

И.Б.Богатова

РЫБОВОДНАЯ ГИДРОБИОЛОГИЯ

121628



ОБЯЗАТЕЛЬНЫЙ
ЭКЗЕМПЛЯР

776252

Приднепровский государственный
Университет им Т.Г. Шевченко
Классическая библиотека

МОСКВА
«ПИЩЕВАЯ ПРОМЫШЛЕННОСТЬ»
1980

476252

ББК 47.3
Б-72 543
УДК 639.3.053.3

Рыбоводная гидробиология. Богатова И. Б. — М.: Пищевая пром-сть, 1980. — 168 с.

Из большого числа организмов, населяющих водоемы, выбираются наиболее продуктивные, ценные в пищевом отношении формы и стимулируется их массовое развитие.

Рассматриваются методы и биотехника массового получения живого корма для рыбоводных целей. Описываются новый метод и биотехника повышения естественной кормовой базы прудов.

Таблиц 24. Иллюстраций 37. Список литературы — 149 названий.

Рецензенты: д-р биол. наук А. Ф. КАРПЕВИЧ, д-р биол. наук А. Ф. АНТИПЧУК

ИРИНА БОРИСОВНА БОГАТОВА

РЫБОВОДНАЯ ГИДРОБИОЛОГИЯ

Редактор Г. Н. Жукова
Художник Н. Г. Комаров
Художественный редактор В. В. Водзинский
Технический редактор Г. Г. Хацкевич
Корректоры М. А. Шегал, Е. А. Постникова

ИБ № 845

Сдано в набор 17.04.80. Подписано в печать 29.09.80. Т-16265.
Формат 84×108^{1/2}. Бумага кн.-журнальная. Литературная гарнитура. Высокая печать. Объем 5,25 печ. л. Усл. п. л. 8,82. Уч.-изд. л. 9,32. Тираж 2000 экз. Заказ 1416. Цена 45 коп.

Издательство «Пищевая промышленность», 113035, Москва, М-35, 1-й Кадашевский пер., д. 12.

Московская типография № 6 Союзполиграфпрома при Государственном комитете СССР по делам издательства, полиграфии и книжной торговли
109088, Москва, Ж-88, Южнопортовая ул., 24.

40800—096
Б 044(01)—80 96—80 4002030100

© Издательство «Пищевая промышленность», 1980 г.

ВВЕДЕНИЕ

По мере роста потребности населения в белковом питании параллельно с развитием рыбного промысла расширяются масштабы и совершенствуется техника рыбоводных работ на водоемах комплексного назначения — в реках, озерах, водохранилищах, морях и в специализированных рыбных хозяйствах.

Масштабы современного рыбоводства огромны — ежегодно только в СССР рыбоводные предприятия выпускают в естественные водоемы 10 млрд. экз. молоди ценных промысловых рыб, в том числе более 100 млн. метровых, около 1 млрд. лососевых и сиговых и около 9 млрд. частиковых рыб. Вводятся в строй новые рыбоводные заводы, что дает возможность увеличить количество выпускаемой в водоемы молоди рыб.

Расширяются площади товарных прудовых хозяйств, создаются рыбоводные хозяйства на водоемах-охладителях электростанций. С целью повышения эффективности рыбоводных работ выпуск в водоемы личинок заменяется выпуском подрощенной молоди.

Помимо комплексных мероприятий по увеличению численности рыб в водоемах все большее значение приобретают рыбоводные работы, направленные на повышение интенсивности роста рыб, т. е. в первую очередь на улучшение условий их питания в товарных прудовых хозяйствах и рыбоводных хозяйствах на водоемах-охладителях электростанций. Увеличение количества рыб и скорости их роста является основой повышения рыбопродуктивности водоемов.

Для роста и нормальной жизнедеятельности рыб громадное значение имеют естественные живые корма — мелкие беспозвоночные и растения, обитающие в водоемах. Естественные корма характеризуются высокой пищевой ценностью, высоким содержанием белка, жира, незаменимых аминокислот, витаминов, ферментов и

других компонентов, особенно важных для молоди рыб. Создание столь же полноценных кормосмесей оказывается практически невозможным.

Большим преимуществом естественных кормов является то, что их можно получать за счет естественных ресурсов, не прибегая к услугам других отраслей — сельского хозяйства, комбикормовой промышленности и др. По мере совершенствования биотехники и роста культуры рыбоводства естественные корма будут приобретать все большее значение. Проблема получения живых кормов для выращивания в искусственных условиях молоди рыб занимает одно из центральных мест в индустриальном рыбоводстве.

Масштабы современного индустриального рыбоводства — выращивание сотен миллионов и миллиардов личинок ценных промысловых рыб — диктуют необходимость получения громадного количества живого корма. Ежегодная потребность рыбоводства в мелком живом корме исчисляется десятками и сотнями тонн.

На первый взгляд, наиболее простой и удобный путь массового получения живого корма — это вылов водных беспозвоночных из естественных водоемов. Разработаны эффективные методы, позволяющие осуществлять массовый отлов планктонных животных. Однако таким путем нельзя обеспечить гарантированное стабильное получение живого корма в нужные для рыбоводства сроки. Известно, что выращивание личинок и молоди рыб заводским способом производится большей частью в начале вегетационного периода, когда численность и биомасса планктонных животных еще очень низки. В это время, а также в периоды снижения количества гидробионтов в результате естественной флуктуации нельзя рассчитывать на получение нужного количества живого корма из естественных водоемов. Важным обстоятельством, ограничивающим использование выловленного из водоемов корма, является то, что вместе с ним могут быть занесены нежелательные организмы, такие, как циклопы, приносящие вред личинкам рыб, а также переносчики заболеваний, паразиты рыб, например карповая вошь и др. Поэтому рекомендация об отлове естественного корма из водоемов может рассматриваться только как временная, вынужденная мера, ограниченная рамками следующих условий:

наличие сравнительно крупного водоема около рыбного предприятия, где производится выращивание рыб;

интенсивное развитие в этом водоеме кормовых животных в период выращивания рыб, т. е. обычно ранней весной;

отсутствие в водоеме паразитов и хищных беспозвоночных, которые могут принести вред рыбе;

постоянный контроль в период отлова водных беспозвоночных из естественных водоемов со стороны гидробиологов и ихтиопатологов.

Основной путь массового, гарантированного получения живого корма для индустриального рыбоводства — это искусственное разведение гидробионтов с применением методов инкубации и культивирования. Для достижения поставленной цели необходимо детальное изучение продукционных свойств гидробионтов, выбранных для искусственного разведения, т. е. прежде всего, роста и размножения, летальных и оптимальных значений для них того или иного фактора внешней среды. Полученные данные могут быть использованы для создания оптимальных условий разведения кормовых организмов и получения максимальной продукции живого корма.

Не менее важная область рыбоводства — воздействие на кормовую базу рыб в водоемах и изменение протекающих в них процессов в нужную для повышения продуктивности сторону. Конечная цель этих работ заключается в повышении естественной рыбопродуктивности водных экосистем. Для достижения этой цели используются методы воздействия на биотопы и биоценозы водоемов. Воздействие на биотоп предусматривает анализ абиотических условий и разработку путей их изменения в благоприятную для гидробионтов сторону. При воздействии на биоценозы выделяют наиболее продуктивные и ценные в пищевом отношении виды и, используя специальные методы, способствуют их интенсивному развитию и преобладанию над другими, менее продуктивными видами. Особое место в этом комплексе работ занимают методы интродукции кормовых беспозвоночных. При этом помимо знаний о пищевой ценности, биологии и экологии вселяемых животных необходимо иметь достаточно четкое представление о физико-химических условиях в водоеме, составе нерыбного населения, о сложившихся

в данной экосистеме трофических связях и пр. Дополнительные трудности при проведении работ на прудах и водоемах комплексного назначения создает присутствие в них хищников и рыбы.

Из сказанного очевидно, что работы по разведению живого корма выходят за рамки обычных рыбоводных работ, так как требуют специальной подготовки и опыта. Они должны базироваться на глубоком знании биологии гидробионтов, их взаимоотношений с окружающей средой и друг с другом, их пищевой ценности для рыб и пр. Вместе с тем специалисты, работающие в этой области, должны хорошо ориентироваться в рыбоводном процессе, иметь представление о питании и пищевых потребностях рыб, степени использования рыбами корма в процессе роста и в зависимости от обмена, методике выращивания рыб и пр.

Так, на грани двух дисциплин — рыбоводства и гидробиологии возникла новая — рыбоводная гидробиология, практической целью которой является разработка методов, обеспечивающих получение высокой продуктивности полезных для рыб кормовых организмов [12].

ГЛАВА I. РЫБОВОДНАЯ ГИДРОБИОЛОГИЯ: ПРЕДМЕТ, ОСНОВНЫЕ ЗАДАЧИ И МЕТОД

Рыбоводная гидробиология — это самостоятельное направление гидробиологии, представляющее собой систему знаний об управлении водными экосистемами и создании полезного биологического продукта для рыбоводных целей, имеющего товарную стоимость и оцениваемого в денежном выражении.

Основная задача рыбоводной гидробиологии — создание наибольшего полезного биологического продукта при наименьших затратах. Эта задача может быть решена различными путями:

- освоением более продуктивных форм;
- разработкой более совершенных технологий, предполагающих создание производственных агрегатов и управление режимом среды;
- внедрением методов селекции и гибридизации в практику рыбоводной гидробиологии.

Метод рыбоводной гидробиологии состоит в целенаправленном отборе кормовых организмов, всестороннем изучении объектов абиотических факторов для реорганизации природных и создания устойчивых и высокопродуктивных искусственных экосистем. В этом заключается действенный характер и принципиальное отличие специфического метода рыбоводной гидробиологии от промысловой. Культивирование кормовых организмов в каждом конкретном случае предполагает применение различных методических приемов, которые подробно будут рассмотрены в соответствующих главах.

Объектами рыбоводной гидробиологии являются организмы, составляющие естественную кормовую базу рыб или не являющиеся таковыми, но культивируемые в искусственных условиях для рыбоводных целей. Из огромного числа гидробионтов и гидрофильных организ-

мов рыбоводы-гидробиологи выбирают виды, удовлетворяющие определенным требованиям, основными из которых являются:

- эврибионтность;
- высокая продукционная способность;
- устойчивое развитие популяции в условиях высокой плотности;
- высокая пищевая ценность;
- доступность.

В становлении рыбоводной гидробиологии в самостоятельное направление можно выделить несколько основных этапов. Первые опыты проводились с формирующимися массовыми скоплениями в небольших эвтрофизированных водоемах, богатых бактериями и водорослями. Были сделаны попытки разведения живого корма в таких же условиях высокой трофности, созданных искусственно. Этих животных, главным образом крупных дафний и мoin, разводили на органическом удобрении в небольших земляных ямах и несложных агрегатах типа чанов или деревянных лотков. В небольших по масштабам опытах не учитывались съем и величина продукции и количественные показатели развития культуры не имели практического значения.

В середине XX в. рыбоводство приняло широкий индустриальный размах. К этому времени относятся работы по массовому культивированию микроводорослей водных беспозвоночных в специальных агрегатах для промышленного использования их при выращивании молоди рыб на рыбоводных заводах. В этот период значительно повышается уровень проведения научных исследований и практических работ, и, что особенно важно, работы проводятся с учетом количества снятой конечной продукции, которая используется для кормления рыб по точному расчету. Устанавливаются основные параметры культивирования — величина зарядки и количество биомассы в культуру корма, время созревания культуры, показатели ухудшения состояния культуры и пр.

В области повышения продуктивности водоемов дальнейшее развитие получили работы по удобрению прудов, исследования и практические мероприятия по интродукции в водоемы водных беспозвоночных. Однако на этом этапе продукция и биомасса культивируе-

мых гидробионтов сравнительно невысокие, в связи с чем низки и показатели экономической эффективности индустриального разведения живого корма, естественные кормовые ресурсы прудов и других водоемов используются недостаточно полно.

В настоящее время наметился переход рыбоводной гидробиологии к третьему, интенсивному этапу развития, соответствующему возросшим масштабам и совершенствованию биотехники рыбоводных работ и оформлению ее в самостоятельное научное и практическое направление.

Основная задача рыбоводной гидробиологии на современном этапе — разработка новых технологий, дающих возможность резко — в десятки и сотни раз — повысить продуктивность культуры при заводском получении живых кормов, что предполагает создание более совершенных агрегатов для получения живого корма на индустриальных рыбоводных предприятиях и управление водными экосистемами путем согласованного воздействия на биотопы и биоценозы.

Управление режимом среды сводится в основном к поддержанию на оптимальном уровне температуры, освещенности, растворимых в воде газов и солей, концентрации пищи и др. В условиях индустриального разведения корма абиотические факторы сравнительно легко поддаются управлению с помощью различных технических средств — терморегуляторов, дозаторов и регуляторов подачи газов и минеральных солей.

Управление гидробиологическими процессами в водоемах, расположенных под открытым небом, связано с большими трудностями, так как основные абиотические факторы — температура и свет — не поддаются управлению. К числу частично управляемых факторов можно отнести солевой состав и pH среды, газовый режим, а также условия питания и состав биоценозов. Основные методы управления естественной кормовой базой водоемов — удобрение, известкование, обогащение воды кислородом, интродукция полезных животных.

Для оценки эффективности работ в области рыбоводной гидробиологии, так же как и в любой другой отрасли, используют хозяйственно ценный продукт, используют экономические показатели. Основным показателем продуктивности в индустриальной сфере рыбоводной гидро-

биологии служит полученная с единицы объема или площади в сутки продукция гидробионтов, выраженная в граммах или других весовых единицах.

Себестоимость продукции определяют по сумме произведенных затрат на единицу получаемого конечного продукта. Очевидно, что чем больше продукция разводится в искусственных условиях гидробионтов, тем ниже себестоимость при условии одинакового объема затрат и выше экономическая эффективность примененного метода культивирования.

Помимо себестоимости разводимых гидробионтов экономическая эффективность может быть выражена в разнице себестоимости рыбы, выращенной с применением живого корма и без него. На снижение себестоимости выращиваемой рыбы влияют такие основные показатели, как увеличение ее выживаемости и выхода, увеличение темпа роста и конечной массы, а также уменьшение затрат искусственного корма.

Оценка экономической эффективности методов культивирования по себестоимости продукции гидробионтов обязательно должна быть дополнена экономическими показателями себестоимости продукции рыбоводства. В некоторых случаях это единственно возможный способ оценить экономическую эффективность проводимых работ.

В качестве примера определения экономической эффективности по рыбоводным показателям можно привести расчеты, сделанные по результатам внедрения метода интродукции *Daphnia magna* в производство [104]. Экономию (\mathcal{E}_1) определяли по формуле:

$$\mathcal{E}_1 = [(K_1 - K_2) \cdot (C + Z_{тр} \cdot B)] \cdot S_2 \cdot P_2,$$

где K_1 — затраты искусственного корма на единицу весового прироста рыбы; K_2 — кормовые затраты при интродукции дафний; C — стоимость кормов в руб./ц; $Z_{тр}$ — трудовые затраты на внесение 1 ц кормов, в чел./дн; B — стоимость 1 чел./дн. в руб.; S_2 — площадь прудов в га при интродукции дафний; P_2 — рыбопродуктивность в ц/га при интродукции дафний.

Дополнительная прибыль (\mathcal{E}_2) за счет улучшения качества рыбы и повышения цены реализации рассчитывается по формуле

$$\mathcal{E}_2 = (C_2 - C_1) \cdot S_2 \cdot P_2,$$

где C_2 — цена реализации 1 ц/руб. при интродукции дафний; C_1 — цена реализации 1 ц/руб. в контроле.

Общий экономический эффект

$$\mathcal{E}_{общ} = \mathcal{E}_1 + \mathcal{E}_2.$$

Разработка методов оценки экономической эффективности работ в рыбоводной гидробиологии еще только начинается, и экономические данные пока крайне немногочисленны. Очевидно, что внедрение методов разведения кормовых объектов в производство должно сопровождаться определением их экономической эффективности, без подобных расчетов разработка метода не может считаться завершенной.

ГЛАВА II. ЕСТЕСТВЕННАЯ КОРМОВАЯ БАЗА—ОСНОВА ВЫБОРА ОБЪЕКТОВ РЫБОВОДНОЙ ГИДРОБИОЛОГИИ

Естественная кормовая база рыб — это комплекс гидробионтов, используемых рыбами непосредственно или через промежуточное пищевое звено в пищу и определяющих прирост рыбной продукции. Важное значение для оценки естественной кормовой базы рыб имеют качественная и количественная характеристика развития растений и животных, данные по питанию рыб и трофическим связям в водоеме.

Разные виды рыб различаются по характеру питания. Наряду с всеядными рыбами имеются рыбы с узким пищевым спектром, морфологически и физиологически приспособленные к питанию одним или немногими видами корма. С возрастом характер питания изменяется. Личинки большинства рыб, независимо от характера их питания во взрослом состоянии, питаются животными кормами.

В рыбоводной практике одни и те же организмы могут оказаться полезными или вредными в зависимости от возрастных стадий выращиваемых рыб. Так, развитие в мальковых и выростных прудах крупных представителей бентоса, личинок стрекоз и жуков, щитней приносит существенный вред, поскольку эти животные нападают на личинок рыб и подрывают их кормовую базу. Эти же формы в нагульных прудах можно рассматривать как важный компонент естественной кормовой базы двух- и трехлетков карпа.

Организмы, избираемые в качестве объектов рыбо-водной гидробиологии, должны обладать набором свойств, обеспечивающих возможность резкой интенсификации производства полезного биологического продукта и характеризоваться полноценностью биохимического состава, высокой калорийностью и доступностью для конкретного вида рыб на определенной стадии онтогенеза.

Возможность резкой интенсификации производства полезного биологического продукта может быть достигнута при условии высокой продукционной способности устойчивого развития популяции при значительной плотности особей, неприхотливости к факторам внешней среды. Высокая продукционная способность вида характеризуется его коротким жизненным циклом, большой плодовитостью и быстрым темпом роста.

Для характеристики продукционной способности гидробионтов применяется P/B -коэффициент, или удельная продукция, представляющая собой отношение продукции организмов к их биомассе за единицу времени. Зная удельную продукцию и биомассу, можно по формуле $P=BC$ (где P — продукция, B — биомасса, C — удельная продукция) определить продукцию того или иного вида. Такое определение не является абсолютно точным, однако оно дает возможность получить представление о продукции конкретного вида и достаточно для практических целей. В табл. 1 приведены величины суточной удельной продукции некоторых представителей пресноводных беспозвоночных (простейших, колеров, моллюсков, ракообразных и личинок хирономид).

Из приведенных данных видно, что величина показателя удельной продукции в определенной степени зависит от систематического положения и видовых особенностей организмов, например отчетливо выделяется очень низкая удельная продукция моллюсков, прослеживается тенденция уменьшения величины удельной продукции с увеличением размеров организма. При выборе объекта определенного таксона следует ориентироваться на организмы, имеющие наиболее высокое значение удельной продукции.

Удельная продукция животных, относящихся к одной систематической группе и даже одному и тому же виду,

Таблица 1

Суточная удельная продукция водных беспозвоночных

Организм	C	Источник
<i>Paramecium caudatum</i> (Ehrbg)	4,0	[60]
<i>Brachionus rubens</i> (Ehrbg)	1,26—2,1	[21]
<i>Brachionus calyciflorus</i> (Pall)	1,3	[81]
<i>Unio pictorum</i> (L)	0,00038	[143]
<i>Unio tumidus</i> (Retz)	0,00035	[143]
<i>Anadonta anatina</i> (L)	0,00054	[47]
<i>Daphnia pulex</i> (De Geer)	0,21—0,45	[35]
<i>Daphnia longispina</i> (O. F. Müller)	0,08—0,43	[79]
<i>Daphnia magna</i> (Straus)	0,26—0,65	[14]
<i>Bosmina coregoni</i> (Baird)	0,14—0,15	[94]
<i>Bosmina longirostris</i> (O. F. M)	0,22	[44]
<i>Chydorus sphaericus</i> (O. F. M)	0,13—0,20	[94]
<i>Moina rectirostris</i> (Leydig)	0,25	[73]
<i>Cyclops kolensis</i> (Lill)	0,023	[38]
<i>Gammarus lacustris</i> (Sars)	0,0082	[7]
<i>Asellus aquaticus</i> (L)	0,012	[3]

может изменяться в зависимости от состава (полового, возрастного) и физиологического состояния популяции, а также условий существования.

Устойчивое развитие популяции при значительной плотности особей является важным условием осуществления системы мероприятий по значительному увеличению полезной продукции с единицы объема или площади искусственных и естественных экосистем. В практике рыбоводной гидробиологии реализация этих потенциальных возможностей вида во многом зависит от технического обеспечения оптимизации параметров среды в соответствии с требованиями вида.

Требования неприхотливости вида к факторам внешней среды следует понимать как его способность переносить определенные колебания экологических факторов. Культивирование стенобионтов вполне осуществимо благодаря разработанной в настоящее время аппаратуре для поддержания стабильных условий среды, но поскольку культивирование не является самоцелью, а служит для получения живых кормов, которые будут скармливаться рыбам, выращиваемым в условиях, от-

личающихся от таковых в культуре, предпочтение отдается достаточно пластичным видам.

В естественных экосистемах управление факторами среды довольно проблематично, поэтому объекты рыбодной гидробиологии и в этом случае должны быть достаточно эврибионтны.

В процессе эволюции у многих водных беспозвоночных выработались приспособления, делающие их менее доступными для рыб. Защита от выедания достигается использованием укрытий, маскировкой, особенностями поведенческих реакций, морфологическими приспособлениями. Личинки хирономид и олигохеты укрываются в грунте водоемов, минирующие личинки мелких насекомых находят убежище и пищу в стеблях растений и характеризуются слабой доступностью для рыб. Примером маскировки могут служить прозрачные личинки комара *Chaobogus* и рачки *Leptodora kindtii*, почти незаметные в воде. Некоторые водные беспозвоночные обладают способностью быстро уходить от преследования, рачок *Diatomus*, обычный обитатель пресных водоемов, при движении делает резкие скачки в сторону. К морфологическим приспособлениям, в определенной степени защищающим животных от выедания, относятся раковины моллюсков, домики ручейников и т. п.

Целесообразно различать экологическую, морфологическую и физиологическую доступность кормовых организмов. Под экологической доступностью понимается способность потребителя обнаружить кормовой организм, под морфологической — соответствие формы кормового организма строению органов захвата пищи и пищеварительного тракта животных-потребителей, и наконец, под физиологической — ферментативный состав пищеварительного сока и физиологическое состояние животного-потребителя.

Учет фактора доступности кормовых организмов имеет большое значение в качестве основной характеристики перспективности конкретного объекта для рыбоводной гидробиологии, оценки состояния естественной кормовой базы рыб в водоемах и правильного выбора биотехники кормления рыб живыми кормами.

Полноценность биохимического состава корма определяется наличием в нем всех необходимых для нор-

ального обмена веществ потребителя компонентов: белков, жиров, углеводов, минеральных солей и биологически активных соединений.

Содержание белков в корме имеет важное значение, поскольку они являются основным поставщиком азотсодержащих соединений и не могут быть заменены в рационе жирами или углеводами. Первостепенное значение имеет аминокислотный состав белков, поскольку полноценный корм должен содержать не только достаточное количество белка, но и все незаменимые аминокислоты в количестве и соотношениях, обеспечивающих нормальное протекание процессов обмена. Недостаток аминокислот или их несбалансированность в рационе вызывают ухудшение состояния животных-потребителей и понижают эффективность использования кормов.

Ниже приводятся краткие характеристики биохимического состава и калорийности основных групп кормовых организмов.

К числу широко распространенных и достигающих в водоемах большого количественного развития относятся диатомовые (тип *Bacillariophyta*), синезеленые (тип *Cyanophyta*) и зеленые (тип *Chlorophyta*) водоросли.

Меньшее значение имеют пирифитовые, эвгленовые, золотистые, желтозеленые.

Биохимический состав пирифитовых водорослей изучен слабо. Содержание белка в них достигает 25—30% от сухой массы. В составе аминокислот преобладают аргинин, аланин, глицин, в сухом веществе обнаружено сравнительно мало жира — 3—5% [5].

В сухом веществе эвгленовых содержится 2,8% углеводов. В результате фотосинтеза у них накапливается парамилон. Эвгленовые богаты белками, которые составляют до 69% сухого вещества, из аминокислот преобладают гистидин, аргинин, аланин, лейцин и изолейцин. Жиры составляют примерно 15% сухого вещества эвглены (в их состав входят в основном ненасыщенные жирные кислоты), а зола — 13% сухого вещества. Рассчитанная по биохимическому составу калорийность эвгленовых равна 5,7 ккал на 1 г сухого вещества и 6,4 ккал на 1 г сухого органического вещества. Эвгленовые по содержанию витаминов сходны с зелеными водорослями.

Продуктом ассимиляции желтозеленых водорослей является лейкозин. Крахмал в клетках этих водорослей не обнаружен. Углеводы составляют примерно 30% сухого вещества, содержание белка достигает 35%, жира — 10%. Наличие в оболочке кремнезема сближает их с золотистыми и диатомовыми водорослями.

В сухом веществе золотистых водорослей обнаружено 53% золы, 26% углеводов, 18% белка и 3% жира. Количество золы особенно велико у панцирных форм. Характерным продуктом ассимиляции золотистых водорослей, так же как и желтозеленых, является лейкозин.

Аминокислотный состав белков не отличается существенно от такового у других водорослей.

Среди зеленых водорослей большое значение в культуре имеют протоккокковые водоросли. Они характеризуются микроскопическими размерами, одеты целлюлозной оболочкой. Эти водоросли хорошо доступны фильтрующим беспозвоночным и рыбам. Некоторые представители этой группы, такие, как хлорелла, сценедесмус и др., используются при массовом культивировании.

Биохимический состав протоккокковых водорослей в большой степени зависит от возраста культуры и количества азота в среде. Протоккокковые водоросли, взятые для анализа из 14-дневной культуры, содержали 36,7—59,6% белка, из 35-дневной культуры — 9,7—19,0%. Одновременно с уменьшением содержания белка у водорослей увеличивалось количество жира от 10,5—13,4 до 18,3—51,2% (рис. 1) [121, 122]. Белок протоккокковых водорослей содержит все незаменимые аминокислоты и хорошо усваивается водными беспозвоночными и растительноядными рыбами.

В сухом веществе протоккокковых водорослей содержится в среднем 14% жира. Жиры протоккокковых водорослей содержат много ненасыщенных жирных кислот. Так, у *Chl. ellipsoidea* было обнаружено в составе жирных кислот до 80% ненасыщенных.

Протоккокковые водоросли содержат довольно много углеводов. При культивировании их в условиях хорошего освещения и питания относительное количество углеводов бывает меньше, чем в условиях затемнения и плохого питания. В составе углеводов протоккокковых водорослей содержатся сахароза и крахмал. В большом количестве обнаружены также глюкоза, фруктоза и другие маннозы.

Протоккокковые водоросли богаты витаминами. В них обнаружены почти все известные в настоящее время витамины, в том числе β-каротин, С, В₁, В₂, РР, В₃, В_с, Н, В₆, В₁₂, D, К, F, E. Количество витаминов изменяется в зависимости от возраста культуры. Максимальное количество витаминов наблюдается в период интенсивного роста. Имеются данные, что хлорелла выделяет большое количество витаминов в окружающую среду. Помимо витаминов зеленые водоросли выделяют в окружающую среду ферменты, способствующие гидролизации полисахаридов и пептидов, находящихся в воде.

