1,000	9,00	4,60
2,80	0.200	5.10	1.050		
2,90	0.210	5.40	1.200		
2,95	0.210	5.50	1.250		

3,00	0.220	5.55	1.290		
3,10	0.240	5.60	1.350		
3,15	0.145	5.65	1.380		
3,20	0.250	5.70	1.430		
3,30	0.280	5.75	1.450		
3.35	0.290	5.80	1.480		
3.40	0.300	5.85	1.500		
3,55	0.315	5.90	1.530		
3.60	0.350	5.95	1.550		

Phylum Arthropoda Членистоногие

Classis Crustacea Ракообразные

Order Copepoda Веслоногие раки, вес в мГ

Длина, мм	Копеподиты, Cyclopoidea, Calanoidae	Cyclops, Acanthocyclops, Mesocyclops	<i>Macrocylops albidus</i>	Eurytemora, Heterosope	Diaptomus	Haracticoida
0.1–0.2	0,0005					
0.2–0.3	0,0022					
0.3–0.5	0,0045					0,010
0.5–0.7	0,0100					0,015
0.7–0.9	0.0170					0.020
0.9–1.1		0,030	0,045	0,030	0,040	
1.1–1.3		0,045	0,080	0,045	0,065	
1.3–1.5		0,070	0,130	0,065	0,950	
1.5–1.7		0,100	0,185	0,090	0,130	
1.7–1.9		0,150			0,185	
1.9–2.1		0,200			0,250	
2,1–2,3				0,265	0,350	
2,5				0,300	0,500	
3,0					0,750	
3,5					1,000	

Phylum Arthropoda Членистоногие
Classis Crustacea Ракообразные
Order Calanoida

Название вида	Длина, мм	Вес, мг
<i>Diaptomus graciloides</i> ♀	0,94 – 1,32	0,053
<i>D. graciloides</i> ♂	1,32 – 1,69	0,110
<i>D. salinus</i> ♀	1,04 – 1,33	0,037
<i>D. salinus</i> ♀	1,33 – 1,66	0,072
<i>D. salinus</i> ♂	1,15 – 1,44	0,065
<i>Heterocope caspia</i> ♀	1,37 – 1,64	0,092
<i>H. caspia</i> ♂	1,13 – 1,50	0,056
<i>Eurytemora velox</i> ♀	1,32 – 1,50	0,068
<i>E. velox</i> ♀	1,50 – 1,69	0,089
<i>E. velox</i> ♂	1,17 – 1,32	0,044

Phylum Arthropoda Членистоногие
Classis Crustacea Ракообразные
Order Cyclopoida

Название вида	Длина, мм	Вес, мг
<i>Acantocyclops vernalis</i> ♀	1,00 – 1,13	0,035
<i>A. vernalis</i> ♀	1,13 – 1,32	0,043
<i>A. vernalis</i> ♀	1,32 – 1,51	0,071
<i>A. vernalis</i> ♂	0,75 – 0,94	0,010
<i>A. viridis</i> ♀	2,07 – 2,45	0,350
<i>Macrocyclops albidus</i> ♀	1,25 – 1,47	0,129
<i>M. gracilis</i> ♀	0,38 – 0,57	0,008

Phylum Arthropoda Членистоногие
Classis Crustacea Ракообразные
Subclassis Malacostraca Высшие ракообразные

Длина мм	1	2	3	4	5	6	7	8
1,0					0,01	0,02		
2,0		0,15		0,3	0,09	0,13		0,07
3,0	1,2	0,5	0,6	0,7	0,24	0,40		0,20
4,0	2,6	1,0	1,5	1,4	0,45	0,70		0,45
5,0	5,0	1,8	2,5	3,0	0,80	1,50	0,45	0,80

6,0	8,8	3,9	4,7	5,5			0,80	1,25
7,0	11,0	4,5	7,3	8,5			1,30	2,00
8,0	15,0	7,0	10,0	11,0			3,00	3,00
9,0		10,0	13,7				4,00	5,00
10,0		13,5	18,5				4,90	7,50

Примечание: 1 – *Pontogammarus obesus*; 2 – *Pontogammarus maoticus* (*Gammarus locusta*); 3 – *Amathielina cristata*; 4 – *Corophium bidentatum* (*C. robustum*); 5 – *Pterocuma* (*Stenocuma*) *tenuicauda*; 6 – *Schizorhynchus eudorelloides*; 7 – *Macropsis* (*Mesopodopsis*) *slabberi*; 8 – *Mesomisis kowalewskyi*.

Phylum Arthropoda Членистоногие

Classis Crustacea Ракообразные

Subclassis Ostracoda Остакоды

Длина, мм	0,1–0,3	0,3–0,5	0,5–0,7	0,7–0,9	0,9–1,2	1,2–1,9	1,8–2,2	2,2–2,6
Вес, мг	0,0006	0,0050	0,0180	0,0350	0,1200	0,6000	1,3000	2,5000

Phylum Arthropoda Членистоногие

Classis Insecta

Order Diptera

Family Tendipedidae

Chironomidae Личинки хирономид

Длина, мм	1	2	3	4	5
0,5				0,003	
1,0			0,020	0,014	
1,5				0,025	
2,0			0,050	0,040	0,030
2,5			0,075	0,075	
3,0	0,250	0,100	0,200	0,120	0,070
4,0	0,600	0,200	0,400	2,000	0,150
5,0	1,200	0,350	0,700	2,800	0,300
6,0	1,700	0,600	1,200		0,500
7,0	2,200	1,000	1,800		0,800

8,0		1,400	2,000		1,200
9,0		2,000	2,800		1,700
10,0		3,000			2,200
11,0		4,500			2,700
12,0		7,000			3,200
13,0		10,000			
14,0		12,500			
15,0		15,000			

Примечание: 1 –Куколки Tendipedidae; 2 – Tendipes, Polypedium; 3 – Procladius, Cniprochironomus; 4 – Cricotopus, Psectrocladius; 5 – Culicoides.