Протоккокковые водоросли содержат меньше золы, чем диатомовые водоросли. Количество золы у этих водорослей не превышает 19,5%. Содержание золы также изменяется в зависимости от изменения условий среды. Калорийность сухого вещества этих водорослей колеблется от 4,46 до 6,7 ккал/г, сухого органического вещества — от 4,81 до 6,98 ккал/г.

Преобладание в рыбоводных прудах протоккокковых водорослей обуславливает интенсивное развитие зоопланктона и бентоса и способствует повышению рыбопродуктивности.

Диатомовые водоросли широко распространены в морях, океанах и пресных водах, при массовом развитии играют большую роль в питании планктонных ракообразных. Сравнительно высокая калорийность сухого ор-

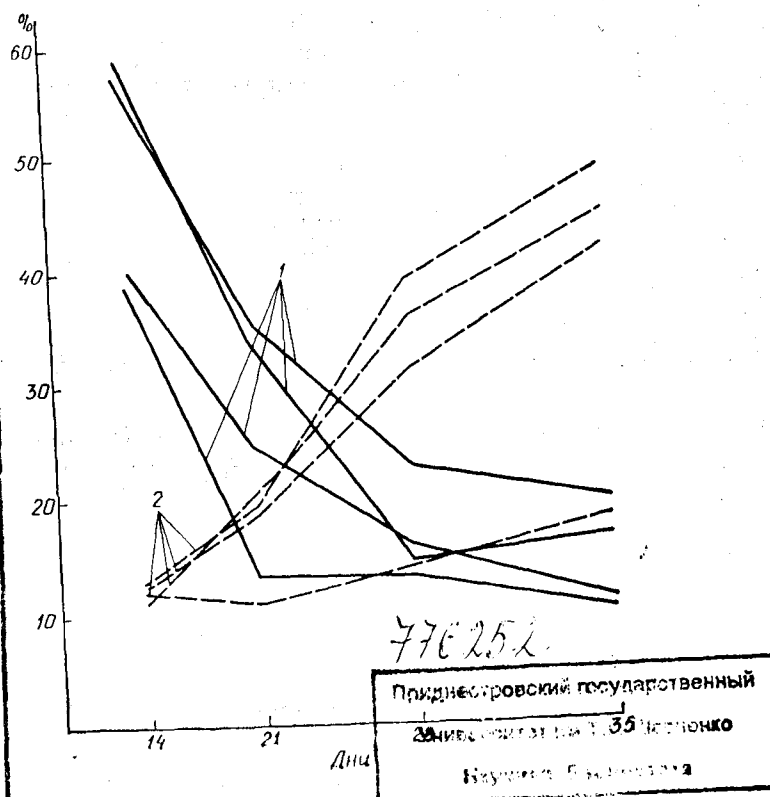


рис. 1. Изменение содержания белка и жира у протоккокковых водорослей на разных стадиях развития культуры (в % от сухого вещества). По данным четырех опытов [122]: 1 — белок; 2 — жир.

ганического вещества, преобладание в его составе легко усвояемых углеводов и жиров, наличие всех незаменимых аминокислот дают основание оценить положительно пищевое значение этих водорослей. Однако высокая требовательность к определенным условиям среды, труднодостижимым в культуре, является причиной того, что

их обычно не используют в практике массового культивирования.

В сухом веществе диатомовых водорослей содержится большое количество золы. Содержание жира в большинстве случаев не превышает 10%, сырого протеина — 37%, безазотистых экстрактивных веществ — 24,5%. Калорийность сухого вещества диатомовых водорослей, рассчитанная по коэффициентам Рубнера, не превышает 3,5 ккал/г.

Низкое содержание органического вещества в сухом веществе диатомовых водорослей снижает их пищевую ценность.

Большое место в фитопланктоне многих водоемов занимают синезеленые водоросли. Биомасса этих водорослей в водохранилищах и прудах может достигать местами скопления нескольких килограммов на 1 м³.

В сухом веществе синезеленых водорослей содержится до 49,7% сырого протеина. Белок синезеленых водорослей полноценен по аминокислотному составу, в нем содержатся все незаменимые аминокислоты, но высокое содержание труднорастворимых белков делает сырые и сухие синезеленые водоросли мало пригодными для питания гидробионтов. Так, например, в белке *M. aeruginosa* и *Aph. flosaqua* 60% составляют трудноизвлекаемые фракции [5]. В синезеленых водорослях содержится много витаминов, в большом количестве обнаружены β-каротин, витамин В₁₂, а также тиамин, пиридоксин, биотин, никотиновая кислота и витамин С.

В составе ферментов синезеленых водорослей отсутствуют крахмалонакопляющие ферменты, в связи с чем не обнаружен настоящий крахмал, но имеется крахмалоподобное вещество — «крахмал синезеленых». В составе синезеленых обнаружен гликоген.

Содержание золы у синезеленых водорослей намного меньше, чем у диатомовых. Водоросли, взятые для анализа из пресной воды, содержали 2,6—5,3% золы, из морской — 5,2—25,0%. Основную часть золы синезеленых водорослей составляют сернокислые соли железа, магния, кальция и калия.

Калорийность сухого вещества достигает 5,4 ккал/г, сухого органического вещества — 6,2 ккал/г. В связи с разницей биохимического состава калорийность нитчатых форм, таких, как *Aph. flosaqua*, обычно превышает калорийность колониальной *M. aeruginosa*. Наличие трудноперевариваемых углеводов и белков ограничивает физиологическую доступность живых и сухих синезеленых водорослей для водных беспозвоночных и рыб.

Из приведенного материала видно, что биохимический состав и пищевая ценность рассмотренных групп водорослей различны. В табл. 2 даны средние показатели биохимического состава трех наиболее изученных в этом отношении групп водорослей. Из таблицы видно, что в диатомовых водорослях содержится в 5—6 раз больше золы, чем в синезеленых и протокочковых, а к

Таблица 2

Средние данные по биохимическому составу и калорийности планктонных водорослей

Группа водорослей	В процентах от сухого вещества				Калорийность, ккал/г		Литературный источник
	белки	жиры	углеводы	зола	сухого вещества	сухого органического вещества	
Диатомовые (Bacillariophyta)	24,0	9,0	17,0	50,0	2,92	5,84	[78, 105]
Синезеленые (Cyanophyta)	40,0	8,0	41,0	11,0	4,72	5,30	[25, 28, 98]
Зеленые (Chlorophyta и др. Protococcinae протокочковые)	46,0	14,0	32,0	8,0	5,26	5,79	[52, 85]

алорийность сухого вещества ниже. Наибольшее количество белка и жира обнаружено в клетках протокочковых водорослей, калорийность сухого вещества этих водорослей самая высокая.

Приведенные данные следует рассматривать как ориентировочные, поскольку они рассчитаны по литературным данным и нуждаются в уточнении при дальнейшем биохимическом исследовании микроводорослей.

Основу естественной кормовой базы большинства рыб составляют организмы второго и последующих трофических звеньев, различные водные беспозвоночные.

В табл. 3 приведены средние данные по содержанию крахмала, протеина, жира, золы и углеводов у различных групп водных беспозвоночных. В зависимости от степени доступности биохимического состава той или иной группы животных средние величины имеют разную достоверность. Тем не менее, мы сочли возможным использовать эти данные с тем, чтобы в первом приближении сравнить биохимический состав и калорийность различных компонентов естественной кормовой базы водных беспозвоночных.

По содержанию сухого вещества донные водные беспозвоночные представляют большую пищевую ценность для рыб, чем обитатели толщи воды,

Биохимический состав различных групп водных беспозвоночных (средние значения) (по собственным и литературным данным)

Таксономические группы	Вода, %	В процентах от сухого вещества				Калорийность ккал/г	
		протеин	жир	зола	БЭВ	сухого вещества	сухого органического
Тип Protozoa кл. Infusoria <i>Paramecium caudatum</i>	—	58,1	31,7	3,4	6,8	6,6	6,6
Тип Annelida кл. Oligochaeta	82,7	60,6	11,0	7,2	21,2	5,4	5,4
Тип Nemathelminthes кл. Rotatoria	90,4	55,2	10,5	11,5	22,8	4,4	4,4
Тип Mollusca* кл. Bivalvia	52,3	11,0	1,5	82,0	5,5	1,0	5,5
кл. Gastropoda	73,0	20,9	5,0	64,8	9,3	2,0	5,5
Тип Arthropoda кл. Crustacea							
отряд Anostraca	86,9	49,1	16,7	21,9	12,3	4,9	6,6
отряд Copepoda	88,6	65,9	13,8	11,8	8,5	5,4	6,6
отряд Cladocera	91,2	51,7	8,44	19,7	20,2	4,6	5,5
отряд Isopoda	80,6	51,4	2,8	40,0	5,8	3,4	5,5
отряд Mysidacea	78,0	68,8	10,6	13,4	7,2	5,2	6,6
отряд Amphipoda	83,2	48,4	7,0	26,5	18,1	4,2	5,5
кл. Insecta (larvae)	80,2	61,5	12,6	8,6	17,3	5,6	6,6

* Биохимический состав моллюсков определен по органическому веществу вместе с раковинами.

Самое большое количество золы содержит сухое вещество моллюсков. Сравнительно много золы у донных ракообразных. Наиболее богаты органическими веществами инфузории, коловратки, личинки насекомых и малощетинковые черви. Сравнительно мало золы в теле мизид.

Из всех рассмотренных групп беспозвоночных самое большое количество белка содержится в сухом веществе мизид. За ними следуют веслоногие рачки, личинки насекомых и олигохеты. Несколько меньше белка содер-

Таблица

жится у инфузорий, коловраток, ветвистоусых и равноногих рачков. Самое большое количество жира обнаружено у инфузории *Paramecium caudatum*. Очень мало жира найдено у изопод и моллюсков. Среднее количество жира в теле коловраток, олигохет, копепод, мизид личинок насекомых сходно. Несколько более богаты жиром жаброногие ракообразные (*Artemia salina*). Содержание жира у ветвистоусых рачков и бокоплавов сравнительно невелико.

Из приведенных данных видно, что наиболее высокой пищевой ценностью по биохимическому составу и калорийности обладают копеподы, мизиды, личинки насекомых и инфузории. Высокой калорийностью характеризуются также жаброногие рачки.

В табл. 4 сведены данные по аминокислотному составу белка некоторых представителей различных групп беспозвоночных. Из обследованных групп наибольшее количество лизина обнаружено у коловратки *Brachionus calyciflorus*, моллюска *Dreissena polymorpha*, личинки хирономид *Chironomus plumosus* и *Procladius Scuze*. Гистидином богаты малощетинковые черви *Limnodrilus newaensis* и ветвистоусый рачок *Ceriodaphnia reticulata*. Много фенилаланина содержится в белке ветвистоусых ракообразных, особенно *Chydorus sphaericus*. Большое количество метионина обнаружено у *D. magna*, *Dreissena polymorpha* и личинок хирономид.

Пищевая ценность водных беспозвоночных, даже если учитывать только содержание в них основных питательных веществ и аминокислотный состав белков, намного превышает пищевую ценность применяемых в рыбоводстве искусственных кормов. Сухое вещество искусственного форелевого корма РГМ-5В, РГМ-6В, РГМ-7В, РГМ-8В и РГМ-9В содержит только 37,2—40,6% сырого протеина [58]. Это в 1,5—2 раза меньше, чем в теле большинства водных беспозвоночных.

Белок водных беспозвоночных содержит большое количество незаменимых аминокислот. Так, например, *Brachionus calyciflorus*, *Dreissena polymorpha* и личинки хирономид содержат в 2—3 раза больше лизина, чем белок приведенных выше форелевых искусственных кормов. Даже гидролизные дрожжи и куколка тутового шелкопряда содержат меньше лизина, чем личинки хирономид [1, 8].

Аминокислотный состав белка у различных групп водных беспозвоночных (в % от белка)

Аминокислота	Infusoria (Paramecium caudatum) [62]		Rotatoria (Brachionus calyciflorus) [103]		Oligochaeta		Mollusca (Dreissena polymorpha) [1]		Cladocera			Copepoda		Insecta	
	пруд	культура	Tubificax sp. [92]	Limnodrilus newaensis [1]	пруд	культура	Daphnia magna [103]	Chydorus sp. [103]	Ceriodaphnia reticulata [103]	Cyclops sp. [103]	Diaptomus sp. [103]	Maliacostraca, Gammarus sp. [21]	Chironomus plumosus [1]	Procladius sp. [1]	
															пруд
Лизин	4,7	12,9	—	1,0	13,6	2,9	3,6	5,2	5,5	1,0	3,2	6,4	13,9	11,3	
Гистидин	3,2	1,8	1,7	6,4	4,7	1,9	3,1	2,7	12,6	2,2	2,2	2,6	3,0	3,1	
Аргинин	7,1	0,6	—	8,4	6,7	1,9	2,8	4,7	6,3	1,1	1,1	6,7	8,4	8,6	
Аспарагиновая кислота	10,7	2,4	—	3,5	3,0	3,7	7,3	9,4	3,9	5,8	6,0	—	9,8	8,6	
Серин	4,2	2,0	—	5,1	5,3	2,2	5,2	5,8	4,5	6,5	6,1	—	5,3	6,1	
Глицин	5,1	4,0	—	2,9	2,3	4,3	5,2	4,1	4,6	3,3	—	—	3,0	3,0	
Глютаминовая кислота	12,8	9,6	—	22,4	12,8	4,5	6,1	7,4	4,8	10,5	12,5	—	20,4	19,8	
Треонин	6,2	7,0	4,6	—	—	2,5	2,5	0,7	1,5	2,2	2,5	4,0	—	—	
Аланин	6,5	2,6	4,2	1,2	6,4	2,3	5,3	5,4	5,9	5,9	5,2	—	7,6	6,9	
Пролин	3,2	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	
Тирозин	4,9	1,1	—	5,3	0,0	1,4	1,2	6,8	2,3	8,3	7,3	—	0,4	4,0	
Метнионин	1,2	—	2,4	1,7	4,1	—	—	—	—	—	—	1,3	4,3	3,6	
Валин	6,7	—	4,9	2,0	0,0	—	—	—	—	—	—	4,1	3,6	3,5	
Метнионин + валин	4,8	4,8	—	—	—	5,7	4,5	1,7	3,6	2,4	1,7	—	—	—	
Фенилаланин	6,3	2,9	—	—	—	6,1	7,1	11,6	4,8	2,9	2,4	5,2	5,3	2,4	
Лейцин	—	—	8,3	12,8	18,6	—	—	—	—	—	—	5,6	10,5	14,6	
Изолейцин	—	—	4,5	—	—	—	—	15,8	10,9	—	—	4,5	—	—	
Лейцин + изолейцин	14,4	12,4	—	—	—	5,6	6,3	—	—	6,2	4,9	—	—	—	
Триптофан	1,2	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1,1	—	—	
Цистин	1,6	—	1,0	4,2	0,0	—	—	—	—	—	—	—	3,9	2,4	
Цистин + метнионин	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	4,8	—	—	

Большое количество гистидина, малого преобладающее содержание этой аминокислоты в искусственных кормах, обнаружено у малощетинкового червя Limnodrilus newaensis и у рачка Ceriodaphnia reticulata.

Количество метнионина в белке личинок хирономид превысило примерно в два раза содержание этой аминокислоты в кормах РГМ-5В — РГМ-9В и было в 3—8 раз выше, чем в кормах растительного происхождения. Из приведенных данных видно, что искусственные корма уступают естественным по основным биохимическим показателям, не говоря уже о содержании витаминов, ферментов, составе жира и углеводов.

Большая ценность биохимического состава естественного корма по сравнению с искусственным является одной из причин того, что молодь многих видов рыб можно выращивать в искусственных условиях только при использовании живого корма. Совершенствование искусственных кормов обычно бывает связано с введением в них компонентов животного происхождения, что приводит к удорожанию корма.

Водоросли и водные беспозвоночные могут служить важным источником питания не только в живом виде, но

Химический состав детрита различного происхождения [43]

Исследованный материал	Вода, %	На сухое вещество, %				Калорийность, ккал/г
		протеин	жир	БЭВ	зола	
Детрит из тростника	87,01	32,81	2,25	51,01	13,97	4,15
Тростник	86,00	21,56	0,22	56,11	17,20	3,44
Детрит из ряски	81,92	18,75	2,09	57,61	17,59	3,62
Ряска	82,02	17,81	—	55,76	26,43	3,29
Детрит из нитчатых водорослей	85,03	6,06	—	46,94	47,00	2,26
Нитчатые водоросли	84,70	7,75	—	54,03	38,22	2,65
Детрит из водяного перла	80,92	27,50	2,36	50,09	14,75	3,83
Водяной перел	81,60	24,50	0,99	53,56	20,95	3,75
Детрит с ложа пруда	72,10	6,06	—	6,94	87,00	0,97
Детрит из зоопланктона	90,01	28,22	7,02	24,90	39,86	3,28
Зоопланктон	89,53	55,36	7,16	25,24	11,83	4,85

и после отмирания, в виде детрита. Необходимо различать детрит по происхождению: фито-, зоо- и миксодетрит, по степени разложения и химическому составу. Детрит разного происхождения существенно различается по биохимическому составу (табл. 5).

Следует отметить, что биохимическая ценность и калорийность детрита растительного происхождения выше, чем у самих растений, из которых он образован, в то же время эти показатели для детрита из зоопланктона оказались ниже, чем для образующих его животных. Это связано с более быстрым разложением детрита животного происхождения.

Таблица 6

Изменение химического состава детрита из фитопланктона по мере разложения [43]

Дата	Вода, %	На сухое вещество, %				Калорийность, ккал/г	
		протеин	жир	БЭВ	зола	сухого вещества	сухого органического вещества
1/VIII	76,13	37,50	2,28	40,85	19,31	4,20	4,98
22/VIII	78,73	39,57	3,55	41,65	15,23	4,28	5,00
6/IX	74,01	40,56	3,58	41,89	13,86	4,35	5,00
18/IX	75,53	5,30	0,28	56,25	37,70	2,62	4,22

По мере разложения детрита меняется его биохимический состав (табл. 6). Летом в пруду в первые дни после отмирания детрит из фитопланктона содержит меньше белка и жира, чем через 20—30 дней после начала разложения, что связано с жизнедеятельностью бактерий. При дальнейшем разложении и отмирании бактерий (через 1,5 мес.) происходит резкое снижение содержания белка и жира. Детрит из зоопланктона полностью разлагается через 15—20 дней.

Изучение доступности для рыб различных водных животных и их биохимического состава дает возможность правильно оценить состояние естественной кормовой базы рыб в водоемах и использовать эти данные при разведении живых кормов.

ГЛАВА III. КУЛЬТИВИРОВАНИЕ ПЛАНКТОННЫХ ВОДОРОСЛЕЙ

Вопросы массового культивирования микроводорослей уже более 40 лет привлекают пристальное внимание ученых и практиков. В рыбном хозяйстве культуры микроводорослей находят разнообразное применение:

в качестве корма для культивируемых беспозвоночных животных;
для кормления рыб;
как высокоактивная кормовая добавка к искусственным кормам для рыб.

В настоящее время культивируют многие десятки видов водорослей. В сводке Прата и др. [148] приведены экспериментальные данные о культивировании 142 видов и разновидностей, относящихся к 44 родам. Однако объекты промышленного разведения пока еще малочисленны, это главным образом различные виды и штаммы хлореллы, сценедесмуса и спирулины (рис. 2).

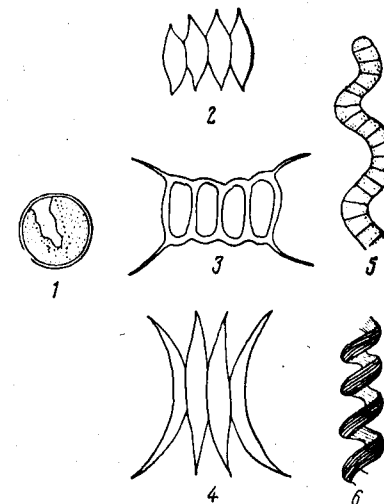


Рис. 2. Основные объекты массового культивирования микроводорослей:
1 — хлорелла; 2—4 — сценедесмус;
5, 6 — спирулина.

Методы и способы культивирования

В технологическом отношении наиболее простым методом культивирования микроводорослей является накопительный (периодический), при котором водоросли развиваются сначала в условиях избытка, а затем недостатка питательных веществ. В среде накапливаются продукты метаболизма, с увеличением плотности суспензии рост клеток замедляется. По достижении максимальной плотности суспензию используют, после чего

цикл можно повторять. Недостатками накопительного метода являются: недостаточно эффективное использование оборудования, периодичность поступления биомассы, низкая биологическая активность получаемой суспензии.

Более совершенным методом, обеспечивающим поддержание культуры в активном физиологическом состоянии, является непрерывный метод культивирования, когда в культиватор безостановочно подается питательная среда, продукты обмена удаляются, избыточная суспензия клеток отводится, а объем культуры сохраняется постоянным.

Метод культивирования, характеризующийся импульсным сливом суспензии и пополнением питательной среды, называют квазинепрерывным. Он занимает промежуточное положение между накопительным и непрерывным. Комбинированные методы культивирования микроводорослей представляют собой совмещение разных методов. Так, градиентное проточно-накопительное выращивание водорослей характеризуется переходом от квазинепрерывного метода на первой ступени культивирования к накопительному на последней [4].

Применяются два основных способа непрерывного культивирования микроводорослей: хемостатный и турбидостатный (или плотностатный). Суть первого состоит в том, что в аппарате устанавливается постоянная скорость потока питательной среды. В этих условиях концентрация клеток в среде устанавливается в соответствии с заданной скоростью потока за счет саморегулирующих свойств культуры. Могут иметь место колебания величины биомассы в культиваторах и в сливаемых порциях урожая, обусловленные физиологическим состоянием культуры микроводорослей. Регулирование при этом способе ведется путем подбора скорости потока среды [136 и др.].

Турбидостатный способ предусматривает принудительную автоматическую стабилизацию плотности суспензии, а скорость потока определяется факторами роста [139]. При культивировании водорослей, для которых одним из определяющих факторов является стабильное обеспечение клеток светом, турбидостатный способ предпочтительнее, поскольку он основан на стабилизации оптической плотности суспензии. Реализация культиви-

рования турбидостатным способом предполагает наличие сложной автоматически действующей аппаратуры, но именно при использовании этого способа достигаются наибольшая продуктивность и устойчивость процесса биосинтеза микроводорослей при непрерывном культивировании.

Устройства для интенсивного культивирования микроводорослей

Интенсивность биосинтеза микроводорослей в значительной мере определяется внешними условиями. В природе факторы внешней среды часто значительно отклоняются от оптимального для биосинтеза уровня. В то же время известно, что при благоприятных для размножения и роста условиях микроводоросли развиваются в водоемах в громадных количествах. Примером такого водоема является озеро Чад в Африке, в котором сине-зеленые водоросли рода *Spirulina* получают столь массовое развитие, что местное население веками использовало их в пищу, собирая и высушивая в виде лепешек на солнце.

В искусственных условиях для культивирования водорослей используют специальные емкости — культиваторы. Совершенствование конструкции культиваторов шло по линии оптимизации и стабилизации факторов роста микроводорослей, таких, как свет, температура, питание.

Различают культиваторы открытого и закрытого типа. В первых водорослевая суспензия не изолирована от атмосферы, во вторых полость культиватора, содержащая суспензию, имеет отличные от окружающей атмосферы физико-химические параметры. Открытые культиваторы, как правило, просты по конструкции, дешевы в изготовлении и удобны в эксплуатации, однако имеют ряд недостатков, связанных с трудностью осуществления оптимизации и стабилизации некоторых факторов роста микроводорослей и легкостью загрязнения и заражения культур. Открытые культиваторы обычно дают суспензию микроводорослей с низкой плотностью.

Конструкции культиваторов закрытого типа обеспечивают возможность направленного регулирования параметров выращивания, что открывает перспективу рез-

кого повышения урожая с единицы объема при более экономном расходовании химикатов и CO_2 , увеличения плотности суспензии, улучшения ее качества вне зависимости от внешних условий.

Конструкции культиваторов для микроводорослей разнообразны, но в общей схеме содержат следующие основные функциональные системы и блоки: реактор; системы: освещения, питания культуры, газообмена, термостабилизации, перемешивания культуры, отбора урожая, контроля и управления; вспомогательное оборудование.

Перечисленные блоки и системы в различных моделях культиваторов могут содержать лишь часть указанных элементов либо иметь какие-то дополнительные агрегаты и в разных сочетаниях объединяться в единый конструктивный блок.

Реактор представляет собой резервуар, в котором происходит рост и размножение культуры микроводорослей. В первых экспериментах по культивированию реактором служили колбы, ванны, земляные, деревянные или цементные садки и пр. Наибольшее распространение на производстве получили реакторы в виде плоскопараллельных кювет, стеклотрубчатых систем, разнообразные горизонтальные бассейны и пр.

Система освещения включает источник света и устройства для его распределения и отражения. Наибольший к.п.д. фотосинтеза водорослей, составляющий 14%, соответствует освещенности, близкой к 50 Вт/м^2 [7]. При увеличении освещенности продуктивность культуры растет, но одновременно быстро снижается к.п.д. фотосинтеза, что приводит к резкому возрастанию расхода электроэнергии на синтез единицы биомассы микроводорослей. Величина потерь света на пути от источника до фотосинтезирующего слоя культуры микроводорослей может составлять более 50% и зависит от эффективности светоразводящих и светопринимающих устройств, используемых материалов, расположения источника света, степени «обрастания» клетками светопринимающих поверхностей.

Культивирование микроводорослей в автотрофном режиме может происходить при использовании солнечного света или источников искусственного света, имеющих излучение в видимой части спектра. При к.п.д. выхода

фотосинтетически активной радиации у источников света от 8 до 18% и к.п.д. фотосинтеза от 6 до 14% водоросли усваивают всего 0,6—2,5% электрической мощности источника света [116], следовательно, ввиду большой электроемкости культивирования предпочтительнее применять источники света с высоким к.п.д. преобразования электроэнергии в фотосинтетически активную радиацию (ФАР). Экономичными источниками света являются люминесцентные лампы, имеющие 14—18% выхода видимого излучения от электрической мощности, а также дуговые ксеноновые лампы (выход ФАР до 15% электрической мощности).

Источники света могут монтироваться внутри культиватора, в этом случае потери света составляют 10—20% общего светового потока, а устройства для светоразведения и отражения не требуются. При размещении источников света вне емкостей с культурой микроводорослей применяют устройства, с помощью которых уменьшаются потери светового потока — погруженные в суспензию прозрачные стержни или трубки — световоды, различные отражатели и пр.

Система питания культуры предназначена для поддержания концентраций растворенных в воде питательных веществ в пределах, не вызывающих лимитирования или ингибирования роста микроводорослей. Система состоит из емкостей для питательной среды или комплекса корректирующих растворов (в случае многократного использования фоновой среды) и дозаторов, обеспечивающих добавление в реактор определенного объема питательной среды при одновременном отборе такого же объема культуры.

Система газообмена включает источник CO_2 (газобаллоны, биологические объекты, топливные газы), компрессор, расходомеры, магистрали движения газовой смеси. В некоторых моделях культиваторов в эту систему дополнительно введены пеногасители и газовые холодильники. Обычно CO_2 составляет 1—5% газовой смеси, в точных газах содержится 8—12% CO_2 (по объему). Проходя сквозь объем реактора, газоздушная смесь теряет большую часть CO_2 , которая усваивается клетками микроводорослей и частично растворяется в культуральной среде, и обогащается кислородом.