Phylum Arthropoda членистоногие
Личинки насекомых и клещей, мг

Длина, мм	Личинки стрекоз Ligoptera	Личинки водяных клопов Corixidae	Личинки клещей Hydrocarina	Тендипедида куколки
0,3			0,002	
0,5			0,015	
0,7			0,050	
0,9			0,120	
1,0			0,025	
1,5			0,800	
2,0		0,500	1,800	
3,0	0,500	1,600		0,250
4,0	0,800	5,400		0,600
5,0	1,500			1,200
6,0	1,600			1,700
7,0				2,300

Phylum Arthropoda членистоногие

Личинки насекомых, мг

Длина, мм	Личинки подёнок		Личинки жуков		Личинки двукрылых	
	Cloëon	Ordella	Berosus	Dytiscidse	Brachicera	Aëdes
1	0,030	0,030				0,015
2	0,200	0,180	0,120	0,100		0,080
3	1,100	0,900	0,400	0,300	0,500	0,270
4		2,100	1,000	0,700	1,000	0,550
5		4,000	2,000	1,400	2,000	1,100
6		5,700	3,340	2,600		



Приложение 3

Список индикаторных организмов и их сапробная валентность

Вид гидробионта	Сапробная валентность	Индекс сапробности
ROTATORIA		
<i>Asplanchna priodonta</i>	o	1.20
<i>A. sieboldi</i>	o – b	1.50
<i>Asplanchnopus multiceps</i>	o	1.30
<i>Bipalpus hudsoni</i>	o	1.00
<i>Brachionus angularis</i>	$\beta - \alpha$	2.50
<i>B. bennini</i>	β	2.00
<i>B. calyciflorus</i>	$\beta - \alpha$	2.50
<i>B. diversicornis</i>	β	2.00
<i>B. quadridentatus</i>	β	2.00
<i>B. rubens</i>	α	3.25
<i>B. urceus</i>	β	2.20
<i>Cephalodella auriculata</i>	o – β	1.50
<i>C. catellina</i>	o – β	1.50
<i>C. exigua</i>	o	1.00
<i>C. forficata</i>	o – β	1.50
<i>C. forficula</i>	β	1.80
<i>C. gibba</i>	o	1.20
<i>C. gracilis</i>	o – β	1.50
<i>C. hoodi</i>	o – β	1.50
<i>C. ventripes</i>	o – β	1.50
<i>Chromogaster ovalis</i>	o 1.	2.00
<i>Collotheca mutabilis</i>	o	1.00
<i>C. ornata</i>	$\alpha \beta$	2.30
<i>C. pelafica</i>	o	1.00
<i>Colurella adriatica</i>	o	0.70
<i>C. colurus</i>	o	1.15
<i>C. dicentra</i>	$\alpha - \beta$	2.50
<i>C. obtusa obtusa</i>	o	0.80

<i>C. tessellata</i>	o	1.00
<i>C. uncinata</i>	o	1.00
<i>Conochiloides natans</i>	o	1.00
<i>Conochilus hippocrepis</i>	o	1.15
<i>Euchlanis deflexa</i>	o – β	1.50
<i>E. dilatata</i>	o – β	1.50
<i>E. incisa</i>	o – β	1.50
<i>E. meneta</i>	o	1.00
<i>E. oropha</i>	o – β	1.50
<i>E. pyriformis</i>	o – β	1.50
<i>E. triquetra</i>	o	1.20
<i>Filnia longiseta limnetica</i>	o – β	1.50
<i>F. longiseta longiseta</i>	β	2.35
<i>F. major</i>	β	2.00
<i>Kellicotia longispina</i>	o	1.25
<i>K. cochlearis</i>	β	1.55
<i>Lecane luna</i>	o – β	1.55
<i>L. nana</i>	o	1.00
<i>Lepadella accuminata</i>	o	1.30
<i>L. ovalis</i>	o	1.23
<i>L. patella</i>	o	1.25
<i>Mytilina mucronata</i>	β	1.70
<i>M. ventralis</i>	o	1.00
<i>Notholca acuminata</i>	o	1.20
<i>N. labis</i>	o	1.30
<i>N. squamula</i>	o – β	1.50
<i>Philodina roscola</i>	o – β	1.50
<i>Platyas patulus</i>	β	1.80
<i>P. quadricornis</i>	β o	1.80
<i>Ploesoma lenticulare</i>	o	1.00
<i>Polyarthra euryptera</i>	o	1.20
<i>P. major</i>	c – o	1.20
<i>P. minor</i>	o	0.50
<i>P. remata</i>	β	1.00
<i>P. vulgaris</i>	o – b	1.85
<i>Pompholyx complanata</i>	β	1.50
<i>P. sulcata</i>	α	1.80
<i>Rotaria rotatoria</i>	β	3.25

<i>Synchaeta oblonga</i>	o – β	1.75
<i>S. pectinata</i>	o	1.63
<i>S. stylata</i>	o	1.00
<i>S. tremula</i>	β	1.20
<i>Testudinella patina</i>	o	1.85
<i>Trichocerca capucina</i>	o	1.00
<i>T. pusilla</i>	o	1.30
<i>Trichotria pocillum</i>	o	1.00
<i>T. truncata</i>		1.20
CLADOCERA		
<i>Alona costata</i>	o	1.30
<i>A. guttata</i>	o – β	1.50
<i>A. quadrangularis</i>	o – β	1.40
<i>A. rectangula</i>	o	1.30
<i>Alonella excisa</i>	o	1.20
<i>A. exigua</i>	o	1.20
<i>A. nana</i>	o – β	1.40
<i>Alonopsis elongata</i>	o	0.80
<i>Bosmina coregoni</i>	o	0.95
<i>B. longirostris</i>	o – β	1.55
<i>Bunops serricaudata</i>	o	1.20
<i>Camptocercus lilijeborg</i>	o	1.20
<i>C. rectirostris</i>	o	1.20
<i>Ceriodaphnia affinis</i>	o – β	1.50
<i>C. megalops</i>	o	1.30
<i>C. pulchella</i>	o – β	1.40
<i>C. quadrangula</i>	o .	15.00
<i>C. reticulata</i>	β	1.70
<i>Chydorus gibbus</i>	o	1.00
<i>Ch. globosus</i>	o	1.20
<i>Ch. ovalis</i>	o	1.20
<i>Ch. sphaericus</i>	β	1.75
<i>Daphnia cucullata</i>	o – β	1.75
<i>D. hyalina</i>	o	1.00
<i>D. longispina</i>	β	2.00
<i>D. magna</i>	c – r	3.40
<i>D.pulex</i>	α	2.80
<i>Diaphanosoma brachyurum</i>	o	1.40

<i>Eurycercus lamellatus</i>	o	1.20
<i>Graptoleberis testudinaria</i>	o – β	1.50
<i>Ilyocryptus sordidus</i>	β	2.20
<i>Leptodora kindtii</i>	o – b	1.65
<i>Macrothrix hirsuticornis</i>	β .	7.50
<i>Moina brachiata</i>	β – α	2.45
<i>M. macrocopa</i>	α	2.75
<i>M. micrura</i>	β	2.20
<i>M. rectirostris</i>	α – r	3.40
<i>Pleuroxus aduncus</i>	o	1.20
<i>P. truncatus</i>	o	1.30
<i>P. uncinatus</i>	o – β	1.40
<i>Polyphemus pediculus</i>	o	1.30
<i>Rhynchotalona falcata</i>	o	1.20
<i>R. rostrata</i>	o	1.30
<i>Scapholeberis mucronata</i>	β	2.00
<i>Sida crystallina</i>	o	1.30
<i>Simocephalus expinosus</i>	o	1.00
<i>S. serrulatus</i>	o	1.30
<i>S. vetulus</i>	o – β	1.50
COPEPODA Cyclopoida		
<i>Acanthocyclops bicuspidatus</i>	o	1.15
<i>A. bisetosus</i>	β	1.70
<i>A. gigas</i>	o – b	1.50
<i>A. vernalis</i>	β	1.85
<i>A. viridis</i>	o – b	1.60
<i>Cyclops furcifer</i>	o	1.20
<i>C. insignis</i>	o – β	1.40
<i>C. strenuus</i>	β – α	2.25
<i>C. vicinus</i>	β	2.15
<i>Eucyclops macruroides</i>	o	1.00
<i>E. macrurus</i>	o – β	1.40
<i>Macrocylops albidus</i>	β	2.00
<i>Mesocyclops dybowskii</i>	o – β	1.50
<i>M. leukarti</i>	o	1.20

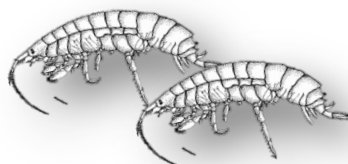
Примечание: α – альфасапробная зона, β – бетасапробная зона, с – ксеносапробная зона, o – олигосапробная зона, r – полисапробная зона

Приложение 4

Оптимальные значения химических показателей воды в рыбоводных хозяйствах

Показатели	Для карповых хозяйств	Для форелевых хозяйств
Цветность воды, град Летний период Зимний период	≤ 30 $\geq 30 - 50$	≤ 30
Прозрачность	Прозрачная, слегка мутная	Прозрачная
Кислород, мг/л	≥ 4	6 – 8 (инкубация икры) 8 – 20 (личинки)
Углекислота свободная, мг/л Летний период Зимний период	≤ 10 ≥ 20	≤ 10
Сероводород,, мг/л	0	0
Активная реакция среды, рН	7,0	7,0 – 7,5
Щёлочность, мг-экв.	1,8 – 3,5	1,5
Жесткость общая, °Н	5 – 8	10 – 20
Окисляемость, мг O ₂ /л Летний период Зимний период	≤ 30 ≥ 10	≤ 8
Азот общий, мг/л Летний период Зимний период	$\leq 1,5$ $\geq 0,5$	$\geq 0,08$
Аммиак солевой мг/л Летний период Зимний период	$\leq 1,0$ $\geq 0,5$	$\geq 0,5$

Нитриты, мг/л		
Летний период	$\leq 0,2$	$\leq 0,1$
Зимний период	$\leq 0,01$	
Нитраты, мг/л		
Летний период	$\leq 2,0$	$\leq 0,7$
Зимний период	$\geq 1,0$	
Фосфаты, мг P_2O_5 /л		
Летний период	$\geq 0,5$	
Зимний период	$\geq 0,2$	
Железо общее, мг/л	$\leq 2,0$	0,1 –0,3
Хлориды, мг Cl^- /л		
Зимний период	≤ 25	3,4 –7,0
Сульфаты, мг SO_4^- /л		
Зимний период	≥ 25	
Солёность воды, г/л	$\leq 1,0$	Пресная



Приложение 5

ПРОТОКОЛ ДЛЯ ОБРАБОТКИ ПРОБ ЗООПЛАНКТОНА

Водоём _____ Полигон _____
 Станция _____
 Дата _____ Объём процеженной воды _____
 Глубина _____ Разведение _____
 Горизонт _____ Орудие лова _____
 Пробу отбирал _____ Пробу обработал _____
 (Ф.И.О.) (Ф.И.О.)

Компоненты, группы	Численность				Биомасса, мг/м ³	Примечание
	0,5 см ³ , экз	0,5 см ³ , экз	в осадке, экз	экз/м ³		
1	2	3	4	5	6	7

Обратная сторона

Состав пробы

Компонент ы	Численност ь, экз/м ³	Биомасса . мг/м ³	Средни й вес, мг×10 ²	%	
				по масс е	по числ у

Подпись обрабатывающего пробу _____

ПРОТОКОЛ ДЛЯ ОБРАБОТКИ ПРОБ ФИТОПЛАНКТОНА

Дата _____ Водоём _____

Температура воды _____ Станция _____

Глубина _____ Орудие лова _____

Пробу отбирал _____ Пробу обработал _____

Примечание _____

№№	Компоненты	Число клеток в камере	Размер клетки	Кол-во клеток в литре	Биомасса, мг/л	Примечание

Подпись обрабатывающего пробу _____

ПРОТОКОЛ ДЛІ ОБРАБОТКИ ПРОБ БЕНТОСА

Дата _____ Водоём _____

Температура воды _____ Станция _____ Глубина _____

Площадь сбора _____ Орудие сбора _____ Биомасса общ. _____

Пробу отбирал _____ Пробу обработал _____

Примечание _____

№№	Компоненты	В пробе		На 1 м ²		Примечание
		КОЛ-ВО, ЭКЗ.	ВЕС, МГ	КОЛ-ВО, ЭКЗ	ВЕС, МГ	