Система термостабилизации предназначена для поддержания температуры суспензии микроводорослей в оптимальных пределах. Культиваторы, работающие с использованием источников искусственного света, часто нуждаются в отводе тепла, поступающего к суспензии от источников света. В простейшем случае коррективная температура может осуществляться автоматическим включением вентилятора по достижении культурой определенного температурного уровня. Чаще применяются теплообменники разнообразных конструкций, где хладагентом служит вода. Теплообменник может быть выполнен в виде водяной рубашки, окружающей реактор, полостей в корпусе реактора, систем трубопроводов и располагаться либо непосредственно в реакторе, либо вне его. Имеется опыт подогрева суспензии микроводорослей в холодное время года горячей водой или топочными газами при пропускании их через теплообменники, размещенные в реакторе.

Система перемешивания культуры предназначена для улучшения питания и дыхания клеток суспензии микроводорослей, предотвращения быстрого накопления продуктов метаболизма в околоклеточной среде, создания более равномерного облучения клеток светом, уменьшения оседания клеток на поверхностях реактора. Перемешивание культуры осуществляется различными способами: барботажем — использованием различных механических движителей (лопастные колеса, рычажные мешалки, шнеки, винты, крыльчатки), насосами, эрлифтными устройствами, движением частей конструкции реактора относительно друг друга и т. д. Применение того или иного способа организации движения культуры может зависеть от конструкции культиватора, а также от особенностей культивируемого объекта. Так, многие конструкции культиваторов, созданные для работы с хлореллой, оказались непригодными для выращивания водорослей рода *Spirulina*, так как при прохождении через высокооборотный центробежный насос более тонкие, чем у хлореллы клеточные оболочки водорослей разрываются.

Система отбора урожая конструктивно может быть выполнена чрезвычайно разнообразно. Если конечным продуктом культивирования является суспензия микроводорослей той плотности, которая достигается в

реакторе, система отбора урожая включает блок отвода суспензии и накопительную емкость. В случае получения в качестве конечного продукта густой суспензии или пасты микроводорослей применяются различные методы отделения клеток от среды: различные варианты фильтрации, коагуляция, флокуляция, центрифугирование, сепарирование.

Поддержание интенсивного культивирования микроводорослей предполагает регулярный контроль и корректирование значений основных параметров выращивания, осуществляемых системой контроля и управления. Расчет и конструирование устройств контроля и систем автоматического регулирования подробно изложены в специальной литературе [66, 114].

Запуск и эксплуатация культиваторов микроводорослей требуют выполнения в определенной последовательности ряда технологических операций. В общем виде процесс состоит из следующих стадий:

- подготовка питательной среды;
- приготовление инокулята;
- зарядка и запуск культиватора;
- культивирование и выдача готовой продукции;
- регулярная чистка и обеззараживание технологического оборудования.

При выращивании инокулята и перенесении его в производственные установки рекомендуется придерживаться соотношения объемов культур в пределах 1 : 5—1 : 10. Концентрация абсолютно сухого вещества микроводорослей в инокуляте перед загрузкой в рабочие культиваторы обычно составляет 2 г/л.

В настоящее время разработано большое количество культиваторов для интенсивного выращивания микроводорослей. Ниже приведены описания некоторых из предложенных устройств.

Специалистами ЛГУ предложена недорогая установка для массового культивирования микроводорослей, представляющая собой прямоугольный каркас, выстланный полиэтиленовой пленкой и неполностью перегородженный по середине для создания циркуляции (рис. 3, а). Перемешивание суспензии осуществляется насосом, расположенным в одной из половин культиватора, что обеспечивает непрерывную циркуляцию суспензии. Пода-

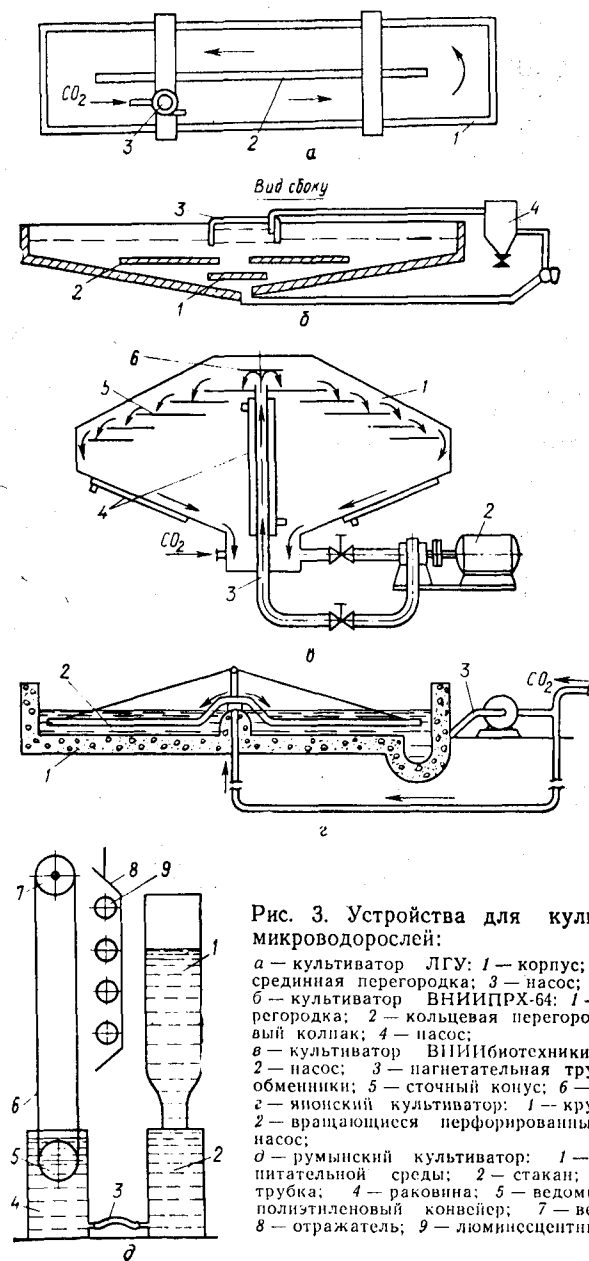


Рис. 3. Устройства для культивирования микроводорослей:

а — культиватор ЛГУ: 1 — корпус; 2 — неполная срединная перегородка; 3 — насос;
 б — культиватор ВНИИПРХ-64: 1 — дисковая перегородка; 2 — кольцевая перегородка; 3 — газовый колпак; 4 — насос;
 в — культиватор ВНИИбиотехники: 1 — корпус; 2 — насос; 3 — тангентальная труба; 4 — теплообменники; 5 — сточный конус; 6 — насадка;
 г — японский культиватор: 1 — круглый бассейн; 2 — вращающиеся перфорированные трубки; 3 — насос;
 д — румынский культиватор: 1 — резервуар для питательной среды; 2 — стакан; 3 — резиновая трубка; 4 — раковина; 5 — ведомый валик; 6 — полиэтиленовый конвейер; 7 — ведущий валик; 8 — отражатель; 9 — люминесцентные лампы.

ча CO_2 производится из баллона непосредственно под движитель [95].

Устройства подобного типа применены на Дортмундской биологической станции [124, 144] для массового выращивания сценедесмуса. Они представляют собой облицованные полиэфирной смолой бетонные бассейны различной конфигурации. Суспензию барботируют газовой смесью, содержащей 1—5% CO_2 , через перфорированные трубы или керамические плиты, уложенные на дне. Простое покрытие светопроницаемой пленкой 80% площади культуры микроводорослей повышает урожай на 20% и уменьшает загрязненность продукта на 30%. Резко сокращаются потери воды от испарения и улучшается использование CO_2 [124].

Культиватор системы ВНИИПРХ-64 представлен на рис. 3, б [36]. Культиватор глубиной 150 ± 50 мм, с коническим дном и центральным сливом, разделен на световую и темновую камеры двумя горизонтальными перегородками — кольцевой и дисковидной. Над отверстием в кольцевой перегородке установлен газовый колпак, под который через дозатор подается CO_2 . Колпак оснащен вентилем, позволяющим регулировать концентрацию CO_2 . В газовый колпак тангентально вводится штуцер, соединенный с насосом. Сливная труба через тройник и кран также соединяется с насосом. В культиваторе имеются две зоны побуждения суспензии водорослей к движению: выток в центральный слив и подсос из темновой камеры, создаваемый вращательным движением суспензии под газовым колпаком. В результате суспензия под кольцевой перегородкой движется центростремительно. Оседающие частицы втягиваются в сливную патрубку, а суспензия, находящаяся выше, подсасывается к газовому колпаку, откуда распространяется над кольцевой перегородкой по центробежной траектории. Для интенсивного культивирования микроводорослей рекомендуется освещение 20—30 клк, предпочтительнее использовать естественное освещение.

Схема культиватора закрытого типа, разработанного в институте ВНИИбиотехники, приведена на рис. 3, в. Аппарат представляет собой герметичную конструкцию цилиндрической формы 1, с дном и крышей в форме усеченных конусов. Дно выполнено из листового металла, остальное — из светопроницаемых материалов. Су-

пензия по нагнетательной трубе 3, оборудованной теплообменником 4, из нижней части культиватора подается насосом 2 в верхнюю часть и через насадку 6 поступает на сточный конус, состоящий из ряда прозрачных кольцевых тарелок 5. Культиватор снабжен автоматическим устройством для поддержания температуры и pH суспензии, а также системой подачи CO₂ или топочных газов [97].

ВНИИбиотехники совместно с Мосгипросельстроем разработали проект цеха кормовой хлореллы для совхоза «Куйбышево» Истринского района Московской области [2]. Цех рассчитан на выпуск 500 т суспензии хлореллы в год с содержанием абсолютно сухого вещества 1,5 кг/т. Каждый из двух имеющихся в цехе рабочих культиваторов закрытого типа диаметром 10 м представляет собой герметичную емкость, состоящую из металлического конического днища и закрепленного на нем светопроницаемого фонаря, выполненного из полиэтилентерефталатной пленки на каркасе. Суспензия хлореллы из конического днища подается насосом в напорный патрубок с насадками от дождевальных машин, по выходе из которых суспензия диспергируется на мелкие капли размером до 100 мкм, благодаря чему создаются лучшие условия для обеспечения клеток светом и CO₂. Суспензия собирается в коническом днище, откуда снова подается в напорный патрубок. Для стабилизации условий освещенности культуры и уменьшения зависимости производства от погодных условий рабочие культиваторы оборудованы светильниками с лампами ЗК-220-1000, которые освещают суспензию через центральную часть днища, выполненную из светопроницаемого материала. Температура суспензии водорослей стабилизируется на уровне $37^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ с помощью системы терморегулирования, включающей нагреватель — охладитель, расположенный с внешней стороны днища, циркуляционный насос, бассейн-градирню, термометр сопротивления, регулятор температуры, электромагнитные клапаны для автоматического регулирования расхода воды. В культиваторы подается газозвдушная смесь, содержащая 10% (по объему) CO₂.

В ФРГ при культивировании хлореллы на минеральной среде в выстланных пластиком траншеях применяется барботаж суспензии подачей через проложенные по

дну перфорированные трубы газозвдушной смеси, содержащей 1% CO₂ [131].

В Румынии создан культиватор конвейерной конструкции. Культура водорослей располагается на вертикально движущихся конвейерах из полиэтиленовой пленки (см. рис. 3, д). Ведомый валик конвейера расположен в емкости с питательным раствором. Постоянство уровня поддерживается за счет подачи жидкости из резервуара через резиновую трубку. Диффузия углекислоты из воздуха через тонкий слой воды облегчает решение одной из основных проблем массового культивирования микроводорослей — использование CO₂ воздуха. Урожай, составляющий 5,6—10 г сухого вещества с 1 м² в сутки, собирают путем соскребания биомассы с конвейеров, что исключает дорогостоящий процесс — центрифугирование [68].

В Японии созданы культиваторы в виде открытых круглых мелких цементированных бассейнов различного диаметра с толщиной слоя суспензии около 100 мм (рис. 3, з). В центре бассейна находится возвышение с насосом, который подает суспензию под давлением во вращающиеся реактивной силой выбрасываемой жидкости перфорированные трубки. Выбрасываемая из отверстий трубок суспензия смывает осевшие на дно микроводоросли и перемешивает весь слой культуры. Скорость вращения около 120 об/мин, подача газозвдушной смеси — 3—5 л/м² освещаемой поверхности. По периферии бассейна проходит кольцевая выемка для сбора и слива суспензии. Урожай водорослей зависит от размера установки: при площади 19—78,5 м² получали от 9 до 18,5, а при площади 4000 м² — 2,0—3,8 г абсолютно сухого вещества/м² в сутки [133]. Такая разница в показателях открытых однотипных установок различных габаритов объясняется трудностями создания оптимальных условий для выращивания микроводорослей в установках больших размеров. Например, чем больше открытая поверхность, тем больше испарение воды, больше десорбция CO₂ из суспензии, большая вероятность загрязнения культуры; чем больше площадь поверхности культиватора, тем сложнее, мощнее и дороже должны быть устройства для перемешивания культуры и тем труднее избежать образования участков гидродинамической тени.

В числе культиваторов открытого типа заслуживает внимания конструкция, рассчитанная на длительное культивирование за счет использования тепла топочных газов котельных, работающих на природном газе. По дну прямоугольного бассейна (площадь 36 м², общий объем суспензии 5500—7000 л) проложены обогреватели, куда подаются горячие топочные газы. После охлаждения газы засасываются в систему перемешивания суспензии. Перед вентилятором установлен воздухозаборник для получения необходимой концентрации CO₂ в газозаборной смеси. При температуре наружного воздуха —10°С температура суспензии сохраняется в пределах 18÷28°С. Урожай биомассы достигал 17—22,5 г/м² в сутки [97].

Питательные среды

Для автотрофного культивирования микроводорослей предложено много питательных сред, представляющих собой комбинации растворов солей и содержащих необходимые для нормального развития элементы. Наряду с неорганическими солями в качестве источника азота используется мочевины, а также добавки биологически активных веществ. Основное требование к среде состоит в том, чтобы концентрация питательных элементов в растворе не лимитировала скорость биосинтеза клеток.

По соотношению катионов и анионов, пропорции элементов и близости к элементарному составу клеток культивируемых микроводорослей различают несбалансированные и сбалансированные среды.

Несбалансированные питательные среды обладают рядом серьезных недостатков, затрудняющих процесс культивирования. Примером несбалансированной среды может служить среда Тамия, использующая в качестве источника азота нитрат калия. Поскольку микроводоросли для синтеза своей биомассы требуют азота намного больше, чем других элементов, то от источника азота зависит в большей степени изменение рН питательного раствора. Причина дисбаланса среды Тамия заключается в начальном избытке ионов калия, который усиливается в процессе культивирования. Поскольку нитрат калия — щелочная соль, выращивание микроводорослей на среде

Тамия сопровождается значительным повышением рН раствора, накоплением в нем карбонатных и бикарбонатных ионов. Повышение рН раствора приводит к выпадению в осадок фосфора и магния. Таким образом, культивирование водорослей на среде Тамия приводит к значительному изменению начального соотношения ионов, дефициту одних элементов и избытку других. По мере снятия части урожая биомассы и добавления в фоновый раствор новых порций среды этот дисбаланс усиливается, что при длительном культивировании приводит к значительному угнетению роста водорослей.

К сбалансированным средам относится сбалансированная среда № 3. Она обеспечивает интенсивный рост хлореллы без существенных изменений рН питательного раствора, все макроэлементы исчерпываются более или менее одновременно.

Ощутимые изменения культуральных сред в условиях промышленных культиваторов (особенно открытого типа) могут быть связаны с поглощением водорослями питательных элементов, выделением продуктов обмена и бактериальным заражением.

Для условий интенсивных культур определены количества макроэлементов, необходимых для осуществления синтеза единицы сухого вещества биомассы различных микроводорослей и разработаны методы контроля и поддержания концентрации биогенов в среде на оптимальном уровне. Использование таких методов требует применения сложной аппаратуры для точной и быстро действующей системы слежения за концентрацией биомассы и химическим составом среды.

Различные систематические группы микроводорослей имеют неодинаковый биохимический состав, что отражается и на потребности различных водорослей в макро- и микроэлементах. Исследование потребности хлореллы в элементах питания на средах, сбалансированных по макро- и микроэлементам, показало, что на 1 кг сухой биомассы водорослей приходится 90—100 г N, 8—10 г K, 6—8 г P, 4—5 г Mg, 5—6 г S, 300—400 мг Fe, 30—50 мг Mn, 3—5 мг Cu, 15—30 мг Zn, 0,4—0,6 мг Mo. Эти данные могут быть использованы для расчета потребности хлореллы в элементах питания при выращивании на сбалансированных питательных средах.

Прописи некоторых наиболее употребительных питательных сред для водорослей (содержание вещества в г/л воды)

Вещество	Среды							Сбалансированная среда № 3
	Кнопа	Бейерника	Бенеке	Прага	Чу-10	Тамия	Майерса	
Ca(NO ₃) ₂	0,25	—	0,5	—	0,04	—	—	—
CaCl ₂ ·2H ₂ O	—	0,1	—	—	—	—	—	—
MgSO ₄ ·7H ₂ O	0,06	0,2	0,1	0,01	0,025	2,5	1,204	0,75
K ₂ HPO ₄	—	0,2	0,2	0,01	0,01	—	—	—
KH ₂ PO ₄	0,06	—	—	—	—	1,25	1,224	1,5
KCl	0,08	—	—	—	—	—	—	—
KNO ₃	—	—	—	0,1	—	5,0	1,213	—
NH ₄ NO ₃	—	0,5	—	—	—	—	—	—
NH ₂ CONH ₂	—	—	—	—	—	—	—	0,3
Na ₂ CO ₃	—	—	—	—	0,02	—	—	—
Na ₂ SiO ₃ ·9H ₂ O	—	—	—	—	0,025	—	—	—
FeSO ₄ ·7H ₂ O	—	—	—	—	—	0,003	—	—
Fe ₂ (SO ₄) ₃	—	—	—	—	—	—	0,0747	—
FeCl ₃	—	—	—	—	—	—	—	Следы
Раствор микроэлементов*	Следы	Следы	Следы	Следы	Следы	1 мл	0,5 мл	—
ЭДТА	—	—	—	—	—	0,037	—	—
Для каких водорослей рекомендуется	Зеленые	Зеленые	Синезеленые азотфиксирующие	Зеленые	Зеленые, синезеленые, диатомовые	Зеленые	Зеленые	Зеленые

* Раствор микроэлементов: H₃BO₃—2,86 г/л; MnCl₂·4H₂O—1,81 г/л; ZnSO₄·7H₂O—0,222 г/л; MoO₃—176,4 мг/10 л; NH₄VO₃—229,6 мг/10 л.

Обеспечение оптимального режима снабжения водорослей микроэлементами при производственном культивировании не может быть достигнуто только внесением их заданных концентраций в питательную среду. Решение этой задачи требует учета конкретных условий культивирования (плотность суспензии, pH среды, применение хелатирующих агентов) и данных анализов на содержание микроэлементов в среде и биомассе.

В табл. 7 приведены составы некоторых питательных сред, применяемых для культивирования микроводорослей.

Приготовление сред для исследовательских целей предполагает применение реактивов квалификации «хч» или «осч» и биодистиллированной или очищенной ионной воды. В промышленных установках обычно применяются водопроводная вода, технические соли или минеральные удобрения.

Контроль за физиологическим состоянием

В процессе эксплуатации культиваторов необходимо контролировать не только работу конструктивных элементов устройства и физико-химические параметры среды, но и физиологическое состояние культивируемых микроводорослей. Биологическим тестом, по которому оценивается состояние культуры, может служить агглютинация — специфическая реакция клеток микроводорослей на действие ряда ингибирующих факторов (длительное интенсивное освещение, тепловой удар, наличие токсических веществ, высокое значение pH, голодание по отдельным элементам питания, облучение ультрафиолетовым светом, действие токов высокой частоты). Агглютинация клеток микроводорослей связана с нарушением их метаболизма и с изменением поверхностного заряда. Визуально это явление проявляется в образовании ступтков в культуре из-за слипания клеток. Степень агглютинации может быть различной: от едва заметных комочков до осаждения всей культуры при отключении барботажа.

В нормальной культуре заметной агглютинации нет, с ухудшением состояния культуры агглютинация становится визуально различимой и в дальнейшем усиливается. Если рост агглютинирующей культуры не прекращается.

ется, то хлопья при отключении барботажа поднимаются к поверхности или держатся во взвешенном состоянии. Хлопья погибшей культуры оседают вниз, обычно наблюдается изменение и цветовых характеристик.

Предложено несколько способов определения степени агглютинации клеток микроводорослей.

По времени, отсчитываемому с момента заливки 2 мл суспензии из культиватора в чашку Петри, до появления первых сгустков. В нормальной культуре видимой агглютинации не наблюдается, в культуре, выпадающей хлопьями в осадок, агглютинация происходит мгновенно при отключении барботажа, в других случаях агглютинация отмечалась спустя 90 с после помещения суспензии в чашку Петри [118].

По величине изменения оптической плотности культуры в момент останова и реверса потока суспензии через кювету датчика оптической плотности. Толчок от реверса потока смывает клетки микроводорослей, осевшие на внутренних стенках трубопровода, вследствие чего увеличивается количество взвешенных клеток в трубопроводе и кювете датчика плотности. Увеличение оптической плотности, отмечаемое прибором, характеризует интенсивность агглютинации [87].

По величине отношения биомассы агглютинировавшихся клеток за определенный интервал времени после прекращения перемешивания к общей биомассе клеток в культуре (коэффициент агглютинации). Состояние культуры при получасовой экспозиции и величине коэффициента агглютинации меньшей 0,1 считается отличным, 0,2—0,3—хорошим, более 0,4 — неудовлетворительным [36].

Определение биомассы культивируемых микроводорослей, урожайность

Интенсивность биосинтеза, количественно выражаемая продуктивностью микроводорослей в граммах на единицу объема или площади за единицу времени, является одним из важнейших показателей процесса культивирования. Биомасса клеток микроводорослей определяется несколькими методами: измерением оптической плотности суспензии, весовым, расчетным по объемам клеток. Определение биомассы по оптической плотности

производят при помощи датчиков оптической плотности непрерывного или дискретного действия. Часто в качестве датчика используют фотоэлектроколориметры с зеленым светофильтром, иногда с некоторыми конструктивными изменениями. Полученные в результате измерений величины экстинкции по калибровочной кривой

Таблица 8

Некоторые сведения об урожаях микроводорослей, полученных при культивировании

Вид водоросли	Тип установки	Сезон культивирования	Средний урожай по сухому веществу, г/м ² в сутки	Источник
<i>Euglena</i> sp.	Не указан	Лабораторные условия	18,6—30,4	[85]
<i>Chlorella vulgaris</i>	Открытая площадь, 14 м ²	1 июля—20 сентября	7,7±0,1	[24]
<i>Scenedesmus quadricauda</i>	То же	То же	9,2±0,2	[24]
<i>Kirchneriella obesa</i>	»	»	10,7±0,1	[24]
<i>Porphyridium cruentum</i>	»	»	8,1±0,2	[24]
<i>Anabaena variabilis</i>	»	»	5,9±0,3	[24]
<i>Spirulina platensis</i>	Установка под пленочным покрытием конструкции Французского института нефти	»	16,8±2,3	[24]
<i>Chlorella</i> sp.	Закрытый, ВНИИбиотехника	Март—октябрь	3 г/л сут	[69]
<i>Chlorella</i> sp.	Открытый	Май—октябрь	5,4—10,6 макс. 21,7	[95]
<i>Chlorella</i> sp.	Открытая лабораторная установка «Корона»	Август	71,18	[112]
<i>Chlorella</i> sp.	Закрытая	Июль—август	2,0—9,0	[135]
<i>Chlorella</i> sp.	Открытая	Апрель—октябрь	9,1—18,5	[131]
<i>Chlorella</i> sp.	Открытая	Апрель—октябрь	2,0—3,8	[140]

переводят в значения количества клеток в мл суспензии или сухого вещества в г/л суспензии.

Определение сырой биомассы по объемам клеток производится следующим образом: суспензия водорослей помещается в счетную камеру (Нажотта, Бюркера или др.), под микроскопом просчитывается количество клеток или колоний в камере, после чего производится пересчет на единицу объема (мл, л). Клетки измеряют при помощи окуляр-микрометра и по формулам геометрических фигур определяют их объем и массу. Для определения биомассы численность водорослей в единице объема умножают на массу одной клетки.

Сухое вещество клеток суспензии определяют весовым методом, для чего 20—40 см³ суспензии центрифугируют в течение 10 мин при скорости 3—4 тыс. об/мин. После слива жидкости в центрифужный стакан с осадком добавляют при тщательном перемешивании в 2 приема 20—40 см³ воды и снова центрифугируют. Фугат сливают, а осадок с небольшими порциями дистиллята переносят в доведенные до постоянного веса бюксы, которые помещают в термостат и доводят при постоянной температуре, выбранной в пределах от 80 до 105° С, до постоянного веса. Содержание сухого вещества выражают в мг/л суспензии.

Величины урожайности водорослей, приводимые различными авторами (табл. 8), сильно варьируют, что объясняется неидентичностью условий выращивания (климатических, сезонных, погодных), использованием различных штаммов одного и того же вида водорослей, конструктивными различиями установок при культивировании, разными сроками выращивания, режимами культивирования и применявшимися питательными средами.

ГЛАВА IV. ПОЛУЧЕНИЕ ЖИВЫХ КОРМОВ ДЛЯ РЫБ МЕТОДОМ ИНКУБАЦИИ ЯИЦ ВОДНЫХ БЕСПОЗВОНОЧНЫХ

Многие водные беспозвоночные, обитающие во временных, пересыхающих, ультрагалинных водоемах или в прибрежье крупных водоемов, обладают способностью переносить длительное высыхание, промерзание, повышение температуры за критические пределы, летальные

для особей данного вида в деятельном состоянии, в виде стойких покоящихся яиц. При попадании яиц в благоприятные условия существования из них выходят личинки, дающие начало новым популяциям.

Жаброногие рачки *Branchipus* sp., *Streptocephalus* sp., *Artemia salina* откладывают громадное количество покоящихся яиц. При массовой откладке таких яиц в известные периоды и при определенных условиях становится возможным их сбор с целью получения мельчайшего корма для личинок рыб. Наиболее доступными для сбора оказались покоящиеся яйца жаброногого рачка *Artemia salina*, обитающего в ультрагалинных водоемах. Полученные из яиц науплиусы артемии являются хорошим кормом для выращиваемых в заводских условиях мелких личинок рыб [42, 57, 128 и др.]. Для выращивания более крупных личинок рыб (осетровые, лососевые) используют не только науплиусов, но и артемию на более поздних стадиях развития [39].

Опыт массового подращивания при кормлении артемией личинок карпа, растительноядных рыб и буффало проведен в рыбхозе «Сускан» Куйбышевской области, где было подращено несколько десятков миллионов личинок рыб. За отмеченный период получены сотни килограммов науплиусов артемии в сырой массе [42].

Практика мирового рыбоводства убедительно показала особую ценность науплиусов артемии в качестве стартового корма для личинок рыб.

Artemia salina L. относится к типу членистоногих (Arthropoda), классу ракообразных (Crustacea), подклассу жаброногих (Branchiopoda), отряду жаброногов (Anostraca). Этот рачок широко распространен в ультрагалинных водоемах различных континентов. В СССР артемия обитает в соленых водоемах побережья Азовского, Черного и Каспийского морей, Крымского полуострова, степной части Украины, в соленых водоемах Кавказа, Казахстана, Киргизии, Западной Сибири, Дальнего Востока и, возможно, в других, еще необследованных районах, где имеются водоемы с повышенной соленостью воды. В последние годы обнаружены большие скопления яиц в соленых озерах Алтайского края [40].