Подпись обрабатывающего пробу _____

Литература

- Абакумов В.А. Руководство по гидробиологическому мониторингу пресноводных экосистем. СПб., 1992.
- Аникиев В.В. Руководство к практическим занятиям по микробиологии. М., 1983.
- Антропогенное эвтрофирование озер. М., 1976.
- Аполлов Б.А. Учение о реках. М., 1963.
- Аппельт Г. Введение в методы микроскопического исследования. М., 1959,
- Аргунова М.В. и др. Экологический мониторинг. М., 2008.
- Афонькин С.Ю. Простой метод культивирования амёб и инфузорий // Биология в школе. № 1, 1990.
- Балушкина Е.В. Хиროномиды как индикаторы степени загрязнения вод // Методы биологического анализа пресных вод. Л., 1976.
- Боголюбов А.С. Методика изучения перифитона и оценки сапробности водоемов. М., 1997.
- Бойцов А.Г. Оценка качества воды по биологическим показателям: пути совершенствования // Гигиена и санитария. 2005. № 1
- Борздыко Е.В. Методы биологического контроля: биоиндикация и биотестирование. Брянск, 2008.
- Буйолов Ю.А. Физико–химические методы изучения качества природных вод. М., 1997.
- Булохов А.Д. Фитоиндикация и ее практическое применение. Брянск, 2004.
- Важнов А.Н. Гидрология рек. М., 1976.
- Вассер С.П. Кондратьева Н.В., Масюк Н.П. и др. Водоросли. Справочник. Киев, 1988.
- Винберг Г. Г. Первичная продукция водоемов. Минск. 1960.
- Винберг Г.Г. Эвтрофирование и охрана вод // Гидробиологический журнал. 1974. Т. 10, № 2.

- Глазовская, М.А. Общее почвоведение и география почв. М., 1981.
- Голлербах М.М. Определитель пресноводных водорослей. М., 1953.
- Голубкина Н.А. Лабораторный практикум по экологии. М., 2009.
- Горощенко В.П. Основы природоведения. М., 1976.
- Гусева Т.В. Гидрохимические показатели состояния окружающей среды: Справочные материалы. М., 2005.
- Девяткин. В. Г. Динамика развития альгофлоры обрастаний в Рыбинском водохранилище // Тр. ИБВВ АН СССР, 1979, № 42/45.
- Денисова Т.П. Биотестирование загрязнителей водной среды. Иркутск, 2006.
- Дзюбан Н.А., Кузнецова С.П. Зоопланктон как показатель загрязнения водохранилищ // Гидробиологический журнал. 1978. Т. 14, № 1.
- Дзюбан Н.А., Кузнецова С.П. О гидробиологическом контроле качества воды по зоопланктону // Научные основы контроля качества вод по гидробиологическим показателям. Л., 1981.
- Долгов Г.И. Биологические исследования водоемов // Гидробиологические основы самоочищения вод. Л., 1976.
- Дуплаков С.Н. Материалы к изучению перифитона. // Тр. Лимнологической станции в Косине, 1933, вып 16.
- Жадин В.И. Жизнь пресных вод. Т.1 и 2. М.–Л., 1940-1949.
- Жадин В.И. Методы гидробиологического исследования. М., 1960,
- Жадин В.И., Герд С.В. Реки, озера и водохранилища СССР. М., 1940.
- Золотов Г.В., Панюков В.В. Мониторинг антропогенной эвтрофикации пресноводных водоемов. Рязань, 1994.
- Иванова Г.Г. Санитарная гидробиология с элементами водной токсикологии. Иркутск, 1982.
- Иванова М. Б. Влияние загрязнения напланктонных ракообразных и возможность их использования для определения степени загрязнения рек // Методы биологического анализа пресных вод. Л., 1976.
- Израэль Ю.А., Гасилина И.К., Ровинский Ф.Я. Мониторинг загрязнения природной среды. Л., 1978.

- Кавеленова Л.М. Проблемы организации системы фитомониторинга городской среды в условиях лесостепи. Самара, 2003.
- Карюхина Т.А., Чурбанова И.Н. Химия воды и микробиология. М., 1983. Киселев И.А. Методы исследования планктона // Жизнь пресных вод СССР. М.–Л., 1956, Т. 4, вып. 1.
- Киселев И.А. Планктон морей и континентальных водоемов. Л., 1969.
- Кожова О.М., Мельник Н. Г. Инструкция по обработке проб планктона счетным методом. Иркутск, 1978.
- Колбовский Е.Ю. Изучаем природу в городе. Ярославль, 2006. 256 с.
- Комплексные оценки качества поверхностных вод / под ред. А.М. Никанорова. Л., 1984.
- Константинов А.С. Гидробиология. М., 1979.
- Крылова А.Г. Водные биоценозы: закономерности формирования и практическое значение. Краснодар, 1982.
- Кузьмин Г.В. Фитопланктон // Методика изучения биогеоценоза внутренних водоемов. М., 1975.
- Курсанов Л.И., Наумов Н. А. Определитель низших растений. М., 1953. Т. 1. 396 с. Т.2. 310 с.
- Кутикова Л.А. Коловратки фауны СССР (L.) Rotatoria. Л., 1970. 744 с.
- Леванидов В. Я. Биомасса и структура донных биоценозов реки Кедровой // Пресноводная фауна заповедника «Кедровая падь». Т. 45 (148). 1977. С. 126–159.
- Липин А.Н. Пресные воды и их жизнь. М., 1950.
- Литвинова Л., Жиренко О.Е. Нравственно–экологическое воспитание школьников. М., 2005. 207 с.
- Лотова Л.И. Морфология и анатомия высших растений. М., 2000. С. 241–257.
- Макрушин А.В. Биологический анализ качества вод. Л., 1974. 153 с.
- Максутова Н.К. Ландшафтный мониторинг охраняемых природных территорий. Вологда, 2003. 120 с.
- Мамаев Б.М. Определитель насекомых по личинкам. М., 1972.
- Мамаев А.Д., Воробьев Ю.Д. Методическое руководство по биотестированию воды. М., 1991. 160 с.

- Махлин М.Д. Насекомые. СПб., 2009. 96 с.
- Мелехова О.П., Егорова Е.И., Евсеева Т.И. Биологический контроль окружающей среды: биоиндикация и биотестирование: учебное пособие для студ. высш. учебн. заведений. М., 2007. 288 с.
- Методические рекомендации по изучению гидробиологического режима малых рек / Комулайнен С.Ф., Круглова АН., Хренников ВВ., Широков В.А. Петрозаводск, 1989. 42 с.
- Методические рекомендации по сбору и определению зообентоса при гидробиологических исследованиях водотоков Дальнего Востока России. Методическое пособие. 2003. М., 95 с.
- Методические указания по мобилизации растительных ресурсов и интродукции аридных кормовых растений / под ред. Г.И. Бычкова. М., 2000. 84 с.
- Методическое пособие по определению первичной продукции органического вещества в водоемах радиоуглеродным методом / Под ред. Г. Г. Винберга и др. Минск, 1969. С. 1–26.
- Методы биоиндикации и биотестирования природных вод / под ред. В.А. Брызгалю и Т.А. Хоружей. Вып. 2. Л., 1989. 276 с.
- Минакова В.В., Кануникова Е.А., И.В. Карнаухова. Изучение ответной реакции двустворчатого моллюска *Unio pictorum* на воздействие ионов свинца и кадмия // Экосистемы малых рек: Биоразнообразие. Биология, Охрана. Борок, 2004. С. 62–63.
- Миронов О.Г. Проблема самоочищения и гидробиологический метод борьбы с загрязнением морской среды // Биологическое самоочищение и формирование качества воды. М., 1975. С. 19 – 22.
- Михайлов А.А. Морфологическое описание почвы. М., 1974. 72 с.
- Можаев Е.А. Загрязнение водоемов поверхностно-активными веществами (Санитарно-гигиенические аспекты). М., 1976. 124 с.
- Муравьев А.Г. Оценка экологического состояния природно-антропогенного комплекса: учебное пособие. СПб., 2000. 118 с.
- Нагалецкий В.Я. Ботаническая микротехника с элементами гистохимии. Методические указания. Краснодар, 1982. 27 с.
- Наумов Н.А., Козлов В.Е. Основы ботанической микротехники. М., 1954, 312 с.

- Нестерова Д.А. К методике сбора фитопланктона в приповерхностном слое моря // Гидробиологический журнал. 1969. Т. 5. С. 87–89.
- Нетрусов А.И. и др. Практикум по микробиологии. М., 2005. С. 492–495.
- Никаноров А.М. Гидрохимия: учебник для вузов по спец. «Гидрология суши». СПб, 2001. 444 с.
- Никаноров А.М. Научные основы мониторинга качества вод. СПб., 2005. 576 с.
- Никитинский Я.Я. Гидробиология и санитария // Русский гидробиологический журнал. 1922. Т. 1. № 3. С. 88–90.
- Никифорова Е.М. Тяжелые металлы вредят биосфере // Химия и жизнь, 1976. № 1. С. 34–37.
- Никулина В.Н. Опыт использования разных методов оценки степени загрязнения вод по альгофлоре // Методы биологического анализа пресных вод. Л., 1976. С. 38–58.
- Оксиюк О.П., Жданова Г.А., Гусынская С.Л., Головки Т.В. Оценка состояния водных объектов Украины по гидробиологическим показателям. 1. Планктон // Гидробиологический журнал. 1994. Т. 30. № 3. С. 26–31.
- Оксиюк О.П., Жукинский В.Н., Брагинский Л.П. и др. В.Г. Комплексная экологическая классификация качества поверхностных вод // Гидробиологический журнал. 1993. Т. 29. № 4. С. 62–76.
- Оксиюк О.П., Зимбалевская Л.Н., Протасов А.А. и др. Оценка состояния водных объектов Украины по гидробиологическим показателям. Бентос, Перифитон и Зоофитос // Гидробиологический журнал. 1994. Т. 30. № 4. С. 31–35.
- Оксиюк О.П., Стольберг Ф.В. Количественная оценка формирования некоторых показателей качества воды в водотоках // Гидробиологический журнал. 1988. Т. 24. № 5. С. 23–29.
- Определитель гидробионтов / Под ред. В. Сладечека. М., 1977. 227 с.
- Определитель пресноводных беспозвоночных (кроме насекомых) средней полосы Европейской части СССР. М., 1971.
- Определитель пресноводных беспозвоночных Европейской части СССР (планктон и бентос). Л., 1977. 512 с.

- Определитель пресноводных беспозвоночных России и сопредельных территорий. Т. 1–2. СПб., 1994, 1995.
- Петин А.Н., Лебедева М.Г., Крымская О.В. Анализ и оценка качества поверхностных вод: учебное пособие. Белгород, 2006. 252 с.
- Петин А.Н., Сердюкова Н.С., Шевченко В.Н. Малые водные объекты и их экологическое состояние: учеб.–метод. пособие. Белгород, 2005. 238 с.
- Петросян А.Г., Дятлов С.Е. Методы биотестирования в оценке токсичности почв водосборных площадей малых рек и причерноморских лиманов // Экосистемы малых рек: Биоразнообразие. Биология, охрана. Борок, 2004. С. 69–70.
- Поливанная М.Ф., Сергеева О.А. Об использовании организмов зоопланктона в биоиндикации качества вод // Гидробиологический журнал. 1978. Т. 14. № 3. С. 48–53.
- Полонский В.Ф. и др. Гидролого–морфологические процессы в устьях рек и методы их расчета (прогноза). СПб., 1992. 384 с.
- Попченко В.И. Закономерности изменения сообщества донных беспозвоночных в условиях загрязненной природной среды // Научные основы биомониторинга пресноводных систем. Л., 1988. С. 135–140.
- Прокашев А.М. Руководство по полевой диагностике и экологической оценке почв Кировской области: для учителей географии, биологии и экологии. Киров, 2000. 68 с.
- Прохорова Н.В., Аксютин Ю.В. Гистохимические методы в экологическом мониторинге // Региональный экологический мониторинг в целях управления биологическими ресурсами. Тольятти, 2003. С. 181–186.
- Прошкина–Лавренко А.И. Диатомовые водоросли планктона Черного моря. М.; Л., 1955.
- Радкевич В.А. Экология. Минск, 1998. 159 с.
- Райков Б.Е., Римский–Корсаков М.Н. Зоологические экскурсии. М., 1994.
- Рассохин Р.В., Станис Е.В. Экологическая оценка состояния пресноводных водоемов Подмосковья по тяжелым металлам // Актуальные проблемы экологии и природопользования. Вып. 6. Ч. 4. М., 2004. С. 247–250.