Взрослые рачки имеют вытянутую форму тела и достигают длины 10—15 мм. Тело разделено на три отдела: голову, грудь и брюшко

(рис. 4). На голове имеются один непарный (науплиальный) глаз и два больших сидящих на стебельках сложных глаза, антеннулы и антенны и ротовые части. Грудной отдел состоит из одиннадцати сегментов, на каждом из которых находится по паре листовидных ножек. Наружные придатки грудных ножек выполняют дыхательную функцию, внутренние — служат для движения и отфильтровывания

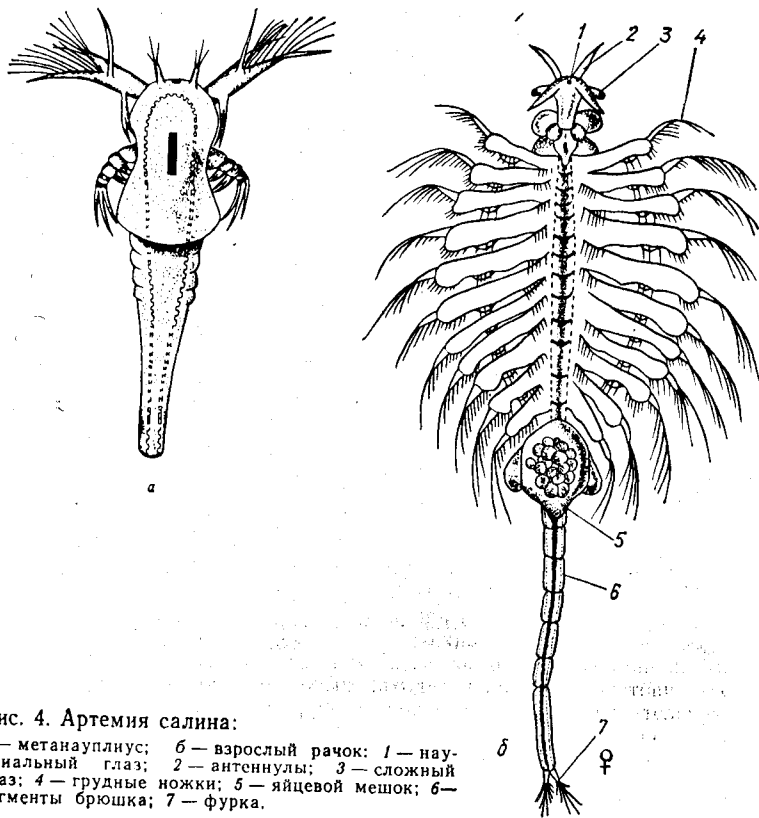


Рис. 4. Артемия салина:

а — метанауплиус; б — взрослый рачок; 1 — науплиальный глаз; 2 — антеннулы; 3 — сложный глаз; 4 — грудные ножки; 5 — яйцевой мешок; 6 — сегменты брюшка; 7 — фурка.

пищи. Брюшко состоит из 8 сегментов и не имеет конечностей. Первые два сегмента брюшка слиты в один половой сегмент, на котором у самок находится яйцевой мешок, а у самцов — совокупительный орган. Брюшко заканчивается концевой пластинкой, от которой отходят две ветви — фурки, оперенные многочисленными щетинками.

Окраска рачков определяется характером потребленной пищи, а также концентрацией растворенного в воде кислорода и варьирует от зеленоватой до красной.

В зависимости от солености воды артемия образует различные морфологические расы. С повышением солености обычно уменьшается размер рачков, происходит редукция каудальной фурки и щетинок на ней и другие морфологические изменения, связанные с уменьшением поверхности тела.

Артемии раздельнополы. Они могут размножаться половым путем и партеногенетически без участия самцов. Яйцевой мешок самок имеет округлую форму. При определенных условиях развитие яиц полностью протекает в яйцевом мешке и самки выметывают молодь на стадии науплиуса в наружную среду. При неблагоприятных условиях самки прекращают живорождение и откладывают яйца. Чередуя живорождения и яйценошения может происходить неоднократно в течение жизни одной и той же самки. Одна самка может давать до 170 яиц или науплиусов за одну кладку и около 30 кладок в течение своей жизни [92].

Для практического использования в рыбоводстве представляют интерес покоящиеся (диапаузирующие) яйца артемий. В таких яйцах эмбрионы покрываются плотными оболочками на стадии гаструлы и дальнейшее развитие их приостанавливается. Наступает диапауза. Диаметр диапаузирующих яиц обычно равен 0,2 мм, масса сырых яиц 0,004 мг, сухих 0,002 мг. Масса оболочки составляет примерно 30% от массы яйца. Цвет яиц варьирует от светло-серого до темно-коричневого. Находящиеся в покоящихся яйцах эмбрионы могут переносить неблагоприятные внешние условия. Они выдерживают значительное высыхание и могут находиться в сухом состоянии в течение нескольких лет, в эксперименте переносят нагревание до 130°С, сохраняют жизнеспособность при понижении температуры до -196°С. Переносят воздействия различных химических реагентов и других факторов, летальных для рачков в активном состоянии.

Благодаря высокой стойкости диапаузирующих яиц вид переносит осолонение, промерзание, воздействие высоких температур и расселяется из одного водоема в другой.

После периода диапаузы при благоприятной температуре и высоком содержании в воде кислорода и прочих оптимальных условиях в яйце продолжается развитие

эмбриона, которое завершается в течение 24—48 ч, после чего оболочка разрывается и науплиусы выходят во внешнюю среду. При выходе из яйца науплиусы имеют длину 0,45 мм, максимальную ширину тела — 0,17 мм и минимальную ширину — 0,07 мм, сырая масса равна 0,01 мг, сухая — 0,003 мг.

Сроки массового развития перезимовавших яиц артемии в природных ультрагалинных водоемах зависят от климатических характеристик местности. Так, в соленых озерах Крыма науплиусы артемии появляются обычно в марте, в соленых озерах Западной Сибири и Казахстана — в середине мая. Сроки появления артемии в водоемах могут меняться в зависимости от погодных условий конкретного сезона. Развитие науплиуса во взрослого рачка при оптимальных условиях продолжается 17—25 дней. При этом личинки проходят 15 стадий.

Науплиусы по внешнему виду резко отличаются от взрослых рачков (см. рис. 3). Их тело имеет слабо выраженную сегментацию, зачатки антенн и плавательных ножек, один личиночный глаз. По мере развития личинки ее строение усложняется и приближается к организации взрослого рачка. Длительность жизни взрослых артемий достигает 4 мес.

A. salina — активный фильтратор, прогоняющий воду через оттеживающий аппарат грудных ножек, где происходит отделение пищевых частиц от воды. Отцеженные частицы уносятся к голове, где формируются в пищевой комок, захватываются мандибулами и поступают в ротовое отверстие. Основной пищей артемии в водоемах являются бактерии, планктонные волоросли и детрит.

Процесс дыхания непосредственно связан с движением, благодаря которому выполняющие функцию жабр экзоподиты грудных ножек постоянно омываются свежими порциями воды.

На величину потребления кислорода оказывают влияние как абиотические, так и биотические факторы.

Взрослые рачки *A. salina* вносят значительное понижение содержания кислорода в воде. Нижней летальной кислородной границей для них является 0,17 мг/л. Молодь артемий также выносит существенное понижение содержания кислорода. Оптимальное содержание кислорода для *A. salina* на этих этапах жизни — 6—

8 мг/л. При изучении процесса выклева науплиусов из покоящихся яиц было обнаружено, что в период формирования зародыша требуется повышенное содержание кислорода на окисление запасных питательных веществ, используемых эмбрионом, и дыхание.

Артемия обитает в хлоридных, сульфатных и содовых водоемах, при разных концентрациях солей в воде, выдерживает повышение солености до 300‰, понижение до 10‰ и ниже. В воде обследованного нами ультрагалинного озера Генического Херсонской области наблюдалось массовое развитие *Artemia salina* при содержании в воде 77,4% NaCl, 16,1% MgCl₂, 4,7% MgSO₄, 1,6% CaSO₄, 0,2% Ca(HCO₃)₂. Соленость воды в этом озере в отдельные периоды повышалась до 285‰.

Для выклева науплиусов, роста, формирования молоди и существования живородящих самок наиболее благоприятна соленость 30—80‰. Откладка диапаузирующих яиц происходит более интенсивно при солености воды выше 90‰.

Температура воды в местах обитания *A. salina* колеблется в широких пределах: от минус 3° до +42° С. Температурный оптимум существования взрослых рачков и выклева науплиусов из покоящихся яиц находится в одних и тех же границах: +25÷+27° С. По нашим наблюдениям, выклев науплиусов из яиц в оз. Геническом начинался уже при +14° С.

Отношение к свету у только что выклюнувшихся науплиусов и у рачков на более поздних стадиях различно. Науплиусы проявляют способность к положительному фототаксису, это связано, по-видимому, с тем, что в освещенной зоне, т. е. в поверхностных слоях воды, они находят лучшие условия питания и большее количество кислорода. Взрослые рачки положительно реагируют на свет при понижении содержания кислорода в воде. Колебания солености среды не влияют на отношение к свету взрослых особей артемии. Оптимальные значения рН для науплиусов и взрослых рачков лежат в нейтральной или слабощелочной зоне.

Получение науплиусов *Artemia salina* — стартового корма для молоди рыб

Биотехника массового получения науплиусов артемии включает следующие основные этапы: заготовку и

очистку яиц; хранение; активацию; инкубацию яиц. Они тесно связаны между собой и представляют единый технологический процесс.

Заготовка и очистка яиц

Поиск скоплений яиц артемии следует вести на ультрагалинных водоемах. Основным фактором, влияющим на откладку покоящихся яиц, является увеличение солености воды за пределы оптимума. Поэтому время массового появления диапаузирующих яиц может быть различным в водоемах с различной соленостью и различным характером ее изменения. С момента массового появления диапаузирующих яиц становится возможным их сбор. Вылов яиц из воды можно осуществлять, начиная со второй половины лета, все осенние и зимние месяцы и ранней весной до прогревания воды до 10—14° С и выклева первых науплиусов. Наилучшее время для сбора яиц артемии — осень.

Сбор яиц артемии на берегу не представляет большой сложности. Наиболее доступны для заготовки многолетние мощные выбросы яиц. Нужно однако иметь в виду, что в этом сырье процент хороших яиц очень низкий (1—2%). Большую часть составляет мусор, песок, пустые оболочки и отмершие яйца. Намного чище яйца из свежих выбросов и из толщи воды, где количество хороших живых яиц составляет 80—95% от общей массы. Следовательно, эффективность заготовки яиц в последнем случае в 40—90 раз выше, чем при заготовке яиц из старых выбросов. Свежие выбросы следует искать на пологих подветренных берегах, особенно много яиц скапливается в естественных ловушках (косы, небольшие заливы, бухточки). Выбросы яиц обычно имеют вид полосы, расположенной параллельно береговой линии. Свежие выбросы легко отличить от старых по цвету. В первом случае они имеют желтовато-розовую окраску, во втором — серую или коричневую.

Прежде чем приступить к заготовке яиц обнаруженных скоплений, следует определить степень их доброкачественности. Мертвые яйца и нерасклевываемая скорлупа даже при осмотре под лупой схожи с доброкачественными яйцами. Применяют три способа экспресс-определения качества сбора:

яйца раздавливают между двумя предметными стеклами и рассматривают в лупу 10—15-кратного увеличения. Наличие жирных пятен свидетельствует о том, что яйца живые. Неопытный сборщик может спутать такие пятна с пятнами, остающимися при раздавливании скорлупы яиц, заполненной через трещину вязким светлым илом;

часть яиц опускают в прозрачный сосуд (пробирка, стакан) с пресной водой. Скорлупа всплывает в верхние слои воды, доброкачественные яйца опускаются на дно. Недостаток способа заключается в том, что заполненные илом скорлупки также опускаются на дно сосуда и при значительном количестве могут стать причиной ошибочного заключения о качестве сбора;

небольшое количество яиц зажимают между подушечками двух пальцев, затем делают несколько перетирающих движений. Яйца просматривают непосредственно на пальце через лупу 10—15-кратного увеличения. Если материал скатывается в веретенца или рассыпается на чешуйки — сбор недоброкачественный, если остался в виде отдельных яиц — доброкачественный.

Свежие яйца из выбросов на берегу осторожно собирают лопатой или совочком, не захватывая грунт. Сбирать яйца на воде можно двойными сачками разных размеров. Разделительный сачок для сбора яиц по воде (рис. 5) состоит из двух частей — внутреннего сачка (сороуловителя) из газа № 12, задерживающего примеси, но пропускающего яйца, и наружного сачка из газа № 60—61, задерживающего яйца артемии [16]. В нерабочем состоянии наружный сачок имеет на конце широкое отверстие. Перед отловом яиц наружный край сачка завязывают и отверстие закрывается, сачок опускают в воду и отлавливают яйца. После того, как в наружном сачке накопится достаточное количество отмытых яиц, наружный сачок развязывают над какой-либо емкостью (ведро, таз и пр.), в которой собирают очищенные яйца. По мере загрязнения сороуловитель очищают от мусора. В сачке такой несложной конструкции очистка яиц происходит в процессе их отмыва. Разделительный сачок может быть использован и для предварительной очистки от примесей свежесобраных на берег яиц. В этом случае собранные лопатами или совком яйца

помещают во внутренний мешок разделительного сачка и отмывают соленой водой.

При значительных скоплениях яиц артемии на воде, у подветренных берегов водоемов можно использовать для сбора мешки, очень производительна заготовка яиц насосными установками. Отловленные яйца складывают на берегу, а затем транспортируют к месту хранения.

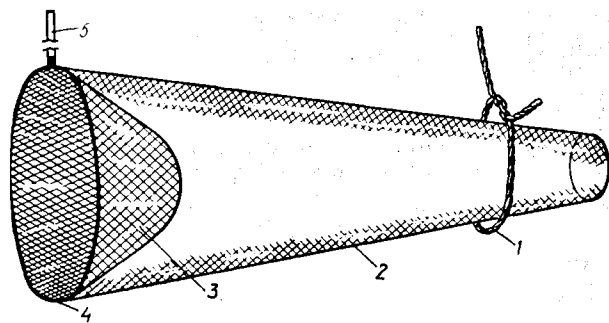


Рис. 5. Разделительный сачок:

1 — шнур; 2 — сачок-накопитель; 3 — сороуловитель; 4 — входное кольцо; 5 — рукоятка.

Запасы яиц артемии сильно варьируют на отдельных водоемах и даже на одном водоеме из года в год, в связи с чем конкретные рекомендации по величине изъятия яиц невозможны. Рациональное использование запасов предполагает в каждый заготовительный сезон оценивать величины запасов и изъятия, при обязательном оставлении части яиц в водоеме для естественного воспроизводства. Неоправданно интенсивная заготовка яиц привела к подрыву запасов артемии в уникальном водоеме — Большом Соленом Озере (штат Юта, США), являвшемся основным поставщиком яиц артемии на мировом рынке.

Для очистки яиц артемии от механических примесей предложено несколько устройств. Большинство из них сводится к подбору различных систем сит, последовательно задерживающих сначала грубые, потом мелкие примеси и на последнем этапе задерживающие яйца с близкими к ним по размерам примесями.

Механический способ очистки яиц *A. salina* даже при самом рациональном подборе сит не обеспечивает

удаления всех нежелательных примесей. В яйцах, очищенных таким способом, остаются близкие к ним или идентичные по размеру примеси, такие, как пустые скорлупки, частицы песка и пр. Степень чистоты яиц, прошедших механическую очистку, зависит от засоренности исходного материала. У яиц, собранных по воде, она будет наибольшей, у яиц из старых выбросов — наименьшей.

После механической очистки по размеру применяют разделение по удельному весу. В пресной воде легкие пустые скорлупки яиц всплывают наверх, а яйца и частицы песка оседают на дно. В соленой воде живые яйца всплывают в верхние слои воды, а песок оседает на дно. Производить очистку яиц артемии пресной и соленой водой можно в любых емкостях, позволяющих разделить указанные выше фракции. Очень удобны для этих целей выполненные из оргстекла аппараты Вейса большой емкости, где зрительно можно фиксировать момент достаточного разделения фракций и удобно изымать отделившуюся фракцию через нижнее сливное отверстие. В течение часа происходит набухание яиц в пресной воде и их оседание на дно. Для ускорения этого процесса поверхностный слой яиц нужно периодически перемешивать. После оседания всех яиц их сливают в мешок из капронового сита № 60. Затем отмываемые в пресной воде яйца помещают на 15—20 мин в воду с соленостью 100‰, освобождают от осевшего песка, сливают в мешок из сита № 60 и после этого высушивают. В промышленных масштабах обработки яиц используют баки и другие большие емкости. Сочетание механической очистки и очистки по удельному весу позволяет получить чистые яйца, свободные от примесей.

В сентябре 1978 г. на ультрагалинном озере Большое Яровое Алтайского края была произведена массовая заготовка яиц артемии. По описанной выше методике было заготовлено 19 763 кг сырья, содержащего 75% доброкачественных яиц артемии при влажности 57%.

Хранение и активация яиц

При производственном получении науплиусов артемии для кормления личинок рыб важное значение имеет процент выклева. Яйца, собранные летом или осенью,

дают без специальной обработки 3—5% выклева, несмотря на высокое содержание в них живых эмбрионов. Процент живых эмбрионов определяют путем вскрытия предварительно намоченных до набухания оболочек яиц тонкими препаровальными иглами. Содержимое живых яиц имеет розовую окраску, внутри мертвых яиц находится бесструктурное серое вещество или черная спиралевидная нить.

Всхожесть яиц, собранных ранней весной до массового выклева науплиусов в естественных водоемах, бывает сравнительно высокой и достигает 60—70%, однако при хранении процент выклева понижается и достигает такой же величины, как и у летне-осенних яиц.

Многие авторы считают, что способность покоящихся яиц давать высокий выклев при инкубации зависит от условий хранения. К. А. Воскресенский и И. Ш. Хайдаров [32] предложили при хранении яиц имитировать условия, которые складываются в естественных водоемах в зимнее время. Лучший результат получен при хранении яиц в растворе NaCl при 10—100‰ и температуре от -1 до -20°C в течение 80—90 дней. Выход науплиусов при хранении яиц в соленой воде и при низких температурах составил 70—80%. Однако этот метод до настоящего времени не нашел применения в производстве ввиду его громоздкости и технической сложности. Влажные яйца легче подвергаются патогенным воздействиям, которых трудно избежать при массовых масштабах проведения работ. При производственном применении этих методов требуются большие количества хорошо аэрируемого рассола, специальные холодильные установки и т. д.

Помимо этого метода были предложены способы хранения яиц в вакууме и глицерине [31, 70, 125].

Хранение большого количества покоящихся яиц *A. salina* целесообразно проводить в сухом виде. Опыт массового хранения хорошо высушенных чистых яиц этого рачка показал, что процент живых эмбрионов в течение полутора лет не снижался и после активации отмечался 100%-ный выклев науплиусов от общего количества живых яиц. Методика хранения яиц в сухом виде характеризуется технической простотой, несложностью операций и дешевизной [16].

Высушивание очищенных яиц артемии производится в помещении с принудительным воздухообменом. Сушку производят либо в барабанных сушилках, либо разложив яйца тонким (1—1,5 см) слоем на стеллажах. Для размещения одной тонны сырых яиц потребуется примерно 66 м² поверхности стеллажей. При сушке на стеллажах помещению оборудуется вытяжкой и электротеплоventильторами, теплый воздух от которых подается к стеллажам. Температура воздуха в месте расположения яиц не должна превышать $+40^{\circ}\text{C}$. В процессе сушки необходимо ворошить яйца артемии для обеспечения равномерного высыхания. Следует иметь несколько изолированных боксов для высушивания во избежание поглощения влаги подсушенными яйцами от свежезаложенной партии сырых яиц. При укладке тонким слоем, регулярном перемешивании, наличии вытяжки и электротеплоventильторов процесс сушки на стеллажах длится 1—2 дня. Влажность высушенных яиц по ТУ 210 РСФСР 32—77 не должна превышать 5%. При непродолжительном хранении допустимо увеличение влажности до 10%.

Высушенные яйца ссыпают в мешки из плотной материи, через которую они не могут проникать наружу, и в таком виде хранят в сухом помещении при комнатной или более низкой температуре. Хранение яиц в сухом виде так же, как и хранение в соленой воде при низких температурах, соответствует состоянию, в котором яйца находятся в естественных условиях. Выброшенные на берег или оставшиеся на дне после высыхания водоема сухие яйца сохраняют жизнеспособность в течение длительного времени и могут при соответствующих условиях продолжать развитие и дать начало новой генерации *A. salina*. Основная цель разработки различных методов и организации производственного хранения покоящихся яиц *A. salina* — сохранение жизнеспособности яиц, т. е. количества в них живых эмбрионов, на том же уровне, который был зафиксирован при сборе яиц.

Активация яиц *A. salina* — основной момент биотехники массового получения науплиусов этого рачка в рыбоводных целях. Активирующее действие на яйца оказывают свет, химические реагенты, такие, как сода, бура; органические растворители — ацетон, бутанол, этиловый эфир [93, 110, 145 и др.].

Соргелос с соавторами предложил метод повышения выклева яиц артемии путем декапсуляции их в растворе гипохлорита. Яйца артемии гидратируют в течение 1 ч в пресной или соленой воде, помещают в 2,12%-ный раствор гипохлорита на 7—10 мин, затем следует отмывка яиц пресной или соленой водой для удаления следов гипохлорита. Обработанные таким образом яйца инкубируют или используют для кормления личинок рыб [146].

Ни один из этих методов не нашел широкого применения в производстве.

Зимой 1976/77 г. и весной 1977 г. нами проведено много различных опытов активации сухих яиц *A. salina*, собранных осенью 1976 г. в озере Геническом, очищенных от примесей и высушенных описанными выше способами. Яйца были подвергнуты действию буры, ЭДТА, микроэлементов (Zn, Fe), ацетона, соды, выдерживанию в пресной и соленой воде, облучению ультрафиолетовыми лучами, промораживанию, механическому воздействию путем перетирания их с песком. При обработке бурой выклев колебался от 9 до 43% при начальном выходе 3—5% и разных концентрациях. Лучшие результаты (43%) были получены при выдерживании яиц в течение 3 ч в 5%-ном растворе буры с последующей отмывкой в пресной воде и выдерживании в течение 1 ч в 10%-ном растворе Na_2SO_4 . При действии ацетона выклев повышался до 15%, питьевой соды — до 13%. Проводка яиц через пресную и соленую воду (10% Na_2SO_4) повышала выклев до 16—19%. Механическое воздействие на оболочку яиц путем перетирания их с мокрым песком и тщательного отмывания увеличивало выклев до 13—20%. Облучение ультрафиолетовыми лучами и кратковременное промораживание не оказывали положительного влияния на выклев науплиусов. Во всех опытах в яйцах оставалось много невыклюнувшихся живых эмбрионов, что, по-видимому, связано с особенностями эмбрионального развития. В связи с этим пристальное внимание было обращено на физиологические и биохимические процессы, происходящие в яйце в период прекращения диапаузы, формирования из гастролы метанауплиуса и выклева его из яйца. Эти превращения происходят при бурном окислении запасных питательных веществ, трегалозы и активных окислительно-

восстановительных процессах в клетках зародыша. Для окисления требуется повышенное количество кислорода, причем в его наиболее активной атомарной форме. Исходя из этих теоретических предпосылок для активации яиц *A. salina* использовали перекись водорода. Для активации были взяты яйца, хранившиеся в сухом виде в течение года и дававшие без обработки выклев 3—5%. После 15-минутной обработки 1,5—3%-ным раствором перекиси и последующего высушивания выклев науплиусов при инкубации в 5%-ном растворе NaCl, аэрации и температуре 26°С составил 100% от живых эмбрионов и 70—80% от общего количества яиц.

Такое же действие оказывают и другие вещества, выделяющие атомарный кислород. Нужно, однако, отметить, что активированные таким образом яйца сохраняют способность к высокому выклеву сравнительно недолгое время, через 20 дней всхожесть яиц снизилась до 62%, спустя два месяца она уже не отличалась от способности к выклеву неактивированных яиц. Снижение всхожести яиц при хранении после обработки их веществами, выделяющими атомарный кислород, обусловлено, по-видимому, необратимостью происшедших в яйце процессов формирования зародыша. Тем не менее этот способ может найти применение в производстве при условии обработки яиц перекисью водорода незадолго до начала массовой инкубации.

Инкубация яиц

Обычно яйца артемии инкубируют в 3—5%-ном растворе NaCl или Na_2SO_4 .

Для инкубации яиц необходимо высокое содержание кислорода в воде, которое обеспечивается непрерывной продувкой солевого раствора с содержащимися в нем яйцами воздухом или кислородом. Плотность загрузки инкубационных устройств при хорошей аэрации может достигать 10 г сухих яиц на 1 л инкубационной среды.

Для инкубации яиц артемии предложены различные способы и устройства. Главная трудность заключается в разработке приспособлений для отделения науплиусов от пустой скорлупы и невылупившихся яиц.

Для отлова чистых науплиусов рекомендуют использовать способность последних к положительному фото-

таксису [31]. Наиболее крупным недостатком всех инкубационных устройств, основанных на этом принципе, является их меньшая экономическая эффективность по сравнению с аппаратами, в которых инкубация яиц и отбор науплиусов происходит в одной и той же емкости. Введение при таком способе дополнительных нерабочих емкостей, в которых не происходит инкубация, а производится только отбор науплиусов, связано с расширением площади инкубационных цехов, т. е. с увеличением затрат на капитальное строительство.

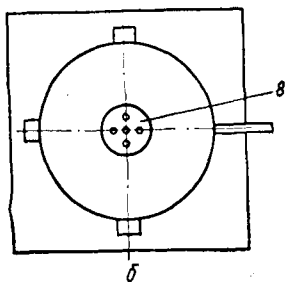
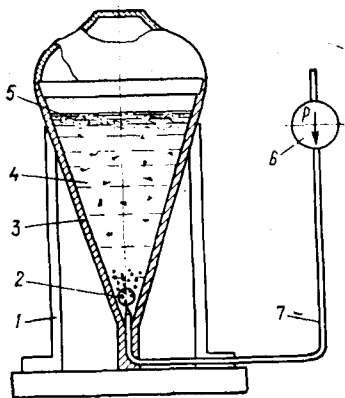


Рис. 6. Аппарат для инкубации яиц водных животных: а — общий вид; б — вид сверху: 1 — стойка; 2 — диффузор; 3 — инкубационный сосуд; 4 — слой воды с науплиусами; 5 — поверхностный слой с оболочками яиц; 6 — компрессор; 7 — воздуховод; 8 — отверстия в верхней крышке инкубационного сосуда.

а науплиусы плавают в толще воды в средней части инкубатора.

Инкубатор состоит из сосуда, имеющего форму перевернутого конуса 3. В узкую нижнюю часть сосуда через горловину входит воздуховод 7, заканчивающийся диффузором 2, наружный конец воздуховода соеди-

нен с компрессором 6. Инкубационный сосуд в рабочем положении устанавливается на стойке 1 и закрывается крышкой с отверстиями для выхода воздуха 8. Перед началом инкубации яиц сосуд заливают солевым раствором, близким к составу морской воды. После включения компрессора воздух по воздуховоду попадает в диффузор и переходит в воду в виде мелких пузырьков, которые помимо аэрации поддерживают яйца во взвешенном состоянии и не позволяют им опускаться на дно сосуда. В инкубатор закладывают яйца. После 48 ч инкубации и выключения компрессора скорлупа яиц всплывает на поверхность 5, непродуктивные яйца оседают на дно между диффузором и стенками сосуда. Выклюнувшиеся науплиусы 4 находятся в толще воды.