- Растительные индикаторы почв, горных пород и подземных вод. М., 1964. 390 с.
- Рахманин Ю.А. Приоритетные направления и критерии оценки загрязнения окружающей среды // Гигиена и санитария. 2003. № 6. С. 14–16.
- Родина А.Г. О распространении серобактерий в пресных водах и месте их в системе показательных организмов Кольквитца и Марссона // Микробиология. 1961. № 30 (6). С. 1080–1083.
- Розенберг В.Г. Теория биоиндикации. М., 1994. 141 с.
- Романова Е.М., Индирякова О.А., Куранова А.П. Двустворчатые моллюски как биомониторы загрязнения водных экосистем тяжелыми металлами // Вестн. ТвГУ, 2008. Серия: Биология и экология, №7. С. 163–168.
- Россоломо Л.Л. Антропогенное эвтрофирование водоемов // Общая экология, биоценология, гидробиология. М., 1975. Т. 2. С. 8–60.
- Руководство к экологической практике: учебное пособие / Н.И. Ходоровская, Я.Н. Лепп, А.В. Лагунов и др. Челябинск, 1999. Ч.1. 67 с.
- Руководство по гидробиологическому мониторингу пресноводных экосистем /под. ред. В.А. Абакумова. СПб., 1992. 318 с.
- Руководство по химическому анализу поверхностных вод суши. Л., 1977. С.
- Рунова Е.М. Экологический мониторинг лесных биоценозов в зонах промышленных выбросов // Природные и интеллектуальные ресурсы Сибири. Томск, 2004. С. 132–135.
- Рыбакова Г.В., Завиваев С.Н. Органические соединения хлора в окружающей среде // Современный мир, природа и человек. Томск, 2009. Т. 1. № 1. С. 95–96.
- Самоочищение и диффузия во внутренних водоемах. Новосибирск, 1980. 192 с.
- Семерной В.П. Санитарная гидробиология. Учебное пособие по гидробиологии. Ярославль, 2002
- Сергеева Е.С. Методы биоиндикации водоисточников в гигиене // Медицинский альманах. 2009, июнь. № 2(7). С. 178–181.
- Синельников В.Е. Механизм самоочищения водоемов. М., 1980. 111 с.

- Сиренко Л.А. Эвтрофирование континентальных водоемов и некоторые задачи по его контролю // Научные основы контроля качества вод по гидробиологическим показателям. Л., 1981. С. 137–153.
- Соколова Н.Ю., Зинченко Т.Д., Львова А.А. Фауна обрастаний водоводов Учинского водохранилища как индикатор качества воды и ее изменения в зависимости от гидрологического режима // Научные основы контроля качества вод по гидробиологическим показателям. Л., 1981. С. 175–182.
- Строганов Н.С. Допустимые уровни загрязнения водоемов // Влияние загрязняющих веществ на гидробионтов и экосистемы водоемов. Л., 1979. С. 9–16.
- Тевяшова О.Е. Сбор и обработка зоопланктона в рыбоводных водоёмах. Методическое руководство (с определителем основных пресноводных видов). Ростов–на–Дону, 2009. 84 с.
- Телитченко М.М., Кокин К.А. Санитарная гидробиология: Руководство к практикуму. М., 1968.
- Термальное загрязнение водоемов и влияние повышенных температур на водные организмы // Рыбохозяйственное использование внутренних водоемов. Вып. 3. 1973.
- Тиунова Т.М. Современное состояние и перспективы изучения экосистем лососевых рек юга российского Дальнего Востока // Чтения памяти В. Я. Леванидова. Вып. 1. Владивосток., 2001. С. 25–30.
- Топачевский А.В., Цееб Я.Я., Сиренко Л.А., Макаров А.И. «Цветение» воды как результат нарушения процессов регуляции в гидробиоценозах // Биологическое самоочищение и формирование качества воды. М., 1975. С. 41–49.
- Фасулати К.К. Полевое изучение наземных беспозвоночных. М., 1971. 424 с.
- Федий С.П., Мисюра А.В. Влияние промышленных сточных вод на видовой состав, численность и биомассу фитопланктона пресных водоемов // Биологическое самоочищение и формирование качества воды. М., 1975. С. 85–88.
- Федоров В.Д. О методах изучения фитопланктона и его активности. М., 1979. С. 62–129.

- Фёдоров В.Д. Методы изучения морского фитопланктона. М., 1979. 165 с.
- Физико–химические методы анализа / под ред. В.Б. Алесковского. Л., 1988. 376 с.
- Фомин Г.С. Вода. Контроль химической, бактериальной и радиационной безопасности по международным стандартам. М., 2000. 848 с.
- Хейсин Е.М. Краткий определитель пресноводной фауны. М., 1962. 147 с.
- Ходоровская Н.И., Кандерова О.Н. Физико–химические и гидробиологические методы исследования экологического состояния водоёмов. Учебное пособие. Челябинск, 2002. 69 с.
- Хромов В. М., Семин В. А. Методы определения первичной продукции в водоемах. М., 1975. С. 1–123.
- Цееб Я.Я., Чугунов Ю.А. Исследования по антропогенному евтрофированию пресных водоемов в СССР // Круговорот веществ и биологическое самоочищение водоемов. Киев, 1980. С. 39–53.
- Черепанов В.В. Об экологической классификации качества поверхностных вод суши // Гидробиологический журнал. 1983. Т. 19, № 2. С. 56–59.
- Чертопруд М.В. Мониторинг загрязнения водоемов по составу макрозообентоса: метод. пособие. М., 1999. 16 с.
- Якубовский К.Б., Мероежко А.И., Нестеренко Н.П. Накопление высшими водными растениями элементов минерального питания // Биологическое самоочищение и формирование качества воды. М., 1975. С. 5–9.
- Brakovska A., Paidere, J., Skute R., Skute N., Skute A. 2013. Occurrence of Cladocera and genetic diversity of *Daphnia cucullata* in pelagic zone of the Latvian salmonid lakes. *Estonian Journal of Ecology*. Vol. 62 No.4. 244- 264.
- Brakovska A., Skute R., Skute A. 2012. Heterogeneity of distribution and community composition of zooplankton in upper layers of Lake Svente. *Zoology and Ecology*. 1-2.

- Deksne R., Skute A. 2011. The influence of ecohydrological factors on the cenosis of the Daugava River zooplankton. *Acta Zoologica Lituanica*, 21 (2), 133-144p.p., ISSN 1648-6919
- Deksne R., Skute A. 2011b. Effects of climate change on zooplankton community structure of the middle stretch of the Daugava river over the last 50 years. *Ecohydrology & Hydrobiology*, Vol. 11 No. 1-2, 79-96, DOI: 10.2478/v10104-011-0033-4
- Deksne R., Skute A. Meinerte A. 2011a. Seasonal changes in zooplankton community of the Daugava river. *Acta Biol. Univ. Daugavp.* 11 (1) 2011, 61—75 pp. ISSN 1407 - 8953
- Deksne R., Skute A., Paidere J. 2010. Changes in structure of zooplankton communities in the middle Daugava (western Dvina) over the last five decades. *Acta Zoologica Lituanica*, Vol. 20, No. 3, 190 – 208. ISSN 1648-6919, DOI: 10.2478/v10043-010-0023-6, CAB International, BIOSIS.
- Dimante-Deimantovica, I., Skute, A., Skute, R. 2012. Vertical variability of pelagic zooplankton fauna in deep Latvian lakes, with some notes on changes in ecological conditions. *Estonian Journal of Ecology*, 61, 4, 247-264. ISSN 1736-602X
- Gruberts D., Paidere J., Skute A., Druvietis I. 2012. Lagrangian drift experiment on a large lowland river during a spring flood. *Fundam. Appl. Limnol.*, Vol. 179/4, 235–249 DOI: 10.1127/1863-9135/2012/0154
- <http://www.upes.lv>
- <https://lv.wikipedia.org>
- <https://www.ezeri.lv>
- Jurevičs, P. & A. Skute. 2013. Vertical distribution and abundance of pelagic fish in two deep stratified lakes in Latvia. *Polish Journal of Natural Sciences*, Vol 28(2): 283–294.
- Jurevičs, P., Skute, A., Brakovska, A., Stepanova, M. 2012. Spatio-temporal distribution of fish in the northern part of Lake Svente. Proceedings of International Scientific Conference “The current state and perspective of the Coregonid Lakes”. *Acta Biologica Universitatis Daugavpiliensis*, Supplement 3. 50-61.
- Meeske A.C.M., Pupins M. (2009): The European pond turtle in Latvia. -in: Rogner M.: European Pond Turtles. The Genus *Emys*. -Germany,

Edition Chimaira. Chelonian Library, 4: 214-216. ISBN 978-389973-604-5

- Pupina A., Pupins M. (2008): The new data on distribution, biotopes and situation of populations of *Bombina bombina* in the south-east part of Latvia. -Acta Biologica Universitatis Daugavpiliensis, Vol.8 (1): 67-73. ISSN 1407-8953.
- Pupina A., Pupins M. (2009): Comparative analysis of biotopes and reproductive-ecological manifestations of *Bombina bombina* (Linnaeus, 1761) in Latvia. -Acta Biologica Universitatis Daugavpiliensis, Vol. 9 (1): 121-130. ISSN: 1407-8953
- Pupina A., Pupins M. (2016): First records of new aquatic predator *Pelodiscus sinensis* (Wiegmann 1835) in Latvia and preliminary ecological risk assessment of the invasion for autochthonic *Emys orbicularis* (Linnaeus 1758). -Acta Biologica Universitatis Daugavpiliensis, 16 (1): 61-76. ISSN 1407-8953.
- Pupina A., Pupins M., Skute A., Pupina Ag., Karklins A. (2015): The distribution of the invasive fish amur sleeper, rotan *Perccottus glenii* Dybowski, 1877 (Osteichthyes, Odontobutidae), in Latvia. -Acta Biologica Universitatis Daugavpiliensis, 15 (2): 329 – 341. ISSN 1407 – 8953.
- Pupins M. (2007): First report on recording of the invasive species *Trachemys scripta elegans*, a potential competitor of *Emys orbicularis* in Latvia. -Acta Universitatis Latviensis, vol. 273, Biology: 37-46.
- Pupins M., Pupina A. (2008a): Distribution of European pond turtle *Emys orbicularis* (LINNAEUS, 1758) on the northern edge of its area in Latvia. -Revista Espanola de Herpetologia: 22: 149-157.
- Pupins M., Pupina A. (2008b): The data on the observations of the European pond turtle (*Emys orbicularis* L.) at the northern edge of its area in Latvia. -Acta Biologica Universitatis Daugavpiliensis, Vol.8 (1): 35-46. ISSN 1407-8953.
- Pupins M., Pupina A. (2011): First records of 5 allochthonous species and subspecies of Turtles (*Trachemys scripta troostii*, *Mauremys caspica*, *Mauremys rivulata*, *Pelodiscus sinensis*, *Testudo horsfieldii*) and new records of subspecies *Trachemys scripta elegans* in Latvia. (Correction: *Trachemys scripta troostii* = *Pseudemys concinna* Management of Biological Invasions, 2: 69-81.

- Pupiņš M., Pupiņa A. (2012): Findings of *Emys orbicularis* (Linnaeus 1758) in salmonid lakes in Latvia. -Acta Biologica Universitatis Daugavpiliensis, Suppl. 3, 2012: 91 – 93. ISSN: 1407-8953.
- Pupiņš M., Pupiņa A. (2012): Invasive fish *Perccottus glenii* in biotopes of *Bombina bombina* in Latvia on the north edge of the fire-bellied toad's distribution. -Acta Biologica Universitatis Daugavpiliensis, Suppl. 3, 2012: 82 – 90
- Saeima (2000): Autortiesību likums. redakcija: 31.12.2014. "Latvijas Vēstnesis", 148/150 (2059/2061).
- Skute A., Bardacenko V., Solomenikovs A. 2012. Investigation of predator-prey interactions between fish populations in lake Razna (Latvia) with general discrete time-dependent Lotka-Volterra model. *Acta Biologica Universitatis Daugavpiliensis*, Suppl. 3, 112 – 120
- Skute A., Deksnis R., Paidere J., N. Skute & Brakovska, A. 2010. Changes in the structure of zooplankton communities in the freshwater ecosystems in Latvia over the last five decades. *Advances in Climate Changes, Global Warning, Biological Problems and Natural Hazards*. 3rd WSEAS International Conference on Climate Changes, Global Warning, Biological Problems (CGB' 10). WSEAS Press, 96 – 100.
- Skute A., Gruberts D., Soms J., Paidere J., 2008. Ecological and hydrological functions of the biggest natural floodplain in Latvia. *Ecohydrology and Hydrobiology*, Vol. 8, No 2-4, 291-306,
- Skute A., Osipovs S., Vardanjan D., 2016. Source identification of nitrate by means of stable nitrogen isotopes in the river Daugava and loads of nitrogen to the Gulf of Riga. *International Journal of Environmental Analytical Chemistry*, 2016, Vol. 96, NO. 1, 1–14.
- Skute A., Pupins M., Pupina A. (2016): Behavioral responses of salmonid fingerlings to new invasive fish predator *Perccottus glenii*. -Acta Biologica Universitatis Daugavpiliensis, 16 (1): 91-98.
- Vezhnavets V.V., Skute A. 2012. Comparative characteristics of zooplankton from two transboundary tourist lakes. *Acta Biologica Universitatis Daugavpiliensis*, Suppl. 3, 141 – 156, ISSN 1407 – 8953
- Vezhnavets V.V., Skute A. 2014. Transformation in Lake Drūkšiai ecosystem upon Ignalina Nuclear Power Plant decommissioning: The main characteristics of the habitat. *Zoology and Ecology*, 24/2, 87-91.