При массовой инкубации яиц *A. salina* целесообразно использовать стеклянные сосуды типа аппаратов Вейса емкостью 6—8 и 40 л. По сравнению с конусообразными аппаратами аппараты Вейса, представляющие собой сочетание цилиндра с конусом или полуэллипсоидом, более вместительны и обеспечивают хорошее перемешивание раствора и инкубируемых яиц. В аппараты Вейса заливали 3—5%-ный раствор Na_2SO_4 или NaCl , вносили яйца и включали аэрацию.

Аэрация производится при помощи компрессоров, воздуховода и диффузора. Воздуховод с диффузором вводится в сосуд сверху, причем диффузор опускается в нижние слои раствора соли (рис. 7). Яйца сначала всплывают на поверхность, а затем по мере набухания опускаются в толщу воды и там постоянно перемешиваются при помощи барботажа воды сжатым воздухом. После окончания инкубации и выклева науплиусов, обычно через 48 ч, компрессор отключают, диффузор извлекают из сосуда, а его содержимое сливают через сачок из газа № 60 и переносят в такой же аппарат с пресной водой, где проис-

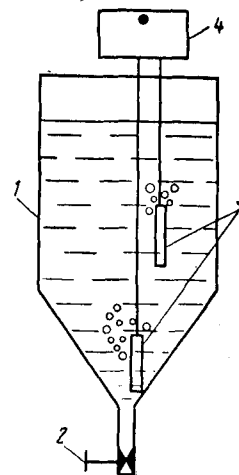


Рис. 7. Аппарат для массовой инкубации яиц артемий: 1 — инкубационный сосуд; 2 — сливной кран; 3 — диффузор; 4 — компрессор.

ходит разделение компонентов по разности удельных весов. При хорошем качестве яиц отбор науплиусов не представляет больших трудностей.

Аппараты такого типа были использованы при массовой инкубации яиц *A. salina* в рыбхозе «Сускан» Куйбышевской области, в рыбхозе «Дисерово» Московской области и других рыбхозах (рис. 8). Температура воды

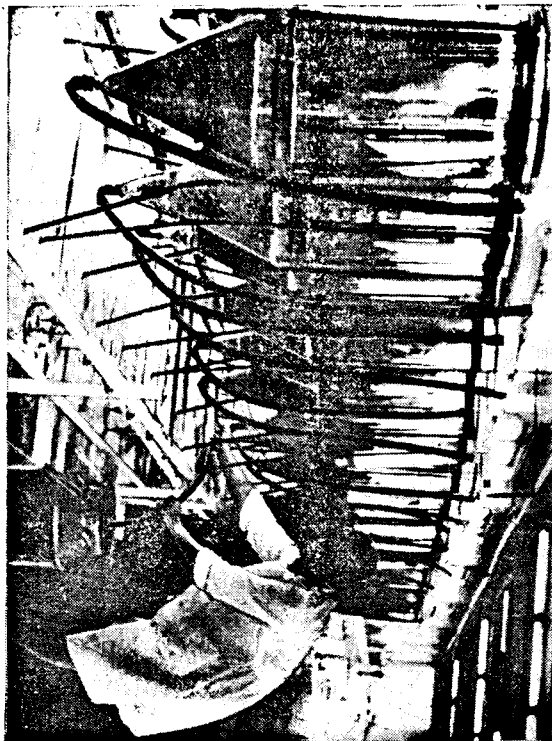


Рис. 8. Инкубация яиц артемии в рыбхозе «Сускан».

в период инкубации колебалась от 15 до 26°С. Инкубация проводилась в серии сосудов, количество которых было рассчитано на получение биомассы науплиусов, достаточной для производственного подращивания личинок карпа, буффало и растительноядных рыб. Инкубационные аппараты заряжались неодновременно с тем, чтобы ежедневно получать науплиусов артемии для скармливания их личинкам рыб. Средний суточный съем науплиусов артемии составил 9—10 г/л (табл. 9). В пересчете на общепринятую единицу продуктивности культуры живых кормов это составит 9—10 кг/м³ в сут.

Таблица 6

Основные результаты инкубации яиц в рыбхозе «Сускан»

Дата	Температура, °С		Объем сосудов, л	Внесено яиц, кг	Снято науплиусов, кг	Снято науплиусов артемии в 1 сут., г/л			Отношение яиц к науплиусам
	мин.	макс.				мин.	макс.	средн.	
1975 год									
Апрель	21,0	27,0	145	1,4	3,98	10,6	17,8	11,8	1:2,84
Май	15,0	27,0	2914	23,5	58,42	4,1	22,7	9,1	1:2,48
Июнь	18,0	25,0	3754	25,9	77,25	3,3	11,2	7,7	1:2,98
Всего	—	—	6813	50,8	139,65	—	—	9,5	1:2,74
1976 год									
13/V—19/VI	22,5	26,0	1240	9,1	21,44	6,0	25,0	12,3	1:2,35
21/V—26/VI	17,5	25,9	1040	7,1	19,57	5,5	15,5	13,5	1:2,75
28/V—2/VI	22,0	24,5	1520	9,0	20,14	3,7	9,4	6,6	1:2,23
3/VI—7/VI	21,5	25,0	1640	15,0	31,54	5,3	14,2	11,8	1:2,10
8/VI—12/VI	19,0	22,0	1800	13,5	28,54	5,5	10,7	9,9	1:2,11
Всего	—	—	7240	53,7	121,23	—	—	10,8	1:2,31

ки соответственно. Основными показателями, характеризующими эффективность той или иной инкубационной установки, следует считать съем науплиусов в г/л в сутки и отношение массы заложенных в аппарат яиц к массе выклюнувшихся науплиусов. При хорошем качестве яиц суточный съем достигает 25 г/л, а отношение массы яиц к массе науплиусов — 1 : 2.

Успех инкубации зависит от комплекса методических приемов, составляющих единую биотехнику массового получения науплиусов этого рачка для кормления личинок рыб на ранних стадиях развития. Эффективность использования этого живого корма зависит от правильного сбора, очистки, хранения и активации яиц и на последнем этапе — от конструктивных особенностей инкубационных аппаратов и технологии инкубации.

В соответствии с планом выращивания рыб производится расчет их потребности в живых кормах по формуле

$$A = Kn(P_t - P_0),$$

где A — общее количество живого корма, необходимое для выращивания n -го количества рыб до массы P_t при кормовом коэффициенте K , от начальной массы P_0 .

Для расчета объема инкубаторов и культиваторов, площадей цехов по разведению живого корма, необходимого для выращивания n рыб до массы P_t , используют формулу

$$V = \frac{RnPt}{C},$$

где V — объем или площадь агрегата для искусственного разведения;
 R — суточный рацион рыб;
 C — суточная продукция живого корма с единицы объема или площади.

Видоизменив эту формулу, определяют количество рыб, которое можно вырастить до массы P_t на имеющейся в распоряжении предприятия базе разведения живых кормов,

$$n = \frac{VC}{RP_t}.$$

При получении живого корма методом инкубации поющих яиц водных беспозвоночных расчет количест-

ва яиц, необходимых для обеспечения рыбоводного процесса, производят по следующей формуле

$$H = \frac{K \cdot n \cdot (P_t - P_0)}{B},$$

где H — искомое количество яиц;
 K — кормовой коэффициент рыб при питании выклюнувшимися из яиц науплиусами;
 B — отношение массы полученных науплиусов к массе заложенных на инкубацию яиц.

Описанные методы могут быть использованы для расчетов массового получения живого корма при индустриальном выращивании рыб.

ГЛАВА V. КУЛЬТИВИРОВАНИЕ ВОДНЫХ БЕСПОЗВОНОЧНЫХ

Культивирование водных беспозвоночных в лабораторных условиях, не преследующее цель получить максимальную продукцию объектов культивирования, при внимательном и хорошем уходе проходит успешно. Трудности возникают при массовом культивировании, когда плотность популяции животных для получения высокой продукции живого корма необходимо поддерживать на достаточно высоком уровне.

В настоящее время разработаны методы массового культивирования некоторых свободноживущих инфузорий, нематод, коловраток, олигохет, ракообразных и хирономид. Степень разработанности методов и их производственного освоения различны. В этой области имеется много пока еще далеко не использованных возможностей создания разнообразного живого корма для рыб.

Инфузории

Инфузории (тип Protozoa, подтип Ciliophora, класс Ciliata) — одноклеточные животные, доступные из-за своих малых размеров самым мелким личинкам рыб, используются в практике лабораторного культивирования. Для массового культивирования используется *Paramecium caudatum* и некоторые другие виды (рис. 9).

Тело парамеции покрыто плотной оболочкой — пелликулой, под которой находится тонкий слой прозрачной эктоплазмы. Основная часть клетки заполнена зернистой эндоплазмой. На выпуклостях пел-

Личинки расположены реснички, основание которых находится в эктоплазме. В эктоплазме находятся также выходящие наружу стрекательные капсулы, или трихоцисты. Реснички служат для движения и захватывания пищи, а трихоцисты — для защиты и нападения. На

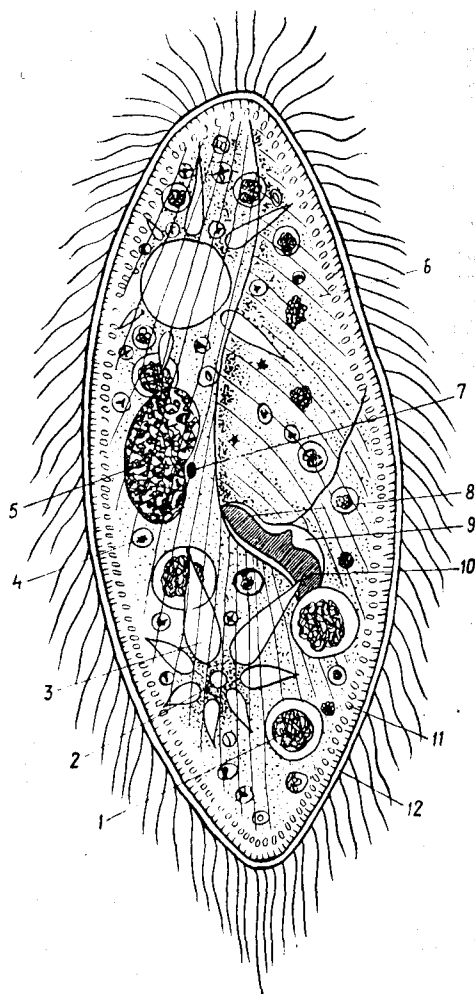


Рис. 9. Внешний вид *Paramecium caudatum*:

1 — пищеварительная вакуоль; 2 — сократительная вакуоль; 3 — приводящий канал; 4 — экскреторные тельца; 5 — макронуклеус; 6 — перистом; 7 — микро-нуклеус; 8 — ротовое отверстие; 9 — глотка; 10 — ундулирующая мембрана; 11 — трихоцисты; 12 — пелликула и реснички.

брюшной стороне в передней половине клетки имеется продолговатая впадина — перистом. В глубине перистома помещается овальное отверстие — клеточный рот, ведущий в клеточную глотку. В процессе питания пища передвигается ресничками в глотку, в месте соприкосновения глотки с эндоплазмой из воды и пищи образуется пи-

щеварительная вакуоль, которая отрывается от глотки и, увлекаемая потоком плазмы, продвигается в теле животного определенным путем. В пищеварительной вакуоли под действием ферментов происходит переваривание пищи, непереваренные остатки выбрасываются наружу через отверстие в заднем конце клетки. Функцию выделения выполняют сократительные вакуоли, состоящие из собственно вакуолей и окружающих их канальцев. В эндоплазме находятся два ядра: большое — макронуклеус и малое — микро-нуклеус.

Размножение инфузорий происходит путем поперечного деления клеток. Оно может осуществляться вегетативным или половым способом. В последнем случае соединяются (конъюгируют) две клетки и обмениваются частями ядерного аппарата, несущего наследственное вещество. В оптимальных условиях инфузории характеризуются очень высокой интенсивностью размножения. *Stylonichia pustulata* при температуре 20—25° С делится 4—5 раз в сутки. Потомство от одной особи этого вида при оптимальных условиях может составить за 6 дней около 10 миллиардов экземпляров. При 28° С на бактернально-дрожжевой пище *S. pustulata* делится 2 раза в сутки, при 12,7° С — 0,5 раза. При одинаковой температуре быстрее размножаются мелкие инфузории. Высокая интенсивность размножения обуславливает высокую продукцию инфузорий, достигающую за вегетационный период величины 10 т/га. В условиях искусственного культивирования получают более высокую продукцию.

Питаются свободноживущие инфузории бактериями, микроводорослями, мелким детритом и растворенным органическим веществом. Разные бактерии и водоросли имеют для них различную пищевую ценность. Чем меньше размер инфузорий, тем большую роль в их питании играют бактерии. Суточный рацион достигает 480% от массы тела животных, коэффициент использования потребленной пищи на рост K_1 равен 28,8—37,9%, коэффициент использования усвоенной пищи на рост K_2 — 56,2—72,2%. При питании дрожжами (*Saccharomyces elipsoides*) и бактериями коэффициент полезного действия корма равен у *P. caudatum* 45—53%, у *Vlepharisma undulans* 13—23%. На получение одной весовой единицы *P. caudatum* следует затратить 2—3 весовых единицы корма [71].

Многие инфузории выдерживают значительное понижение температуры. Установлено, например, что

P. caudatum при понижении температуры до 0°С продолжает делиться, но в замедленном темпе. Деление происходит один раз в 18—19 дней [96]. Верхний температурный порог этого вида из средней климатической зоны +36°С, но уже при +30°С животные находятся в угнетенном состоянии. Инфузории обладают способностью адаптироваться к высоким температурам, *P. caudatum* живет в горячих источниках Японии при температуре +36—40°С, *Tetrahymena pyriformis* адаптировалась к температуре +38°С [144]. Жизненные функции инфузорий протекают более интенсивно при периодической смене температуры, среднее число делений *P. caudatum* при переменной температуре больше, чем при постоянной [46]. В диапазоне 4—28°С парамеция хорошо выдерживает суточные колебания температуры в пределах 6—12°С. Многие инфузории способны месяцы и годы переносить неблагоприятные условия в виде цист.

На рост, размножение и питание инфузорий большое влияние оказывает рН среды, оптимум для *P. caudatum* и *P. bursaria* лежит в пределах между 6,6 и 7,6, *P. caudatum* не погибает и при больших колебаниях рН от 4,68 до 9,13 [130].

Инфузории устойчивы по отношению к понижению содержания кислорода в воде. Однако оптимальные значения этого показателя для большинства видов находятся в пределах 6—8 мг/л.

В практике лабораторного и массового культивирования обычно используют высокопродуктивные и широко распространенные в эвтрофицированных водах такие виды, как *Paramecium caudatum*, *P. aurelia*, *P. bursaria*, *P. multimicronudatum*, *Stylonychia (Oxytricha) pastulata*, *Colpoda steine*, *Colpidium colpoda*, *C. stiatum*, *C. campilium*, *Tetrahymena pyriformis*.

При культивировании применяют различные бактериальные, водорослевые и дрожжевые среды, например, сенной настой, на котором обильно развиваются сенные палочки и другие бактерии, служащие хорошей пищей для парамеций.

При приготовлении сенного настоя возможны различные варианты соотношения сена и воды, а также замачивания сена водой. При лабораторном культивировании берут 20 г сена на 1 л воды. При массовом культивиро-

вании инфузорий в помещении и под открытым небом лучшие результаты получены при концентрации 1—2 г/л. При более высоких концентрациях сенного настоя культура загнивает и на поверхности появляется бактериальная пленка.

Сено заливают сырой водой, кипятят в течение 15—20 мин и настаивают в течение двух—трех дней. При приготовлении большого количества сенного настоя сено следует залить кипятком, охладить и настоем процедить. Срок настаивания тот же. Кормовые дрожжи вносят из расчета 100 г/м³. Для создания бактериальных сред используют также настоем из салата, разбавленное молоко, отвар из различных круп. Для приготовления настоя салата его листья помещают в марлевый мешочек, опускают в воду, закрывают, настаивают в течение нескольких дней, а затем вносят в настоем зарядку инфузорий. При приготовлении молочного раствора на 1 л воды вносят 1,5—2,0 мл сырого снятого молока, раствор перемешивают и «заражают» инфузориями. Для приготовления отвара овсяной, рисовой, пшеничной и других круп 50 г крупы помещают в 1 л воды и кипятят в течение 15—30 мин. Отвар сливают в чистую посуду и закрывают. Для культивирования инфузорий на микроводорослях используют культуру водорослей, полученную вышеописанными способами (см. главу III).

Инфузорий можно культивировать в различных емкостях — колбах, делительных воронках, аппаратах Вейса, бассейнах, в полиэтиленовых садках и др.

Культивирование ведут в накопительном или в проточном режиме.

Массовое культивирование свободноживущих инфузорий для рыбоводных целей пока еще не нашло применения в производстве.

Начиная с 60-х годов все больше внимания уделяется методам проточного непериодического культивирования [64, 76, 126 и др.].

При изучении биологии инфузории *Tetrahymena pyriformis* применили двухступенчатый аппарат, состоящий из двух сосудов. В первый сосуд накачивалась питательная среда для бактерий, во второй вносились инфузории. Питательная среда непрерывно поступала из первого сосуда во второй. Максимальная концентрация тетрахимены при культивировании в периодической куль-

туре на синтетической среде при постоянной концентрации кислорода выражалась величиной 800 тыс. кл./мл.

Принцип двухступенчатого культивирования был использован также В. Е. Коковой и Г. Н. Лисовским [64]. Культивирование *P. caudatum* проводилось в проточной культуре, при этом клетки и культуральная среда выводимой из культиватора суспензии находились в ином соотношении, чем в культиваторе, так как часть клеток парameций осаждалась на стенках культиватора. Использовались сосуды типа делительных воронок объемом 200 мл. Аэрация осуществлялась при помощи эрлифта с расходом воздуха 9,1 л/мин. Кормом служила смесь дрожжей (*Saccharomyces elipsoides*) и бактерий. Ежедневно 3—10 раз сливали определенный объем культуры парameций и добавляли равный объем среды с кормом. Оптимум скорости протока среды составлял 0,6 объема среды в культиваторе, т. е. 60%. Авторами были получены высокие показатели продуктивности культуры. Суточная продукция инфузорий стабильно держалась на уровне 2 г сухого или примерно 20 г сырого вещества с 1 л культуры. В лучшем варианте с двумя эрлифтами и дополнительными поверхностями для прикрепления парameций была достигнута максимальная плотность культуры 73 тыс. особей на 1 см³. Полученные величины продукции инфузорий (20 кг/м³) в сутки намного превышают продукцию живого корма при периодическом культивировании. Опыты культивирования свободноживущих инфузорий в непериодическом режиме, проводимые пока еще в небольших лабораторных масштабах, указывают на принципиальную возможность получения больших количеств с небольших производственных емкостей этого живого корма, хорошо доступного личинкам всех видов рыб в первые дни после выклева. Разработка этого метода в производственных масштабах является делом ближайшего будущего.

Нематоды

Свободноживущие нематоды (тип *Nemathelminthes*, класс *Nematoda*) широко распространены в почве и различных водоемах. Некоторые из них благодаря малым размерам хорошо доступны личинкам рыб. Культивирование мелких нематод из родов *Panagrellus*, *Rhab-*

ditis и *Turbatris* осуществляется акварийными любителями. Для целей массового культивирования И. В. Ивлевой [51] предложена мелкая нематода *Panagrellus redivivus*. И. В. Ивлева провела тщательные исследования по биологии и экологии, а также разработала методику культивирования *P. redivivus*.

Тело этого червя белого цвета, покрыто плотной оболочкой — кутикулой, задний конец тела заострен. Под кутикулой находятся продольные мышцы. Нервная система состоит из продольных нервных стволов и окологлоточного кольца. Пищеварительная система включает переднюю (с пищеварительными железами), среднюю и заднюю кишку. Нематоды дышат всей поверхностью тела. *P. redivivus*, как и другие нематоды, раздельнополы. Самцы отличаются от самок по внешнему виду и строению (рис. 10). Самцы меньше, более стройные, задний конец их тела загнут. Оплодотворение и эмбриональное развитие внутреннее. Сформировавшаяся молодежь выходит во внешнюю среду.

Молодые особи выметывают 7—19 экз. новорожденной молодежи, зрелые — до 42 экз. *P. redivivus* живет 20—25 дней, в течение жизни дает примерно 15 пометов и около 300 шт. молодежи. Половой зрелости они достигают через трое суток после рождения при длине тела 1,10—1,65 мм. После наступления половой зрелости рост червей резко замедляется, но продолжается в замедленном темпе до конца жизни. Самцы растут медленнее, чем самки.

Питаются нематоды детритом. *P. redivivus* выдерживает понижение температуры до минус 10° С (при этом черви теряют подвижность) и повышение до +27—29° С. Оптимальная для этих нематод температура, при которой наблюдается максимальное размножение, 20—25° С.

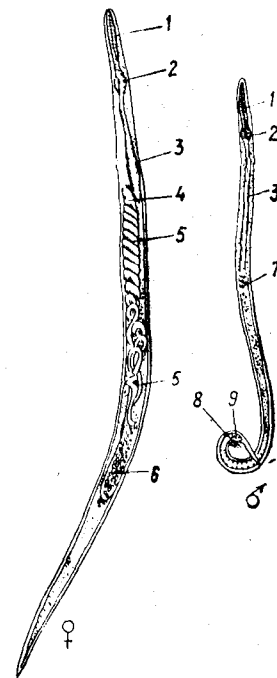


Рис. 10 Нематода — *Panagrellus redivivus* (1,10—1,65 [51]):

1 — глотка; 2 — глоточное вздутие; 3 — кишечник; 4 — матка; 5 — эмбрионы на различных стадиях развития; 6 — яичник; 7 — семенник; 8 — кутикула; 9 — клоака.

P. redivivus обычно обитают в среде с высокой влажностью. Однако они способны пережить длительное высыхание. Наиболее выносливы к высыханию молодые особи. Попадая в условия увлажнения, черви возвращаются к активному образу жизни. *P. redivivus* предпочитают среды с кислой реакцией, оптимальные значения рН для этого вида 3,5—4,2. Эти черви выносят существенные изменения освещенности среды и могут существовать и нормально развиваться как при слабой, так и при большой освещенности. *P. redivivus* требовательны к кислороду, при резком ухудшении кислородного режима среды черви выходят на поверхность субстрата.

Культивирование осуществляют или на почвенном субстрате, куда вносят корм для червей, или непосредственно в корме, без почвенного субстрата. Для культивирования нематод можно использовать заваренную овсяную крупу, разваренные овощи. К этим средам целесообразно добавлять немного молока. Для лабораторного культивирования рекомендованы специальные среды, в частности среда, содержащая аминокислоты, 4%ный соевый пептон, казеин и препарат из печени.

Для массового культивирования рекомендуются среды из овсяной или ячменной муки и фуражного овса. Пищевой субстрат должен быть достаточно густым, на слишком жидком субстрате развивается бактериальная пленка, подавляющая развитие червей. Для приготовления пищевого субстрата нужной концентрации в 1 л кипящей воды заваривают: 150 г овсяной крупы или 200 г овсяной муки, или 300 г фуражного овса, или 250 г ячменной муки.

Фуражный овес проваривают в течение 40—50 мин, остальные продукты — в течение 7—10 мин. Питательную среду раскладывают слоем 1,0—1,5 см в кюветы, которые могут быть изготовлены из различного материала. Удобны эмалированные кюветы размером 33×43 см. Кюветы с культурой червей закрывают стеклом и размещают многоярусно на стеллажах.

При зарядке в каждую кювету указанного размера вносят 1,5—2 л приготовленной среды и распределяют ее равномерно по дну, на поверхность наносят слой старой культуры, содержащей червей или чистую зарядку нематод, из расчета 300 экз./см² или 400 тыс. особей, или 350—400 мг на 1 кювету.

Оптимальный температурный режим культивирования 18—20° С. Разведение этих нематод возможно и при более низкой температуре, 7—10° С. При температуре 18—20° С культура созревает на 10—11-й день, достигает максимального развития на 15-й день и угасает через 35—40 дней. При ухудшении состояния культуры следует произвести ее перезарядку. Регулярная подкормка, начиная с 20—25-го дня сухими овсяными хлопьями из расчета 300—500 г/м² выростной площади, позволяет продлить срок существования культуры до трех и более месяцев.

Для отбора червей в питательную среду помещают брусочки с гладкой поверхностью. При большой плотности популяции черви выползают на них, и их можно собрать с этих брусочков лопаточкой. Наиболее высокая среднесуточная продукция нематод 75 г/м² получена при использовании в качестве субстрата овсяной крупы. При высушивании и при низких температурах культуру нематод можно хранить до 1,5—2 лет.

Нематоды еще не нашли применения в производстве, однако при дальнейшем развитии работ в этом направлении и производственном освоении метода их можно будет широко использовать в качестве стартовых живых кормов для личинок рыб.

Коловратки

Коловратки (тип *Nemathelminthes*, класс *Rotatoria*) благодаря небольшим размерам (подобно науплиусам артемии, инфузориям и нематодам) относятся к категории стартовых живых кормов.

В качестве объектов массового культивирования используют в основном два вида: *Brachionus calyciflorus* и *Br. rubens*. *Br. calyciflorus* ведет планктонный образ жизни, молодые особи *Br. rubens* держатся в толще воды, а самки с яйцами обычно прикрепляются к субстрату. Размер вылупившихся из яиц особей *Br. calyciflorus* составляет 160—245 мкм, взрослых самок этого вида 570 мкм, а самцов намного меньше. Длина молодого *Br. rubens* 117—120 мкм, взрослых самок до 280 мкм.

Тело коловраток, покрытое тонким панцирем, подразделяется на головной, туловищный отделы и ногу (рис. 11). На переднем конце головного отдела расположен состоящий из двух колец ресничек ко-

поворотный аппарат, который служит для передвижения, захвата и продвижения пищи ко рту. Рот, окруженный венчиком ресничек, ведет в глотку, тоже покрытую ресничками. Глотка переходит в расширение, покрытое кутикулой и имеющее аппарат для перетирания пищи. В большинстве случаев пищеварительная система заканчивается анальным отверстием, однако у некоторых коловраток, напри-

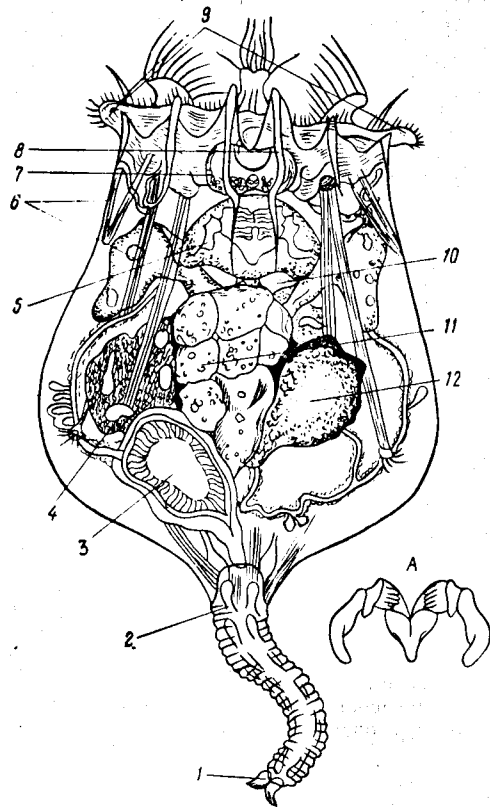


Рис. 11. Коловратка *Brachionus rubens*:

1 — «пальцы» ноги; 2 — «ножницы» (педальные) железы; 3 — кишка; 4 — гонада (яичник); 5 — жевательный желудок (mastax); 6 — мускулы-ретракторы переднего конца; 7 — ганглий (мозг); 8 — дорзальное щупальце; 9 — коловращательный аппарат; 10 — пищевод; 11 — желудок; 12 — яйца; А — жевательный аппарат (челюсти).

мер у аспланхны, анального отверстия нет и непереваренные частицы пищи выбрасываются через рот. Дыхание осуществляется всей поверхностью тела. Функцию кровеносной и дыхательной систем выполняет жидкость, заполняющая первичную полость тела.

Коловратки размножаются партеногенетически, т. е. без участия самцов, и половым путем. К половому размножению они переходят при неблагоприятных условиях. В этом случае в популяции появляются самцы, не

имеющие пищеварительной системы и живущие только 1—2 дня. Ежедневно самки *Bg. calyciflorus* образуют 1—2 яйца. Развитие зародыша длится дольше, чем формирование яйца. Поэтому у самок можно обнаружить одновременно 2—3 и больше яиц. Яйца прикрепляются к основанию ноги самки при помощи стебелька, образующегося слизистыми выделениями желез. Количество образованных одновременно амиктических (партеногенетических) яиц зависит от условий существования и длительности жизни. В условиях опыта *Bg. calyciflorus* откладывал в течение жизни до 14, *Bg. rubens* — до 35 яиц. Эти величины не являются предельными. При оптимальных условиях первые яйца у *Bg. calyciflorus* появлялись через сутки после рождения. Длительность жизни различных коловраток колеблется от 3 до 42 дней. Продолжительность жизни *Bg. calyciflorus* достигала 19 дней, составляя в среднем 6—8 дней; длительность жизни *Bg. rubens* — до 24 дней. В пределах температурных границ существования коловраток они живут дольше при более низкой температуре; при высокой температуре жизненные процессы протекают быстрее и длительность жизни короче.

Для оценки воспроизводительной способности коловраток используется показатель «скорость воспроизводства», представляющий собой отношение числа потомков к продолжительности жизни коловраток. У озерных видов этот показатель колеблется от 20 до 80%. Максимальная скорость воспроизводства *Bg. calyciflorus* равна 161,5% [34].

Коловратки используют для питания практически все кормовые ресурсы водоемов, имеются растительноядные виды, питающиеся фитопланктоном, потребляющие детрит и бактерии, хищные и всеядные формы.

Bg. calyciflorus и *Bg. rubens* относятся преимущественно к растительноядным видам, отфильтровывающим из толщи воды планктонные водоросли. *Bg. calyciflorus* предпочитает мелкие клетки протококковых (*Scenedesmus acuminatus*, *Sc. quadricauda*, *Chlorella terricola*) и диатомовых водорослей (*Cyclotella* sp.). Суточный рацион *Bg. calyciflorus* при питании разными водорослями колеблется от 100 до 550% по сухой массе и меняется в зависимости от концентрации пищи от 21 до 572% по сырой массе. Высокие значения суточных рационов

объясняются избыточным питанием, а также высокой интенсивностью роста и размножения коловраток. В зависимости от концентрации пищи и величины суточного рациона *Br. calyciflorus* усваивает 40—80% съеденного водорослевого корма. При увеличении рациона усвояемость снижается, K_1 колеблется в молодой культуре от 29 до 34%, в старой — от 16 до 25% [120].

Многие коловратки выдерживают существенные колебания температур. *Br. calyciflorus* способен переносить повышение температуры до 81° С. Оптимальной для этого вида является температура 21—26° С. Инкубацию покоящихся яиц *Br. tubens* начинали при температуре 3° С и заканчивали при температуре 16—18° С [22]. Культивирование *Br. tubens* в бассейнах лучше проводить при температуре 18—23° С.

Br. calyciflorus и *Br. tubens* — пресноводные виды, однако *Br. calyciflorus* способен переносить повышение солености воды до 5—6‰, а после периода привыкания — до 8‰. Интенсивное размножение этой коловратки происходит при солености 2—4‰, в связи с чем *Br. calyciflorus* можно использовать в качестве живого корма при кормлении личинок морских рыб. Для целей культивирования представляют определенный интерес солоноватоводные виды, такие, как *Br. plicatilis*, *Br. angularis*, *Br. quedridentatus*.

Представители рода *Brachionus* выносят колебания рН среды в довольно широких пределах (от 4,5 до 11). Оптимальные значения водородного показателя находятся в пределах 7,0—10,0. *Br. calyciflorus* и *Br. tubens* выносят существенное понижение содержания в воде кислорода — до 2 мг/л и ниже.

Культивирование коловраток в лабораторных условиях осуществляется давно. Культивирование проводили как в накопительном, так и в проточном режимах Л. А. Эрман [120] при изучении питания коловраток содержал в лабораторной культуре 60 видов этой группы животных. Он культивировал коловраток в плоскодонных колбах, в которые по доходящей до придонного слоя трубке подавали суспензию из протококковых водорослей. Для предотвращения ухода коловраток из культуры была использована способность животных уходить от переменного электрического поля. Отводящий сифон располагался между двумя угольными плас-

тинками — электродами, к которым подводили переменный электрический ток напряжением 30 В. Перемешивание культуры осуществлялось мешалкой, которая автоматически при помощи реле времени отключалась через определенные промежутки. При культивировании *Br. calyciflorus* и *Br. tubens* в такой лабораторной установке была получена биомасса первого вида 1000 мг/л и суточная продукция — 125 мг/л, второго — соответственно 294 и 67 мг/л.

В. Е. Кокова [61] культивировала в лабораторной проточной культуре *Philodina acuticornis*. Культивирование проводилось в сосудах емкостью 200 мл с пластинками из оргстекла внутри. Ночью культура освещалась зеркальными лампами. Аэрация осуществлялась двумя эрлифтами. Свежая среда с кормом подавалась из резервуара, помещенного над культиватором. Скорость подачи суспензии регулировалась зажимом. Кормом для коловраток служила *Chlorella vulgaris*. В проточной культуре были получены очень высокие показатели численности, биомассы и продукции коловраток. Численность филодины достигала 16000—18000 особей в 1 мл, суточная продукция — 1,8 г/л в сухой массе, или 18 г/л в сырой массе. Эти данные указывают на высокие продукционные возможности коловраток. Однако реализация этих возможностей в производственных условиях представляет существенные трудности. Создание промышленной установки высокой производительности является одной из важных задач дальнейших работ по использованию методов проточных культур.

Примеры производственного и полупромышленного культивирования коловраток пока еще крайне малочисленны [22, 72, 81, 90 и др.].

При массовом культивировании коловраток используют бетонные и дюралюминиевые бассейны, садки из полиэтиленовой пленки, а также небольшие пруды. Более перспективные установки с регулируемым режимом культивирования пока еще не вышли за рамки лабораторного эксперимента.

Проведено культивирование *Br. calyciflorus* в садках из полиэтиленовой пленки объемом 200 л, установленных в водоеме-охладителе ГРЭС им. Классона (рис. 12) [90]. Садок цилиндрической формы укрепляли в металлическом каркасе. Каркас состоит из двух колец, соеди-

ненных между собой металлическими прутьями. Заостренные концы прутьев, выходящие за пределы нижнего кольца, входили в грунт и фиксировали каркас с полиэтиленовым садком в вертикальном положении.

Воду из водоема наливали в полиэтиленовый садок через сито № 70—76, сложенное в четыре раза. После заливки водой в полиэтиленовый садок вносили зарядку *Bg. calyciflorus*. Начальная концентрация брахионусов в садках была 3 млн. экз. в 1 м³. Кормом для коловраток служили протококковые водоросли, выращенные в культиваторах открытого типа на сбалансированной среде № 3, разбавленной в 50 раз. Концентрация водорослей (*Sc. acuminatus* и *Chlorella* sp.) колебалась в культиваторах от 10 до 20 млн. кл./мл. Концентрация водорослей в садках с коловратками составляла 275—350 г/м³. Водоросли вносили ежедневно. За сутки коловратки потребляли почти все водоросли,

биомасса последних снижалась до 1,0—1,5 г/м³. При эксплуатации культуры без отлова коловраток численность культивируемых животных достигала 149 млн. экз./м³, биомасса — 547 г/м³. Ежедневно изымалось от 26 до 72% биомассы коловраток, в среднем отлавливали 60% от биомассы коловраток. В варианте с регулярным отловом животных максимальная численность была 168 млн. экз./м³, биомасса 604 г/м³, суточная продукция — 425 г/м³. Средняя суточная продукция при однократном отлове в конце выращивания была равна 99 г/м³, при регулярном вылове культивируемых животных — 228 г/м³.

Культивирование в садках может быть с успехом использовано для массового получения коловраток и других мелких планктонных животных в рыбоводных хозяйствах, расположенных вблизи водоемов-охладителей или других водоемов с благоприятным температурным режимом. Резкое повышение продукции коловраток станет возможным после разработки и промышленного освоения проточных культур.

Олигохеты

Опыты лабораторного культивирования проведены со многими представителями типа Annelida, класса Oligochaeta, в том числе с *Nais variabilis*, *N. elinguis*, *N. communis*, *Aelosoma hemprichi*, *A. variegatum*, *A. hadleyi*, *Chaetogaster diaphanus*, *Ch. diastrophus*, *Ch. limmal*, *Limnodrilus hoffmeisteri*, *L. udekemianus*, *Tubifex tubifex*, *Stylaria lacustris*, *Rhyacodrilus coccineus*, *Jsochaetides newacensis*, *J. michaelson*, *Stylodrilus heringianus*, *Rhynchelmis limosella*, *R. tetratheca*, *Enchytraeus albidus*, *E. buchhalzi*, *Euilyodrilus hammoniensis*, *Pelosoletus ferox*, *Psammoryctides barbatus*, *Criodrilus lacuum*.

Для массового культивирования используют *Enchytraeus albidus*, *Tubifex tubifex* и *Limnodrilus hoffmeisteri*.

Белый энхитрей

Методика массового промышленного культивирования разработана для белого энхитрея главным образом советскими учеными [50, 51, 65, 80]. Культивирование белого энхитрея осуществляется в производственных масштабах на рыбоводных заводах.

Белый энхитрей (*Enchytraeus albidus* Henle) в природных условиях встречается в почве, побережье пресных и солоноватых водоемов. Он распространен широко, но чаще всего встречается в культурных, обрабатываемых почвах.

Тело червя молочно-белого или желтоватого цвета разделено на многочисленные сегменты. В условиях культивирования он достигает длины 4,5 см. На всех сегментах, за исключением переднего, находятся спинные и брюшные пучки щетинок. Вдоль всего тела тянется прямой кишечник. Спинной и брюшной кровеносные сосуды сообщаются на переднем конце тела при помощи кольцевых комиссур. Дыхание осуществляется всей поверхностью тела. Органы выделения (нефридии) расположены в каждом сегменте. Нервная система состоит из головного надглоточного ганглия (мозга) и брюшной нервной цепочки. Светочувствительные и осязательные клетки находятся в поверхностных слоях тела. Белый энхитрей, как и все олигохеты, — гермафродит, размножение перекрестное. Развитие яиц происходит в прозрачном коконе (рис. 13). Величина кокона зависит от размеров червя.

У мелких червей длинная ось кокона достигает 0,5—0,8 мм, у крупных — 1,4—1,8 мм. Кокон может быть

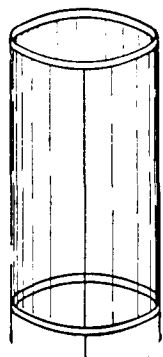


Рис. 12. Полиэтиленовый садок.

бесцветными или окрашенными в желтоватый цвет. В почве к ним прикрепляются мелкие частицы грунта и они становятся похожими на мелкие комочки земли. Число яиц в коконе изменяется с возрастом и в зависимости от условий обитания. Кокон молодых животных содержат 9—12 яиц, зрелых 20—25, при оптимальных условиях до 35, старых — 2—5. Молодые особи

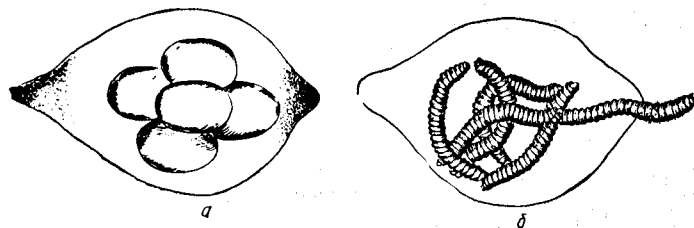


Рис. 13. Кокон белого энхитрея (0,5—1,5 мм) [65]:
а — кокон с яйцами; б — выход молоди из кокона.

откладывают яйца каждые 2—3 дня, в возрасте 5—6 мес — один раз в 7—8 дней. В течение жизни один червь откладывает до 45—50 кладок с общим количеством яиц 1000 шт. Развитие червей при оптимальной температуре продолжается 8 дней, из кокона они выходят через 12 дней после начала развития. Размер молодой особи, вышедшей из кокона, составляет 1,0—1,5 мм, масса 0,1 мг.

Белый энхитрей интенсивно растет первые 20 дней с момента выхода из кокона, половая зрелость наступает на 21—22-й день. Максимальная продолжительность жизни червей 8—9 мес.

Питаются энхитреиды разлагающимся органическим веществом растительного или животного происхождения. При прохождении через кишечник пища переваривается лишь частично, более полное переваривание происходит в результате многократного пропускания пищи через кишечник.

Культивирование белого энхитрея возможно при температуре 8—25° С, наиболее благоприятны для его жизнедеятельности температуры 16—18° С, он может существовать при нулевых и даже отрицательных температурах.

Для нормальной жизнедеятельности белого энхитрея большое значение имеет качество почвы, ее структура и влажность, присутствие в ней органического вещества. Лучшими являются легкие и среднесуглинистые почвы, создающие наиболее благоприятные условия для газообмена и водного режима. Оптимальная влажность почвы хорошего качества 20—25%, при влажности 8—10% черви погибают. Более высокая, чем оптимальная, влажность — 35% и выше допустима при хорошем обеспечении кислородом. В условиях хорошего обеспечения кислородом энхитреиды могут жить и нормально размножаться в воде. Содержащееся в почве органическое вещество, с одной стороны, может быть использовано червями в пищу, с другой стороны — способствует ухудшению кислородного режима. Особенно нежелательно загрязнение почвы продуктами разложения животного белка. Содержание в почве органически связанного азота не должно превышать 0,4%.

Одним из существенных факторов, определяющих возможность существования и уровень жизненных процессов белого энхитрея, является рН среды. Черви хорошо переносят колебания рН в пределах 5,3—7,2, оптимальные значения этого показателя для них 6,3—6,8. Они относятся к типичным ацидофильным животным и не выносят сдвига рН в щелочную сторону, при рН 7,7 погибают в опыте через 2—3 ч.

Белый энхитрей характеризуется отрицательным фототаксисом и активно уходит из освещенной зоны в темноту, что связано с постоянным обитанием в почве при отсутствии света.

Производственное культивирование белого энхитрея осуществляется в специальных помещениях — олигохетниках. Олигохетник состоит из основного помещения, в котором выращивается культура червей, кормокухни, где готовят для них корм, склада для хранения корма и отборочного помещения, в котором производится отбор червей из грунта.

Основное помещение, размеры которого обуславливаются масштабами культивирования, должно иметь хорошую отопительную систему и теплоизоляцию для поддержания в течение года температуры на оптимальном уровне +16—18° С. В южных районах следует предохранять помещение от перегрева, целесообразно

использовать для этой цели подвалы. В основном помещении нельзя производить никаких операций, связанных с нагреванием (приготовление корма, отбор и т. д.).

В кормокухне находится плита, оборудованная для приготовления большого количества пищи, разделочный стол, весы и вспомогательное оборудование, водопроводные и канализационные устройства.

Помещение для отбора червей целесообразно располагать рядом с основным, выростным, помещением. В его оборудование входят столы с приборами для отбора червей, весы для взвешивания отобранных животных и мойка.

Во избежание заражения культуры олигохет клещами и другими вселенцами кормосклад должен быть изолирован от выростного помещения и оборудован по типу складских помещений для хранения овощей и корма для скота.

Для разведения энхитреид используют деревянные ящики площадью 0,2—0,3 м², высотой 10 см. Грунт насыпают ниже краев ящика, так как основная масса животных держится обычно в слое земли толщиной 8 см, нижние слои белый энхитрей практически не осваивает. Ящики помещают на деревянные стеллажи в 10—13 ярусов. Нижний ярус располагается на расстоянии 25—30 см от пола. Высота стойки 2—2,5 м. Эти параметры могут варьировать в зависимости от конкретных условий культивирования и возможностей производства, однако описанные размеры ящиков и стойки оправдали себя при массовом культивировании белого энхитрея. Общий вид выростной установки представлен на рис. 14.

В начале культивирования в ящики засыпают землю слоем 8—9 см. Наиболее пригодна структурная почва, которая при увлажнении не слипается в комки. В жирные, богатые перегноем почвы следует добавить $\frac{1}{3}$ — $\frac{1}{4}$ часть песка. Засоленные и торфяные почвы мало пригодны. Лучше всего использовать культурные почвы с пашен, садов и огородов.

Червей вносят в подготовленную землю вместе с землей или в отмытом от земли виде. В последнем случае зарядка составляет ориентировочно 100 г/м², меньше этого количества вносить не рекомендуется. Для обеспечения условий нормального развития популяции

температуру, влажность, pH почвы и другие факторы поддерживают на указанном выше оптимальном уровне. Перед внесением корма производят рыхление всей толщи грунта.

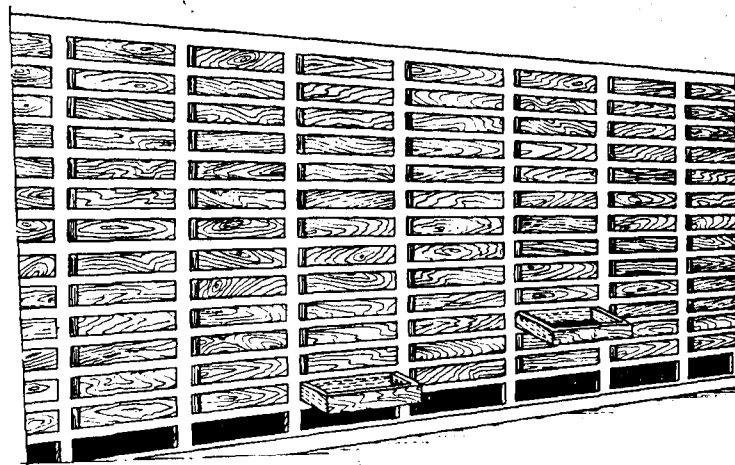


Рис. 14. Общий вид выростной установки для культивирования энхитреид [65].

В качестве корма при массовом культивировании энхитреид можно использовать различные овощи, фрукты и их отходы, мучные сметки и другие мучные отходы, крупы, отруби, кормовые дрожжи, листья деревьев, травы и пр. Наилучший эффект дает чередование различных кормов. Наиболее употребительны овощи, мучные отходы и кормовые дрожжи. Овощи варят, пропускают через мясорубку или миксер и вносят в виде полужидкого пюре. В овощное пюре можно добавлять мучные отходы (10—20%). Мучные сметки вносят в виде жидкого теста, к ним рекомендуется добавлять 25—30% отрубей. Смесь мучных сметок и отрубей разводят из расчета 1 кг на 2 л воды, добавляют немного пекарских дрожжей и дают постоять, перекишшее тесто вносить не следует. При повышенной влажности грунта вносят сухую муку. Кормовые дрожжи в такую почву вносятся также в сухом виде. При нормальной влажности почвы кормовые дрожжи за 1—2 ч до кормления размачивают

в теплой воде в пропорции на 1 кг сухих дрожжей 4 л воды. Корм вносят в бороздки глубиной 4—6 см, расположенные на расстоянии 6—10 см одна от другой. После внесения корма бороздки засыпают землей слоем не менее 3 см. Корм вносят по мере его выедания червями, обычно раз в неделю. Разовая норма внесения мучных отходов 180—200 г (сухая масса), овощей 500—600 г (сырая масса), кормовых дрожжей — 50—60 г (сухая масса) на ящик площадью 0,2 м². Корм вносят по графику, соблюдая поочередное кормление червей в разных группах ящиков.

В культуре энхитреид могут появиться вредители и конкуренты, к их числу относятся клещи, нематоды, личинки насекомых и др. Довольно часто встречаются личинки мух, при их массовом развитии может произойти полная гибель культуры олигохет. Для защиты от нежелательных вселенцев ящики закрывают стеклянными или деревянными крышками, корм хорошо проваривают. В крайних случаях землю прогревают или полностью заменяют и производят новую зарядку чистой культурой червей.

При достижении биомассы червей 750 г/м² производят сьем полезной продукции этих животных для кормления рыбы. При отборе червей из земли используют их способность уходить от света и чрезмерного нагревания. Отбор производят в тот момент, когда черви съели весь корм, но еще не разошлись по террариуму, а концентрируются в местах, где недавно был корм. Землю для отбора берут из мест высокой концентрации червей. Землю насыпают в кювету и помещают под источник тепла или света. Энхитреиды перемещаются в противоположную сторону, после чего чистую, без червей землю осторожно выбирают и высыпают в террариумы, а олигохет отмывают от грунта и взвешивают. Могут быть использованы различные источники тепла и света и способы отбора белого энхитрея от грунта, основанные на отрицательном фото- и термотаксисе этих животных.

При круглогодичном культивировании белого энхитрея и кратковременном периоде выращивания молоди рыб большое значение имеет возможность длительного хранения полученных в результате культивирования червей. При длительном хранении концентрированную культуру энхитреид (5—7 кг на 1 м²) помещают в усло-

вия низких температур (от 1 до +2°С). При таких температурах олигохет можно хранить в течение 4 мес. При этом они несколько теряют в массе, но после перевода в нормальные условия культивирования масса восстанавливается и продолжается размножение.

Тубифициды

В качестве объектов массового культивирования из числа олигохет, обитающих только в воде, рекомендованы некоторые тубифициды [110].

Tubifex tubifex Müller, класс Oligochaeta, отряд Naidomorpha, семейство Tubificidae, широко распространен и встречается в водоемах различного типа, особенно в больших количествах в загрязненных, богатых органикой водных экосистемах. Это довольно крупный червь, достигающий длины 10 см, имеет красноватую с желтым оттенком окраску. Тубифекс живет до 4—6 лет, половая зрелость наступает через 2—3 мес после рождения. В коконе содержится от одного до восьми яиц, развитие зародышей при комнатной температуре продолжается 15—18 дней. Взрослые черви в аквариальных условиях размножаются 4 раза в год, потенциальная продуктивность этих четырех поколений выражается величиной порядка 8—10 млн. экз. Продуктивность определяется условиями существования животных и, прежде всего, обеспеченностью их пищей. *T. tubifex* может выдерживать значительные понижения содержания кислорода в воде и существовать в широком диапазоне температур. При температуре 1—4°С животные давали потомство, но все процессы шли медленнее, чем при нормальных температурных условиях. Верхняя температурная граница существования минус 38°С.

Limnodrilus hoffmeisteri Claparède — представитель другого рода сем. Tubificidae. Тело этого червя, имеющее красную или коричнево-красную окраску, достигает длины 6 см. Так же, как и тубифекс, этот вид широко распространен в природе и достигает массового развития в загрязненных водоемах. Длительность жизни более двух лет, размножение начинается в возрасте 2—3 мес, происходит не реже 4 раз в год, в коконе находятся 1—3 яйца, один червь в течение года дает в условиях культивирования 150—300 экз. молоди. Так же,

как и тубифекс, *L. hoffmeisteri* очень требователен к обеспеченности пищи и выносит большое понижение содержания кислорода в воде. Размножение происходит примерно в тех же температурных интервалах, что и у *T. tubifex*.

Методика массового культивирования тубифицид менее разработана, чем методика массового культивирования энхитреид, и не нашла еще применения в производстве. Большое количество этого живого корма развивается в сточных водах, содержащих много не загрязненного вредными примесями органического вещества и бактерий.

При полупроизводственном заводском культивировании водных олигохет используют эмалированные кюветы (40×40×4 см), расположенные многоярусно, подобно расположению кювет в установке А. С. Константинова по культивированию хирономид [67], и небольшие бассейны на открытом воздухе. Субстратом и основным кормом служит ил, дважды процеженный через мельничный газ. На иле, обработанном нагреванием, черви развивались хуже. В емкости наливают воду, вносят ил и зарядку червей. Червей подкармливают кормовыми дрожжами [110].

Ракообразные

Ракообразные (тип *Arthropoda*, подтип *Branchiata*, класс *Crustacea*) хорошо приспособлены к водному образу жизни. Многие представители этого класса благодаря своей высокой продуктивности и широкой экологической валентности используются в практике массового культивирования.

Особое значение для массового получения живого корма имеют представители отряда *Cladocera* — ветвистоусые ракообразные, занимающие одно из первых мест по масштабам использования их в качестве живого корма для рыб.

Из большого количества видов этого отряда в практике культивирования широко используется лишь несколько, характеризующихся высокой плодовитостью, быстрым ростом и выносливостью. К их числу относятся дафнии, главным образом *Daphnia magna*, монны (*Moina macriscora*, *M. rectirostris*). В последние годы начато

освоение новых объектов культивирования — цериодафний (*Ceriodaphnia recticulata*) и хидорусов (*Chydorus sphaericus*).

Хидорусы, цериодафнии и монны, по своим размерам не превышающие нескольких миллиметров, могут служить стартовым кормом для личинок рыб.

Внешний вид дафний и монн показан на рис. 15. Тело животных покрыто тонкой двустворчатой раковиной. Створки соединены на спинной стороне, а на брюшной свободно расходятся. Между створ-

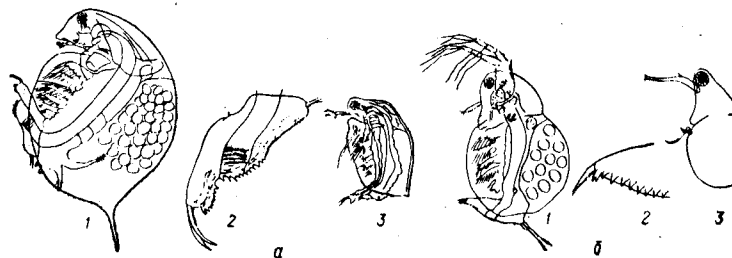


Рис. 15. Ветвистоусые рачки: а — *Daphnia magna* (2 мм); б — *Moina macriscora* (1 мм); 1 — самка; 2 — постабдомен самки; 3 — самец.

ками на спинной стороне туловища находится выводковая камера, где происходит развитие яиц. На брюшной стороне тела имеется 5 пар грудных ножек, вооруженных щетинками и образующих фильтрационный аппарат, отсеживающий из воды частички пищи. На ножках находятся также органы дыхания — жабры. Основными органами движения являются вторые антенны. Задний конец тела (абдомен) не несет конечностей, он имеет абдоминальные выросты, способствующие изоляции выводковой камеры от внешней среды. Конец абдомена, постабдомен, может свободно выходить за пределы створок, его строение имеет важное таксономическое значение. Постабдомен *D. magna* в отличие от постабдомена *D. pulex* и *D. longispina* имеет выемку. У *D. longispina* на коготке постабдомена нет шипиков.