Аквакультура: исследования, образование и развитие

Network of Aquaculture Centres in Central-Eastern Europe (NACEE)

<http://www.agrowebcee.net/nacee/about-nacee/>



The idea of the establishment of the Network of Aquaculture Centres in Central-Eastern Europe (NACEE) emerged during the activity of the Central-Eastern European Committee of the [European Aquaculture Society](#) (EAS) in early 2003. The main mandate of the envisaged network was to facilitate that the R&D sphere in Central-Eastern Europe be an integral part of the European Research Area. After initial evaluation of the needs and possibilities, the idea of NACEE was publicly announced during the International Symposium "Coldwater Aquaculture: Start in the 21 st Century", in St-Petersburg, Russia, on 7-15 September 2003. Aquaculture institutions of five CEE countries (Belarus, Czech Republic, Hungary, Russia, and Ukraine) joined the initiative during the conference. This is considered to be the date of launching of NACEE. The Network was formally founded during the [First Meeting of NACEE Directors](#) (Szarvas, Hungary, 21-24 November 2004), when directors and representatives of 23 institutions and organizations from 13 CEE countries signed a formal Founding Document and agreed on the structure and the operational framework of NACEE.

After requesting the establishment of formal relations between the Network of Aquaculture Centres in Central and Eastern Europe (NACEE) and the [Food and Agriculture Organization of the United Nations](#) (FAO), FAO decided to grant NACEE liaison status with the Organization on 7 June 2006.

Although the informal, „club-like” structure of NACEE made it easy to start the network and assured a flexible operation, after some time it became a constraint, especially because it effectively blocked the access of NACEE to project consortia and project funds. NACEE could only participate through its members, not on its own, and its

contribution was generally limited to dissemination of the project results. Seeing these limitations, the directors of NACEE institutions agreed to move toward transformation into a registered non-profit organization during the [Sixth Meeting of NACEE Directors](#) (Torun, Poland, 15-17 September, 2009). After one year of preparatory work, the [Founding General Assembly](#) of the new NACEE Association was held in Szarvas, Hungary, on 2 December 2010, and the association was officially registered on 26 January 2011.

Structure and function

The Network is a voluntary union of Central and Eastern European institutions and professionals active in the field of aquaculture, in which all members retain their full independence. The day-to-day operation of the network is coordinated by the elected Executive Board, which is responsible to the General Assembly. The Board also maintains the secretariat, which is located in Szarvas, Hungary. The operation and finances of NACEE are controlled by the Supervisory Board, while the research agenda of the Association is determined by the Technical Advisory Committee.

All member institutions assign a liaison officer (preferably speaking both English and Russian) who maintains regular contact with the Secretariat. The language of the communication is English or Russian. Members inform the Secretariat about events, which may count on the interest of other members. The Secretariat then distributes the information among the members of the Network. The Secretariat also disseminates major information from European organisations and institutions, which may be relevant for members of the Network. Regular meetings of the General Assembly are held annually. New members can join the Network with the approval of the General Assembly.

Current members of NACEE

NACEE membership is open to any Central and Eastern European research institute, university, producer association or individual active in the field of fisheries and aquaculture. Currently, the Network consists of 41 institutions and individuals from 9 countries.

Associated members

NACA

Honorary members

Paolo Bronzi, [WSCS](#)

Contacts:

Szvetlana Lengyel, NACEE Technical Secretary

nacee.new@gmail.com

+36306037492 (from 8 a.m. till 4 p.m. CET)

Laszlo Varadi, NACEE President

Peter Lengyel, NACEE General Secretary



Кубанский государственный университет

<https://www.kubsu.ru/>



Кафедра зоологии КубГУ занимается изучением биocenозов Северо-Западного Кавказа, в том числе и водных биocenозов. Сотрудники кафедры со своими студентами и коллегами из других научных учреждений России изучают экологию Черного моря, его гидробиологическую фауну и флору.

Проводится биологический мониторинг рек региона – черноморских и степных, а также главной реки региона – р. Кубань, изучается фауна рыб, планктона и бентоса. Кафедра зоологии проводит исследования в области экологической токсикологии, определяя виды-биондикаторы состояния водных биocenозов.

Department of Zoology of Kuban State University studies the biocenoses of the North-Western Caucasus, including aquatic biocenoses. The members of the Department with their students and colleagues from other Russian research institutions are studying the ecology of the Black sea, its hydrobiological fauna and flora. The biological monitoring of different rivers of the region – Black sea' rivers and steppe ones, and of the main river of the region – the river Kuban conducted, studied the fauna of fishes, plankton and benthos. Department of Zoology conducts researches in the field of environmental toxicology, identifying species-bioindicator of water biocenoses.

Daugavpils University

<https://du.lv/en/>



Daugavpils University (DU) was founded in 1921 as Teachers' seminary. In October 13th, 2001, Daugavpils University has become the biggest state educational institution in Eastern Latvia, which offers to achieve higher education of all scientific grades, acceptable in Europe and all over the world. DU has thirteen research centres, almost all of them have allocated the means of various EU projects and have purchased modern equipment, which allows to conduct high level research in various fields.

DU has long traditions of organizing various conferences, e.g. Scientific Readings, Slavonic Readings, various thematic conferences in all branches of science. We cooperate with various institutions worldwide. Students of Daugavpils University have many opportunities to study and practise abroad, getting an extra experience and a new view on knowledge received in Daugavpils University.



Institute of Life Sciences and Technologies was established in 2013 as a result of the unification of Institute of Systematic Biology, Institute of Ecology, G.Libert's laboratory and Mathematic. The main reason of institute establishment was the idea to establish modern, a competitive and internationally recognizable institution that will have high level of contributions for various aspects of natural sciences, provide significant input for development of local economy and education.



Daugavpils Universitātes Akadēmiskais apgāds “Saule”
Izdevējdarbības reģistr. apliecība Nr. 2-0197.
Vienības iela 13, Daugavpils, LV-5401, Latvija