Ветвистоусые рачки размножаются половым путем и партеногенетически. В оптимальных условиях партеногенетическое размножение может продолжаться длительное время. Самцы резко отличаются по размерам и строению от самок (см. рис. 13). Они меньше самок, вторые антенны у них подвижны и крупнее относительно тела, чем у самок. На первой паре ножек у самцов имеется крючок, при помощи которого они прикрепляются к самке во время спаривания. В отличие от

самок спинной край створок у самцов прямой, голова сильно вытянута, глаз большой, занимает всю переднюю часть головы. Развитие партеногенетических яиц происходит в выводковой камере, заполненной питательной жидкостью. Сформировавшаяся молодежь покидает ее при линьке самки. Период от появления яиц в выводковой камере до выхода молодежи в окружающую среду

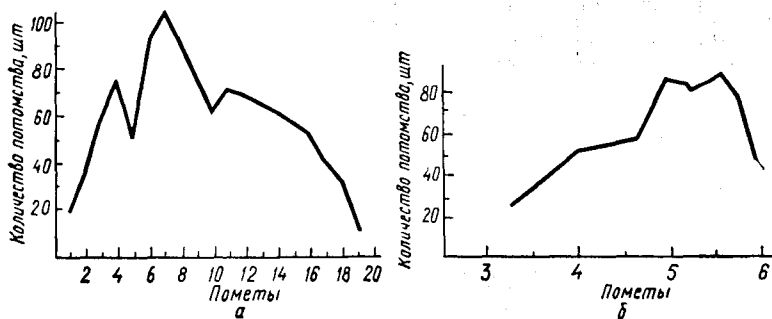


Рис. 16. Изменение плодовитости партеногенетических самок *Daphnia magna* в течение жизни:

а — по Керрерва [135]; б — по Грину [131].

продолжается у *D. magna* 2—3 дня. Новая партия яиц поступает в выводковую камеру через 1—3 ч после вылупления молодежи. Дафнии и мoiny характеризуются высокой плодовитостью. Одновременно в выводковой камере *D. magna* может находиться до 110 шт., *M. тасгосора* — до 44 яиц. Первые яйца в выводковой камере появляются по достижении самками *D. magna* длины 2—3 мм, *M. тасгосора* 0,95—1,0 мм. Молодь *D. magna* выходит из выводковой камеры на 6—8-й день, *M. тасгосора* — на 4—5-й день после рождения самки. Оплодотворенные зимующие яйца заключены в специальное образование — седлышко, или эфиппим, хорошо изолирующее их от окружающей среды и позволяющее переносить высыхание, промораживание и другие неблагоприятные условия. Из зимующих яиц *D. magna* молодежь появляется через 4—6 дней после попадания яиц в воду, вышедшие из этих яиц рачки созревают на 10—11-й день.

Плодовитость *Cladocera* до определенного возраста повышается, а затем, по мере старения, идет на убыль

(рис. 16). Крупные самки *Cladocera* могут иметь высокую и низкую плодовитость в зависимости от возраста [131, 135].

Рост ветвистоусых рачков осуществляется главным образом во время линьки, и кривая линейного роста имеет ступенчатый характер (рис. 17).

Наибольшая продолжительность жизни партеногенетических самок *D. magna* 4—5 мес, *M. тасгосора* — 25 дней. В течение своей жизни одна самка *D. magna* давала до 1172 шт. молодежи, *M. тасгосора* — до 210 шт.

Фильтрующие ветвистоусые ракообразные могут питаться бактериями, микроводорослями, дрожжами, детритом и в небольшой степени растворенным органическим веществом. Чем меньше размер рачков, тем большее значение в их питании имеют бактерии.

Разные виды бактерий неравноценны по пищевому значению для этого рачка. Наибольшей пищевой ценностью обладают *Azotobacter chroococcum*, *Az. agilis*, *Az. vinelandii*, *Sarcina flava*, *Aerobacter aerogenes*, бактерии группы «coli». Непригодны для питания дафний в чистом виде *Chrombacterium violaceum* и *Serratia marcescens*.

При питании одними бактериями *D. magna* успешно растет и размножается [100].

Не меньшее пищевое значение для ветвистоусых рачков имеют мелкие планктонные водоросли. Широко используются ветвистоусыми рачками протококковые водоросли, входящие в состав фитопланктона. При изучении содержимого кишечника дафний, выловленных из различных рыбных прудов, нами были обнаружены в составе пищевого комка следующие виды протококковых водорослей: *Pediastrum duplex*, *P. boryarum*, *P. tetras*, *Chlorella vulgaris*, *Ch. terricola*, *Oocystis solitaria*, *Oocystis crassa*, *Ankistrodesmus convoluta*, *A. falcatus*, *Kirchneriella obesa*, *Scenedesmus obliquus*, *Sc. acuminatus*, *Sc. arcuatus*, *Sc. quadricauda*, *Coelastrum microporum*, *Crucigenia rectangularis*, *Cr. tetrapedia*, *Dictyosphaerium margaritiforum*. Помимо протококковых были встречены криптозоны, мелкие десмидиевые, диатомовые, эвгленовые (*Trachelomonas volvocina*) и синезеленые (*Aph. flos-aque* и *M. aeruginosa*, *Oscillatoria* sp.) водоросли. В кишечниках дафний не были обнаружены колонии вольвокса и крупные эвглены.

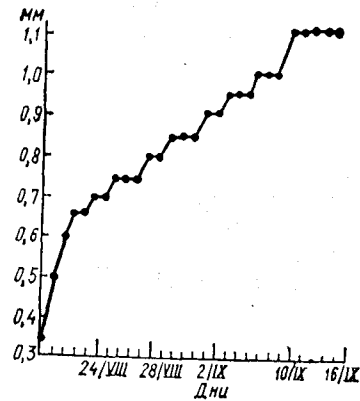


Рис. 17. Динамика линейного роста *Ceriodaphnia reticulata* (по Тагировой [108]).

При массовом развитии синезеленых водорослей в прудах они составляли до 79,9% содержимого кишечника дафний. Суточный рацион дафний при питании *M. aeruginosa* и концентрации водорослей не выше 23 мг/л колебался от 23,0 до 71,1% сырой массы животных. Интенсивность роста дафний при питании *M. aeruginosa* была не ниже, чем при питании *Chlorella vulgaris*. При высоких концентрациях и обильном выделении метаболитов синезеленые водоросли могут оказывать токсическое действие на ветвистоусых рачков. Хлорелла при интенсивном развитии и отмирании выделяет токсическое вещество «хлореллин» и оказывает угнетающее действие на развитие популяции *D. magna*. Оценивая пищевое значение синезеленых водорослей для *Cladocera*, следует иметь в виду, что значительная часть популяции водорослей в живом виде недоиспользуется. Обычно в практике культивирования *Cladocera* используют более доступные морфологически и физиологически протококковые водоросли.

При исследовании четырех видов дафний из рыбных прудов мы обнаружили, что в пищевом комке *D. pulex* детрит занимал 78,0%. *D. magna* — 92,5% от общей массы пищевого комка. В кишечниках этих рачков были обнаружены заглоченные вместе с детритом минеральные частицы размером до 64 мкм у *D. pulex* и до 88 мкм у *D. magna*. Рачки используют в пищу не только взвешенный в воде, но и придонный детрит.

Средний суточный рацион при питании дафний детритом из протококковых водорослей был равен 69%, протококковыми водорослями — 60%, детритом из синезеленых — 81,7%, синезелеными водорослями — 67%, детритом из высшей растительности — 66,8% по сырой массе. Общеизвестно, что *Cladocera* не потребляют мелких животных, обитающих в водоемах. Однако дафнии охотно потребляли отмерший зоопланктон, суточный рацион при питании этим кормом оказался в среднем равен 69,6%. *Cladocera* не только питаются детритом, но и хорошо растут и размножаются на этом виде корма. Суточный прирост и плодовитость *D. magna* при питании детритом из фитопланктона оказались выше, чем при питании живыми планктонными водорослями (табл. 10).

Таблица 10

Суточный прирост, плодовитость и кормовой коэффициент при питании детритом, по данным М. А. Есиновой [43]

Корм	Суточный прирост, %	Количество яиц на одну самку	Кормовой коэффициент	K_1
«Свежий» детрит из фитопланктона	21,0	89	3,3	30,3
Фитопланктон	18,8	57	3,7	27,0
Детрит				
из зоопланктона	18,9	36	3,6	27,8
из ряски	19,5	41	3,5	28,5
из тростника	18,5	24	3,7	27,0
из нитчатых водорослей	18,1	18	3,8	26,3
с илом пруда	16,5	15	4,2	23,8

Используя в пищу детрит, *Cladocera* способствуют минерализации органического вещества в водных экосистемах. *D. magna* способна усваивать растворенные в воде органические вещества и даже расти на этом виде корма. Г. И. Родина [99] использовала в качестве пищи для *D. magna* раствор, содержащий 1100 мг/л различных аминокислот. В этих условиях питания *D. magna* росла, но не давала потомства. Таким образом, растворенные органические вещества не могут быть единственным источником питания этих животных.

Интенсивность питания *Cladocera* изменяется в зависимости от возраста животных, концентрации пищи, температуры и других причин. Молодые интенсивно растущие и формирующиеся животные поедают относительно массы своего тела больше корма, чем взрослые животные. Общая тенденция к снижению рациона с возрастом находит свое выражение в морфологии и физиологии животных. С возрастом уменьшается отношение объема кишечника к объему животных и понижается скорость прохождения пищи через кишечник (рис. 18).

Величина суточного рациона в большой степени зависит от концентрации кормовых организмов. По мере увеличения концентрации суточный рацион увеличивался. Мы ни разу не наблюдали выхода кривой, выражающей зависимости суточного рациона от concentra-

ции пищи, на плато, т. е. перехода на постоянную интенсивность питания при каком-то максимальном значении концентрации корма, как это отмечено для рыб [49]. У фильтрующих *Cladocera* уменьшение потребления пищи, т. е. сохранение рациона на одном уровне при высоких концентрациях корма, может быть осу-

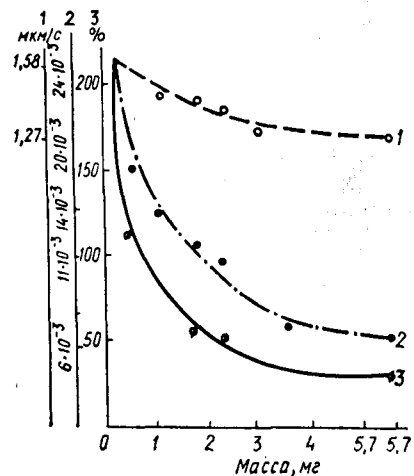


Рис. 18. Изменение суточного рациона (1), пропорций тела (2) и скорости прохождения пищи через кишечник (3) у *D. magna* по мере роста [43].

ществлено путем уменьшения скорости фильтрации замедлением движения грудных ножек. Между тем известно, что грудные ножки *Cladocera* помимо захвата пищи выполняют дыхательную функцию. Таким образом, замедленное движение ножек для ограничения рациона неизбежно приведет к снижению интенсивности дыхания и ухудшению общего состояния животных. При постоянном уровне фильтрации и постоянной скорости движения грудных ножек рацион рачков с увеличением концентрации корма увеличивается, и только после достижения чрезмерно высоких концентраций пищи при чрезмерной нагрузке на фильтрационный аппарат ветвистоусых наступают уменьшение скорости фильтрации, ухудшение условий дыхания и общего состояния рачков и затем их гибель.

При оценке пищевого рациона в культуре *Cladocera* следует учитывать, что чрезмерная концентрация корма

не только ухудшает условия фильтрации, но и снижает его усвояемость.

Н. М. Крючкова и В. Х. Рыбак [75] убедительно показали зависимость усвояемости корма от его концентрации. При питании ветвистоусого рачка *Simocera vetulus* протококковыми водорослями усвояемость в зависимости от концентрации корма понизилась от 53 до 15%. Имеются сведения, что *D. pulex* усваивает протококковые водоросли при концентрации последних 6 мг/л на 83—84%. Усвояемость зависит от качества пищи. При помощи радиоактивного метода определено, что усвояемость некоторыми *Cladocera* бактерий составляла 53—59%, водорослей — 40—48%, дрожжей — 44—56% [111]. Важными показателями, характеризующими продуктивное действие корма, являются коэффициент использования потребленной K_1 и усвоенной K_2 пищи на рост. Средняя величина K_1 для пресноводного планктона 21,6%, а K_2 — 40%. При культивировании *D. magna* кормовой коэффициент на бактериальном корме равен 3, на водорослевом — 4. Для использования в практике массового культивирования *Cladocera* целесообразно ввести такой показатель, как кормовые затраты, т. е. отношение внесенного в культуру концентрированного корма (кормовые дрожжи, рыбная мука и пр.) к приросту культивируемых животных. Обычно этот показатель оказывается меньше единицы. В практике культивирования следует стремиться к получению минимальных кормовых затрат.

Интенсивность питания, размножения, развитие и рост рачков зависят от ряда биотических и абиотических факторов, само существование животных возможно только в определенных границах изменения этих факторов. Среди абиотических факторов важнейшими являются температура, содержание в воде кислорода, соленость, pH среды, свет. В «цветущей» воде, богатой метаболитами синезеленых водорослей, верхняя температурная граница существования *D. magna* и *S. reticulata* на 4—5° С ниже, чем в чистой водопроводной воде (табл. 11). Температурный порог *D. magna*, *M. rectirostris*, *M. macrocopa* и *S. reticulata* оказался близким 38—39° С. Менее устойчив к высоким температурам *Ch. sphaericus*, верхний температурный порог этого вида 36—37° С. Животные могут адаптироваться к крайним

Таблица 11

Верхние летальные температурные границы культивирования и существования некоторых Cladocera (в °С)

Вид	Среда	Остановка движения	
		частичная	полная
D. magna	Водопроводная вода	37,0—38,5	38,0—38,5
	«Цветущая» вода	32,0—33,0	33,0—33,5
C. reticulata	Водопроводная вода	37,0—38,0	37,5—38,5
	«Цветущая» вода	33,0—34,0	34,0—34,5
M. rectirostris	Водопроводная вода	37,0—37,5	37,5—38,5
M. macroscopa	То же	37,0—38,0	37,5—38,5
Ch. sphaericus	»	28,0—35,0	35,5

Продолжение табл. 11

Вид	Среда	Гибель	
		частичная	полная
D. magna	Водопроводная вода	38,5—39,0	39,0—40,0
	«Цветущая» вода	33,5—34,0	35,3—35,6
C. reticulata	Водопроводная вода	38,0—39,0	39,0—40,0
	«Цветущая» вода	34,5—35,0	35,5—36,0
M. rectirostris	Водопроводная вода	38,5—39,0	39,0—40,0
M. macroscopa	То же	39,0	41,0—43,0
Ch. sphaericus	»	36,0—37,5	38,0

условиям существования. Верхний температурный порог обычно оказывается ниже у Cladocera, культивирование которых проводилось при более низкой температуре, чем у животных того же вида, содержащихся при высокой температуре.

D. magna, C. reticulata, Ch. sphaericus выносят существенное понижение температуры воды и могут давать партеногенетическое потомство при очень низких температурах. Имеется большое количество визуальных наблюдений за культурами D. magna при низких температурах. В хороших условиях питания партеногенетические самки этого рачка встречаются в культуре при температуре 2,5°С и даже подо льдом. Эфиопиальные самки и самцы в этих условиях обнаружены не были.

Нижняя граница существования D. magna лежит в пределах около 0°С, нижняя граница культивирования — при 4—5°С. При культивировании D. magna в водоемах-охладителях ГРЭС зимой мы неизменно сохраняли культуру в хорошем состоянии и даже производили съем продукции. Результаты одного из таких опытов приведены в табл. 12. Культивирование проводили в садках

Таблица 12

Результаты культивирования D. magna зимой в водоеме-охладителе ГРЭС им. Классона при температуре 4,2—9,2°С

Вариант	№ садка	Выловлено в г	
		с садка	с 1 м ² /сут
I	1	80	21,1
	2	100	26,3
	3	70	18,5
	4	150	39,5
	5	110	28,9
Всего за 19 дней		510	среднее 26,8
II	6	30	4,8
	7	20	3,2
	8	50	8,1
	9	30	4,8
	10	45	5,6
Всего за 31 день		175	среднее 5,6
Всего		685	среднее 16,2

из капронового сита в богатом для дафний кормом проточном водоеме. Животные были внесены в садки 26 декабря. В I варианте облов культуры произведен на 19-й, во II — на 31-й день после зарядки.

Способность D. magna давать партеногенетическое потомство и расти при низких температурах может быть использована в практике культивирования для сохранения культуры зимой в период затишья рыбоводных работ и отсутствия потребности в живых кормах.

C. reticulata также можно культивировать при низких температурах. На Конаковском рыбоводном заводе эту форму культивировали при температуре 8—9° С. *M. macrocopa* более теплолюбива, нижняя граница культивирования этого рачка 10—16° С. Оптимальная температура для *D. magna*, *C. reticulata* и *Ch. sphaericus* 18—22° С, для *M. macrocopa* 24—26° С, для *M. rectirostris* 24—28° С.

Cladocera, используемые для массового культивирования, характеризуются высокой выносливостью по отношению к понижению содержания в воде кислорода. Эти животные обладают способностью синтезировать гемоглобин в воде с низким содержанием кислорода. Гемоглобин связывает кислород и дает возможность животным выжить при уменьшении его содержания в воде. Нижняя летальная граница содержания в воде кислорода в условиях опыта для *D. magna* составляет 0,3 мг/л, а для *Ch. sphaericus* — 0,36 мг/л. *D. magna* может жить в культуре, не давая заметного отхода, при содержании кислорода в донных слоях воды 0,2 мг/л. Нужно отметить, однако, что понижение содержания в воде кислорода оказывает отрицательное влияние на плодовитость животных и общее состояние культуры. *M. macrocopa*, *M. rectirostris* и *C. reticulata* также выносят понижение содержания кислорода в воде. Оптимальные значения содержания в воде O_2 для всех культивируемых *Cladocera* составляют 6—8 мг/л.

Оптимальные значения pH среды для всех видов, используемых при массовом культивировании, лежат в пределах 6—8, однако эти рачки могут переносить колебания pH в довольно широком диапазоне, *M. macrocopa* нормально размножается при колебании pH среды от 5,2 до 9,2, *Ch. sphaericus* не погибает при pH 10,6, а при pH 9,2 этот рачок жил в культуре в течение девяти дней.

Культивируемые *Cladocera* могут жить и давать высокую продукцию при различном световом режиме. А. Edlen [128] убедительно показала, что темнота действует на *D. magna* так же, как обильное питание, т. е. вызывает увеличение конечных размеров, плодовитости и уменьшает длительность жизни. Свет действует, как голод и высокая температура, т. е. приводит к уменьшению конечных размеров и количества потомства. Животные, содержащиеся всю жизнь в темноте, достигали

5,35 мм, а на свету — 4,59 мм. Общее количество потомства от одной самки за время ее существования в темноте 674 шт., на свету — 472 шт. Длительность жизни соответственно 62 и 74 дня. Наилучшие результаты получены при содержании животных в условиях чередования света и темноты. В этом варианте достигнута максимальная длительность жизни — 90 дней, максимальные конечные размеры — 5,44 мм и наибольшая плодовитость — 995 шт. Чередование света и темноты действует как чередование голода и обильного питания.

Свет оказывает влияние и на поведение *Cladocera*. При высокой освещенности животные обычно образуют скопления, а в темноте равномерно распределяются в толще воды. Возможно, что свет оказывает косвенное влияние на образование скоплений, воздействуя на условия питания рачков. Скопления *D. magna* можно наблюдать как в освещенных, так и в затемненных участках водоема. Возможно, что ее перемещение из светлых участков в темные связано с тем, что при чередовании света и темноты они находят оптимальные условия для роста и размножения.

Культивирование *Cladocera* в соответствии с характером их питания осуществляется на бактериальном корме, мелких планктонных водорослях, дрожжах и пр. В качестве источника органического вещества для бактерий использовали конский или коровий навоз, птичий помет, подвяленную зеленую растительность и пр. Г. И. Шпет [114, 115] разрабатывал нормы и сроки внесения этих удобрений при массовом культивировании дафний в бетонных бассейнах. Конский или коровий навоз вносят при зарядке культуры из расчета 1,5 кг/м³ и добавляют каждые 8—10 дней по 0,75 кг/м³. Птичий помет, являющийся более концентрированным удобрением, предложено вносить по 0,5 кг/м³ при зарядке и по 0,25 кг/м³ каждые 8—10 дней. Применение в качестве удобрения зеленой растительности, в частности настоя сена, не приобрело широкого распространения, поскольку на этой органической среде интенсивно развиваются инфузории, оказывающие угнетающее влияние на развитие *Cladocera*. Хорошим кормом для дафний, мойн и других *Cladocera* в условиях массового культивирования являются протококковые водоросли.

Массовое культивирование *Cladocera* на бактериаль-

ных средах с использованием навоза и других неконцентрированных кормов связано с определенными трудностями. В таких культурах среда загрязняется растительными остатками, очень быстро наступает ухудшение кислородного режима за счет поглощения кислорода бактериями, разлагающимися органическими веществами и самими культивируемыми животными. Одновременно с этим происходит накопление продуктов обмена бактерий и рачков. Такие бактериальные среды трудно поддаются управлению. Поэтому при использовании бактериального корма для массового культивирования *Cladocera* наметилась тенденция к замене неконцентрированных кормов концентрированными, такими, как кормовые дрожжи [20], кормовая рыбная мука, кормовые смеси для молоди рыб и др. При культивировании *D. magna* в бетонных бассейнах под открытым небом вносили до 20 г/м³ кормовых дрожжей при зарядке культуры и 10 г/м³ при подкормке каждые 5 дней. В культуру *M. thalassosora* в закрытом помещении в обогреваемых бассейнах вносили 100 г/м³ кормовых дрожжей в начале культивирования и затем каждые 2 дня по 50 г/м³ [82]. Нормы внесения уточняются в зависимости от условий выращивания и состояния культуры.

Перед внесением в бассейны дрожжи должны быть измельчены, их замачивают в воде и через 3—4 ч после замачивания вносят в культуру. При использовании других концентрированных кормов применяют близкие к указанным нормы и сроки внесения. Меньшая норма внесения дрожжей в культуру *Cladocera* под открытым небом обусловлена более интенсивным развитием бактерий и водорослей в этом случае. Вопрос о нормах и сроках внесения в культуру концентрированных кормов требует дальнейшей разработки. В качестве основного критерия обоснованности норм и сроков внесения концентрированных кормов следует принять кормовые затраты и снятую продукцию. Расчет количества концентрированного корма, необходимого для получения определенной продукции культивируемых животных, можно вести по формуле

$$D = C \cdot B \cdot K_1,$$

где D — количество вносимого корма;
 C — удельная продукция культивируемых животных;

K_1 — кормовые затраты;
 B — биомасса культивируемых животных.

Культивирование *Cladocera* на водорослевом корме может быть осуществлено в одной и той же емкости и в разных емкостях при периодическом внесении водорослей в культуру дафний по методу Н. С. Гаевской. В первом случае в бассейнах создается питательная среда, на которой развиваются протококковые водоросли. В процессе развития культуры периодически вносят подкормку для водорослей. Концентрированные минеральные питательные среды для водорослей здесь непригодны, поскольку они оказывают угнетающее действие на культивируемых животных. Ориентировочные нормы внесения минеральных удобрений 5 г/м³ суперфосфата и такое же количество аммиачной селитры в начале культивирования и такая же норма каждые 7 дней. При совместном культивировании дафний и водорослей минеральные удобрения были с успехом применены О. Л. Гордиенко [37]. Раздельное культивирование *Cladocera* и водорослей предусматривает выращивание последних в специальных агрегатах на питательных средах и периодическое или постоянное внесение этого корма в культуру рачков [33]. Раздельное культивирование позволяет более точно дозировать количество вносимого в культуру корма и регулировать пищевой режим. Большое преимущество водорослевого корма перед бактериальным заключается в том, что водоросли не только служат источником пищи для рачков, но и одновременно обогащают среду кислородом. Преимуществом концентрированных кормов является то, что их применение проще и дешевле, так как не требует специальных агрегатов для разведения корма.

Неплохие результаты дает использование комбинированного корма. При этом в культуру вносят одновременно кормовые дрожжи и протококковые водоросли. В этом случае водоросли служат источником витаминных добавок к дрожжам.

Приведенный здесь перечень кормовых сред для массового культивирования *Cladocera* нельзя считать исчерпывающим. Ассортимент кормов для производственного выращивания *Cladocera* может быть расширен. Рассмотренные источники питания *Cladocera* могут быть использованы при разных типах культивирования: не-

проточном (периодическое), проточном (непериодическое), а также при различных сочетаниях этих двух типов.

Различные системы культивирования в зависимости от входящих в культуру и выходящих из нее компонен-

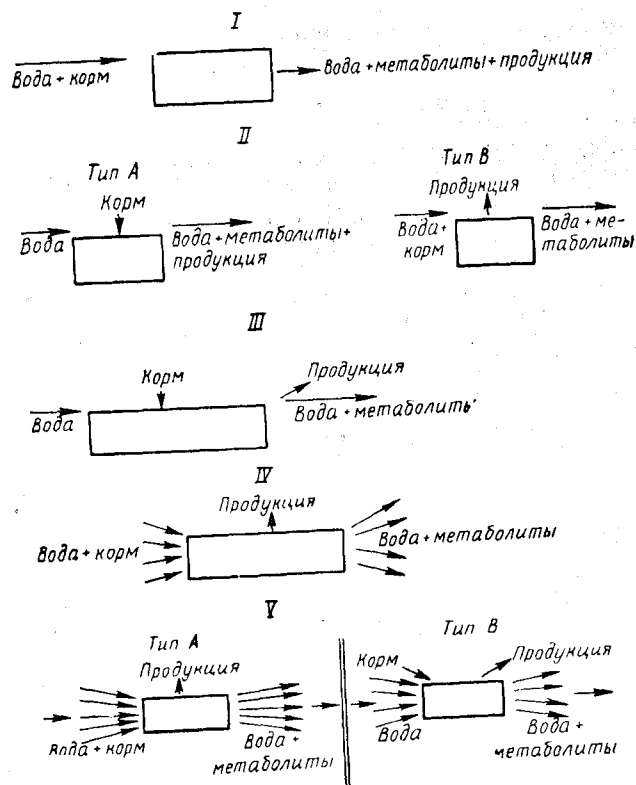


Рис. 19. Схема основных систем культивирования планктонных животных.

тов можно разделить на 5 основных типов, схематически изображенных на рис. 19.

В одноканальной системе вода и корма поступают в емкость с культивируемыми животными, а оттуда вместе с водой уходят продукты метаболизма и

образовавшаяся в культуре конечная продукция культивируемых животных.

В двухканальной системе вода или вода с кормом поступают в культиватор, а затем вместе с метаболитами и полезной продукцией животных выходят из культиватора. По второму каналу в культиватор подаются корма (тип II А) или происходит съем продукции животных (тип II В).

В трехканальной системе поступление воды и выход ее с метаболитами идут по одному каналу, а подача корма и съем продукции животных по двум другим каналам.

В многоканальной системе вода и корма подаются в агрегат с культивируемыми животными через многочисленные каналы, и через такое же количество каналов вода вместе с метаболитами выходит наружу. Один канал служит для съема продукции.

В комбинированной системе вода или вода с кормами подается сначала по одному каналу в большой резервуар, а оттуда по многим каналам поступает в емкость с культивируемыми животными. Вода с продуктами обмена уходит из агрегата по многим каналам и затем попадает в один общий канал. По особым каналам происходит съем продукции (VA) или внесение корма и съем продукции (VB). Первые три системы применимы для замкнутых емкостей из плотного материала, не пропускающего воду.

IV и V системы культивирования рассчитаны на использование в качестве агрегатов для культивирования садков из сита, свободно пропускающих через многочисленные отверстия воду, метаболиты, микроводоросли, бактерии и мелкие частицы детрита, но полностью задерживающего культивируемых животных. Съем продукции животных осуществляется через открытое отверстие садка. В случае необходимости через это отверстие вносится дополнительный корм.

V система культивирования предусматривает комбинированное использование емкостей, не пропускающих воду из садков. При этом вода входит в бассейны по одному каналу, проходит через множество каналов — ячеек расположенного в бассейне садка, выходит через ячейки вместе с метаболитами в бассейны и удаляется из бассейна по общему каналу. Подача корма и съем

продукции осуществляются через отверстие садка или корм подается с током воды, а через отверстие происходит только сьем продукции.

Системы культивирования I и II В применимы только в проточных культурах. Системы II А и III могут быть использованы как в проточных, так и в непроточных культурах. В последнем случае вода заливается в культиватор один раз и выводится из него вместе с метаболитами в конце культивирования. Биотехника массового культивирования Cladocera на рыбоводных заводах основана в основном на III системе.

Для культивирования Cladocera использовались самые различные емкости: деревянные лотки и кадушки, лотки, выстланные полиэтиленом, бассейны из дюралюминия, бетона, различные емкости из оргстекла и т. д. Наибольшее распространение в практике культивирования Cladocera на рыбоводных заводах получили бетонные бассейны. Обычно используют проточные бассейны различного размера. Обязательным условием является небольшая (не более 1 м) глубина. Дно бассейна должно иметь небольшой наклон в сторону спуска воды. Труба, подающая воду, и кран располагаются над стенкой с более высоким уровнем дна, спускное отверстие и труба находятся у противоположной стены в дне бассейна. При эксплуатации бассейнов по системе II А выходная труба должна иметь открытый наружный конец за пределами бассейна над спускным желобом (рис. 20). При сьеме продукции культивируемых животных к открытому концу трубы привязывают мешок из мельничного сита. Вода уходит по желобу, а кормовые животные остаются в мешке. В непроточной культуре сьем продукции таким же образом производится при спуске бассейна. При культивировании в проточной среде животные поступают в мешок непрерывно, и продукция снимается по мере наполнения мешка. Этот же принцип может быть использован и при культивировании в других агрегатах.

Прямоточные бетонные бассейны для культивирования Cladocera построены и эксплуатируются на многих рыбоводных заводах по искусственному воспроизводству осетровых, лососевых и других ценных проходных рыб. На Куринском производственно-экспериментальном заводе общий объем бассейнов для культивирования даф-

ний и мотил составляет 2521,6 м³. Длина бассейна равна 11,8—12,3 м, ширина 3,8—4,8 м, высота — 0,7—0,8 м. Объем воды в одном бассейне при полном залитии равен 35,0—42,5 м³.

Первое массовое культивирование D. magna на бассейновой базе Куринского завода проведено в 1955 г. [13].

Культивирование дафний проводили в непроточной среде на навозе, водорослях с применением минеральных удобрений, на кормовых дрожжах и на сочетании кормовых дрожжей с водорослевым кормом. Наиболее приемлемым для производства оказалось культивирование на кормовых дрожжах. Бассейны заливали водой, давали ей отстояться в течение нескольких часов, затем вносили зарядку дафний (10 г/м³) и разведенные в воде дрожжи (20 г/м³). Дрожжи разбрызгивали по поверхности воды. Корм добавляли большей частью один раз в 5 дней из расчета 10 г/м³. Культура созревала через 2—3 недели после зарядки. Облов животных производили сачком из сита № 18—20 или при спуске бассейна указанным выше способом. Средняя суточная снятая продукция в расчете на время от зарядки до спуска бассейна достигала 28,2 г/м³. Всего за сезон выращивания молоди осетровых было получено и кормлено рыбам 2,4 т дафний, что свидетельствует о возможности получения живого корма в больших количествах на непроточных средах.

Культивирование дафний стало повсеместно применяться и совершенствоваться в условиях рыбоводных предприятий, располагающих бассейновой базой для их

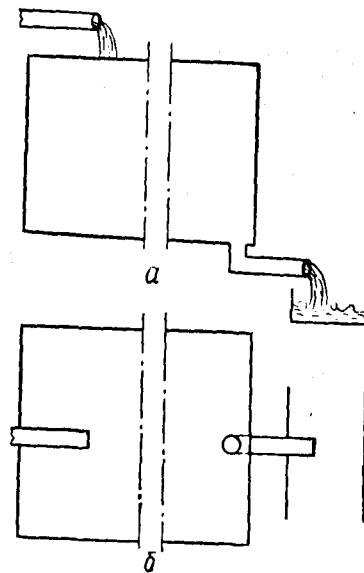


Рис. 20. Схема прямооточного бассейна для культивирования водных беспозвоночных: а — вид сбоку; б — вид сверху.

культивирования. На рыбоводных заводах Азербайджана за 4 года было снято и скормлено молодым рыбам 34 т дафний. Культивирование *Cladocera* в бетонных бассейнах на непроточных средах сыграло положительную роль в процессе перехода от лабораторных к производственным масштабам.

В южных районах СССР бассейны строят под открытым небом, в центральных и северных — в закрытых помещениях. Культивирование *Cladocera* в бассейнах проводят не только на рыбоводных заводах Главрыбвода, но и в некоторых прудовых хозяйствах при внедрении заводского метода получения личинок рыб. Так, в рыбхозе «Сускан» Куйбышевской области в 1976 г. выращивание *D. magna* проводили в бетонных бассейнах объемом до 40 м³. За время культивирования получено свыше 150 кг дафний, суточная продукция колебалась от 20 до 50 г/м³, кормовые затраты дрожжей составили 0,043—0,087.*

Л. П. Максимова [82] для культивирования *M. tascosora* в закрытом помещении предложила использовать расположенные в два яруса обогреваемые бассейны. Такая установка оборудована на экспериментальной базе ГосНИОРХа в «Ропше» Ленинградской области. В помещении площадью около 100 м², высотой 4,5 м с высокими окнами расположены один над другим 20 дюралюминиевых бассейнов. Длина каждого бассейна 2,5 м, ширина 1,5 м, высота 0,7 м. К каждому бассейну помимо водопроводных труб, подающих воду, подведены трубы парового отопления, которые проходят по дну бассейна. Температура воды в бассейнах поддерживается на уровне 25—30° С. При зарядке в них 30—40 г/м³ мойн культуру подкармливали кормовыми дрожжами по 50 г/м³ каждые два дня. Производительность цеха около 100 кг мойн в год, продукция мойн в культиваторах составила 40—50 г/м³ в сутки. Таким образом, при массовом культивировании *Cladocera* на непроточной среде получают в среднем суточный съем до 50 г/м³. Приведенная цифра не является пределом продукционных возможностей таких продуктивных видов, как *D. magna*, *M. tascosora* и *M. rectirostris*. Основной причиной, снижающей продукцию этих культур, является накопление

* Под кормовыми затратами понимается отношение количества заданного корма к величине прироста.

в среде продуктов метаболизма, которые удаляются из культуры только при спуске бассейна. Одним из путей повышения общей продуктивности является ступенчатая система эксплуатации непроточных культур, при которой бассейны заряжаются и облавливаются поочередно, облов начинают при максимальной биомассе животных, ежедневно отлавливая до 60% биомассы. Когда запасы культуры исчерпаны, бассейны спускают, полностью облавливают, вновь заряжают и переходят к облову следующего, заряженного позднее. Возможно также создание в бассейнах проточной культуры по системе II А.

По мере освоения производственных методов культивирования ветвистоусых ракообразных в непроточных средах улучшаются показатели культивирования и снижается себестоимость живых кормов. Это видно из данных, приведенных в табл. 13. Так, себестоимость культи-

Таблица 13

Результаты выращивания дафний на рыбоводных заводах Азербайджана [77]

Завод	Получено дафний, кг				Себестоимость 1 кг дафний, руб.			
	1967	1968	1969	1970	1967	1968	1969	1970
Усть-Куринский осетровый	2040	2829	3779	4200	1,2	0,7	0,6	0,3
Али-Байрамлинский осетровый	2740	2645	1957	2100	0,5	0,6	0,7	0,3
Варваринский осетровый	1142	590	574	1686	1,1	1,4	1,6	0,6
Чайкендекий лососевый	2000	1008	1729	618	1,1	2,1	1,6	1,4
Чухун-Кабалинский лососевый	522	883	412	562	3,4	2,3	3,8	1,5

вируемых дафний за 4 года на Усть-Куринском осетровом заводе понизилась в 4 раза и составила 30 коп. за 1 кг. Такая же себестоимость этого живого корма в 1970 г. была достигнута на Али-Байрамлинском осетровом рыбоводном заводе. Примерно в два раза понизилась себестоимость дафний на Варваринском осетровом заводе. Себестоимость дафний на лососевых заводах была выше, что, по-видимому, связано с отсутствием на

этих предприятиях достаточно квалифицированного персонала.

Приведенные данные свидетельствуют о возможности существенного снижения себестоимости планктонного корма при производственном культивировании его в бассейнах на непроточной среде под открытым небом.

Большие перспективы повышения продукции и снижения себестоимости живого корма открывает многоканальная система культивирования. Преимущество этой



Рис. 21. Цилиндрические садки из капронового сита:
а — открытый садок; б — закрытый садок.

системы состоит в том, что корм в культиватор поступает непрерывно через множество каналов, а продукты обмена удаляются. В многоканальной системе используют садки из капронового, металлического или иного сита, ячея которого полностью задерживает культивируемых животных. Для *D. magna* могут быть использованы садки из сита № 16 и выше, для более мелких форм, таких, как монны и цериодафнии, — из сита № 30 и выше. Садки могут быть разной формы и размера. При культивировании *D. magna* на теплых водах ГРЭС применяли садки из капронового сита, открытые и закрытые (рис. 21) [15]. При культивировании в небольших масштабах удобны открытые садки цилиндрической формы.

Садок такого типа имеет широкое верхнее отверстие и закрепляется так же, как описанный выше полиэтиленовый садок. Корпус садка из капронового сита цилиндрической формы, внизу цилиндр переходит в конус и заканчивается горловиной с отверстием на конце. Диаметр верхнего отверстия не следует делать больше 1,5 м, высота садка не должна превышать 1,7 м. Садок устанавливается в водоеме в вертикальном положении, недалеко от берега на глубине до 1,7 м. Перед погружением садка в воду горловина завязывается и в нее помещается груз. Частичный съем продукции культивируемых животных производится после созревания культуры через верх-

нее отверстие сачком, при полном снятии — через нижнюю горловину. Цилиндрические садки закрытого типа (см. рис. 21, б) могут быть установлены в любом месте при любой глубине водоема. Корпус садка укрепляется на обручах, конусообразно суживается с обеих сторон и заканчивается двумя горловинами с отверстиями на концах.

Перед погружением закрытого садка в воду одна горловина завязывается, а через отверстие другой горловины в садок вносится зарядка животных и, в случае необходимости, корм для них. Укрепляется садок в гори-

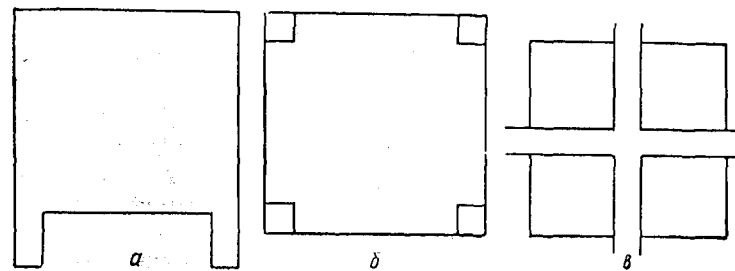


Рис. 22. Прямоугольный садок из капронового сита:
а — вид сбоку; б — вид сверху; в — установка садков в водоеме.

зонтальном положении веревками, концы которых привязываются к столбам или поплавкам. Облов закрытого садка производится через отверстие одной из горловин. Обе горловины развязываются при мытье садка по окончании его эксплуатации. При изготовлении садки всех типов сшиваются капроновыми нитками или склеиваются.

При больших масштабах культивирования целесообразно использовать прямоугольные открытые садки, которые закрепляются между мостками (рис. 22). Так же, как и цилиндрические садки, они имеют внизу горловину, служащую для помещения в них груза и облова культуры.

Культивирование *Cladocera* в садках из капронового сита дает возможность оборудовать базу культивирования живых кормов без специальной системы подачи и спуска воды, выделения участка земли для строительства бассейнов. Цех культивирования живых кормов мо-

жет быть оборудован в очень короткое время в любом месте водоема.

Культивирование *Cladocera* в открытых садках из капронового сита было проведено в водоемах-охладителях ГРЭС им. Классона, Черепетской, Балахнинской и Ново-Мичуринской ГРЭС. Зарядку дафний в садки вносили из расчета 10—20 г/м³. При слабом развитии фитопланктона в водоеме культуру поддерживали кормовыми дрожжами или кормом для рыб, ориентируясь на нормы внесения корма в бассейны с учетом состояния культуры и трофической ситуации в водоеме. При оптимальных условиях продукция *D. magna* достигала величины 576 г/м³ и составляла в среднем 235 г/м³, а себестоимость 1 кг *D. magna* — 11 коп. Следует отметить, что результаты культивирования рачков в капроновых садках в большой степени зависят от условий, сложившихся в водоеме. Наиболее перспективным является использование этих садков при организации полносистемных рыбоводных хозяйств на теплых водах.

Для культивирования планктонных ракообразных могут быть использованы сетчатые садки, конструкция которых отлична от описанных выше. Е. Я. Садыхова [102] разработала конструкцию сетчатого садка с приспособлением для перемешивания воды (рис. 23). Перемешивающее устройство приводится в движение при помощи ветра и специальных парусов.

В комбинированной системе культивирования *Cladocera* сетчатый садок с культивируемыми животными устанавливается в резервуаре с водой. Обновление среды обеспечивается системой протока или аэрацией. С. Накатани и Т. Кимото [89] предложили использовать для культивирования дафний установку, состоящую из сетчатого садка, помещенного в резервуар с питательной жидкостью (рис. 24). По дну резервуара вдоль стен проложена труба с мелкими отверстиями, через которые регулярно подается определенное количество воздуха. Воздух кроме аэрации создает циркуляцию воды у стен резервуара вверх, а в центре — вниз. При культивировании дафний в такой установке авторы получили концентрацию рачков 10 шт. на 1 мл. Комбинированная система С. Накатани и Т. Кимото рассчитана на непроточный режим, т. е. на одновременную подачу и спуск воды. При постоянном поступлении и стоке воды ком-

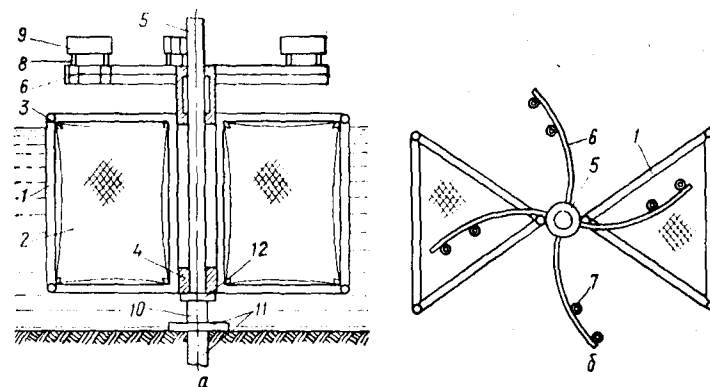


Рис. 23. Устройство для выращивания водных организмов (по Е. Я. Садыховой [102]):

а — вид сбоку; б — вид сверху:
1 — каркас; 2 — съемный сетчатый мешок; 3 — крючья; 4 — нижняя втулка; 5 — верхняя втулка; 6 — крыльчатка; 7 — отверстие; 8 — стержень; 9 — парус; 10 — вал; 11 — опора; 12 — упор.

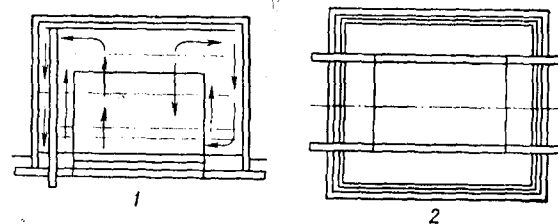


Рис. 24. Сетчатое устройство для культивирования ветвистоусых ракообразных (по Накатани, Кимото [89]):

1 — вертикальный срез; 2 — горизонтальная проекция.

бинированная система может быть использована для проточных культур.

Помимо рассмотренных выше систем большую перспективу имеют замкнутые системы культивирования, работающие по схеме:

энергия света → микроводоросли → ветвистоусые рачки → снятая продукция животных.

В такой системе рачки могут использовать для питания водоросли и для дыхания выделяемый ими кисло-

рбд, а водоросли для питания и фотосинтеза смогут использовать продукты обмена рачков. Источником энергии в такой системе является свет, за пределы системы выходит энергия, заключенная в органическом веществе животных. Разработка системы такого типа может иметь большое практическое значение.

В работах по созданию новых и совершенствованию старых систем культивирования *Cladocera* следует всегда иметь в виду масштабы культивирования, т. е. потребность рыбоводства в десятках тонн живых кормов.

Личинки насекомых, хирономиды

Массовое культивирование личинок насекомых (тип *Arthropoda*, класс *Insecta*) в качестве корма для рыб связано с большими трудностями, обусловленными особенностями их биологии и жизненного цикла. Хирономиды, относящиеся к насекомым с полным превращением, на стадии личинки и куколки обитают в воде, а на стадии взрослого насекомого (имаго) ведут наземный образ жизни.

С целью получить большое количество личинок хирономид в водоемах создают благоприятные условия для их питания и роста путем внесения главным образом органических удобрений. При этом улучшается общая трофическая ситуация и кормовая база не только личинок хирономид, но и других обитателей водоема.

В индустриальном рыбоводстве управляемое разведение личинок хирономид долгое время оставалось неразрешимой задачей. А. С. Константинов в 1955 г. разработал полностью управляемый метод массового заводского культивирования хирономид [67]. В качестве объекта культивирования он выбрал широко распространенный вид хирономус дорзалис.

Личинки хирономуса (*Chironomus dorsalis* Meig.) обитают в иле стоячих водоемов и относятся к категории полисапробных организмов, т. е. таких, которые переносят значительное повышение содержания органического вещества. Этот вид имеет более короткий по сравнению с другими представителями рода жизненный цикл.

Взрослые особи *Ch. dorsalis* (рис. 25) живут 3—5 дней, в течение этого периода не питаются. Спаривание половозрелых особей происходит в воздухе, обычно в ут-

ренне и вечерние часы при тихой погоде. На высоте 2—3 м самцы образуют рой, в который время от времени влетают самки.

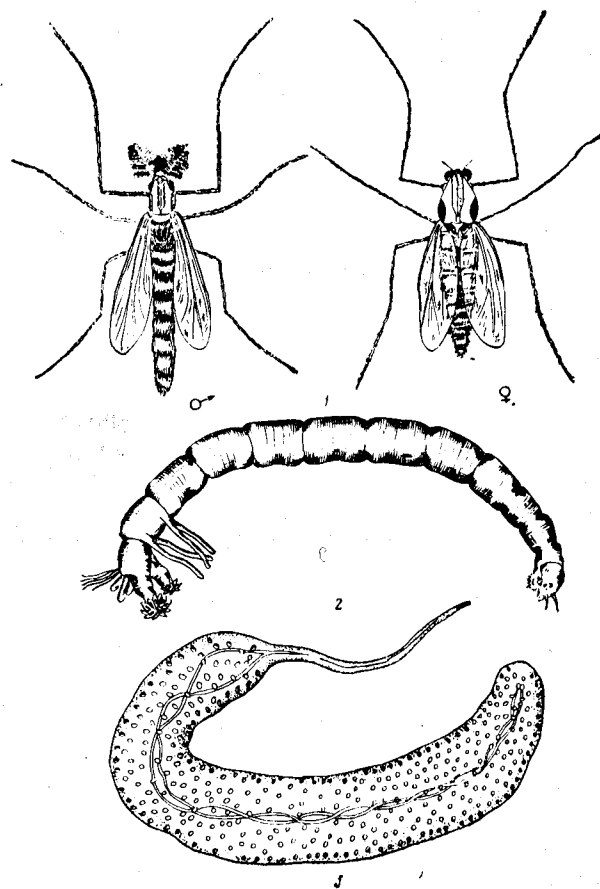


Рис. 25. Стадии развития *Chironomus dorsalis* [67]:
1 — имаго; 2 — личинка; 3 — кладка яиц (240 мм).

Яйца хирономуса коричневого цвета, длиной 0,31—0,36 мм, поперечным сечением 0,12—0,14 мм, заключены в слизистую яйцекладку (см. рис. 25). Яйцекладка имеет цилиндрическую форму, на одном конце вытянута в эластичный слизистый тяж, с помощью которого она при-

крепляется к твердым предметам и держится в поверхностном слое воды. Яйцеклетка может достигать длины 20 мм и ширины 3 мм, в ней может находиться до 800—900 яиц.

Развитие яиц летом продолжается 2—3 дня, личинки после выклева еще около суток остаются в слизи кладки, а затем выходят наружу и ведут свободный образ жизни. Сначала они держатся в толще воды, после чего опускаются на дно, строят домики и ведут донный образ жизни.

Личинка хирономуса темно-красного цвета, ее тело разделено на голову, три грудных и десять брюшных сегментов (см. рис. 25). На переднем грудном и на заднем брюшном сегментах расположено по паре ложных ножек, вооруженных крючками. Они играют роль при движении, захвате пищи, плетении паутинных нитей, фиксации личинок в домике. Между задними ложными ножками (подталкивателями) находятся две пары тонкостенных овальных отростков — жабры. Предпоследний сегмент несет две пары длинных тонкостенных мешков, наполненных кровью, также выполняющих дыхательную функцию. На заднем крае предпоследнего сегмента находятся кисточки, функционирующие как органы чувств. Личинки имеют развитую кровеносную систему, сердце, центральную и периферическую нервную систему и другие органы, обеспечивающие их нормальную жизнедеятельность. Они прикрепляются к внутренней поверхности домика крючками подталкивателей, движениями тела прогоняют сквозь трубку домика воду, что обеспечивает поступление кислорода, пищи и удаление продуктов обмена. При недостатке в воде кислорода личинка высовывается наружу или вовсе покидает домик, выходя из грунта, и поднимается к поверхности воды. Питаются личинки бактериями, водорослями и детритом. Длительность личиночного развития зависит от температуры, условий питания и других факторов. При оптимальных условиях личинки превращаются в куколки через 12—13 дней. В условиях средней полосы СССР развитие личинки длится 30—40 дней, при низких температурах может продолжаться несколько месяцев.

Личинки могут жить в диапазоне температур 0—37° С, оптимальной для них температурой является 18—20° С. Они очень устойчивы к понижению содержания в

воде кислорода и могут жить несколько часов в бескислородной среде, переносят довольно большие колебания рН среды. Однако рост и выживаемость личинок выше при оптимальных значениях содержания кислорода — 7—8 мг/л и рН среды 7 или близкого к этому. Личинки очень чувствительны к содержанию в воде нефтепродуктов и других вредных веществ.

Стадия куколки у *Ch. dorsalis* продолжается 2—3 дня. За это время куколка поднимается к поверхности воды и превращается в имаго.

Культивирование хирономуса дорзалис по методу А. С. Константинова предусматривает создание в закрытом помещении необходимых условий для прохождения всех этапов жизненного цикла хирономуса: оплодотворение, откладка яиц, питание и рост личинок, окукливание и вылет имаго.

Для культивирования хирономид используют, как минимум, два изолированных помещения. В первом, «маточном», поддерживается маточный рой комаров, получают кладки, выращивают личинок для сохранения стабильной численности маточного роя и производят при отсутствии специального помещения инкубацию яиц. Во втором помещении выращивают личинок.

В маточном помещении комары роятся и откладывают яйца в стеклянные или эмалированные кюветы с чистой водой. Площадь каждой 0,1 м², высота 4—5 см, слой воды 2—3 см. Кюветы ставят на пол, желательно в специальные углубления, с тем чтобы верхний край кюветы был на уровне пола. В одну кювету ежедневно может быть отложено 500—800 кладок, что является достаточным для выращивания 1 кг личинок хирономуса. Нельзя допускать, чтобы за пределами кюветы в маточном помещении были сырые места, так как комары могут откладывать там яйца.

При сборе яиц кюветы помещают на стол. При небольших масштабах культивирования кладки собирают пинцетом. В производственных условиях по урезу воды в кюветы помещают отмытую от эмульсии киноплёнку, и отложенные на нее яйца снимают, пропуская ленту через узкую щель. Яйца снимают днем, в период между утренним и вечерним роением. После отбора кладок кювету тщательно моют, вытирают с наружной стороны и заливают чистой водой.

Выклев личинок из яиц может происходить и при низкой температуре, однако период эмбрионального развития в этом случае удлиняется. При температуре 3°С инкубация длится 50—51 сут, при 20—22°С — около трех суток. При температуре ниже 2°С и выше 32°С большая часть яиц погибает. Оптимальными для инкубации яиц хирономуса температурами являются 20—22°С. Большое значение для развития и выклева личинок из яиц имеет кислородный режим среды. Оптимальное для инкубации яиц содержание составляет 8—9 мг O₂/л, допустимо понижение до 5—6 мг O₂/л, при 2—3 мг O₂/л выклев личинок задерживается, половина яиц погибает, при 1—1,2 мг O₂/л наблюдается 100%-ная гибель яиц.

В маточном помещении находится многоярусная установка для выращивания личинок с целью воспроизводства маточного роя. Ее площадь должна составлять 10—15% от площади установок в выростном помещении. Она представляет собой металлический или деревянный каркас, в котором размещены одна над другой кюветы. Их площадь 0,20—0,25 м², высота 2,5—3,0 см. Нижняя кювета помещается на уровне 40—50 см от пола с тем, чтобы комары не могли откладывать в них кладки. Расстояние между кюветами 5—7 см. Выростные кюветы в маточном помещении заполняют илом и вносят туда кладки из расчета 70—100 кладок на 1 м².

В кюветах личинки вырастают до стадии куколки и вылета. Поскольку вылет происходит одновременно, кормление производится до вылета последних комаров. Корм (кормовые дрожжи) вносят по следующей норме:

Дни от зарядки	1	4	7	10	13	18	23	28	32
Норма внесения дрожжей, г/м ²	5	12	25	35	35	25	20	15	10

После превращения всех куколок во взрослых насекомых кюветы перезаряжают.

Основная масса кладок с находящимися в них выклюнувшимися личинками переносится в выростное помещение, где происходит выращивание личинок хирономид для кормления рыб.

В выростном помещении расположены установки для выращивания личинок (рис. 26), сходные с описанными выше выростными установками для воспроизводства ма-

точного роя. Разница заключается в том, что в установках выростного помещения расстояние между кюветами меньше (3—4 см). На одной стойке располагается 30—40 кювет. Кюветы во всех случаях должны устанавливаться строго горизонтально. В кюветы вносят смешанный с водой до консистенции сметаны, хорошо перемешанный чистый речной ил слоем 1,2—1,5 см. При использовании прудового ила его подогревают до температуры 50—60°С для избавления от вредных организмов. Кладки с выклюнувшими личинками равномерно распределяют по поверхности иловой массы из расчета 100—150 кладок на 1 м². Нужно следить, чтобы консистенция ила не была слишком жидкой и чтобы кладки не опускались на дно кюветы.

При кормлении личинок кормовые дрожжи равномерно рассеивают по поверхности ила. При оптимальной температуре корм вносят каждые 3 дня по следующей норме:

Дни от зарядки	1	4	7	10	13—15
Норма внесения дрожжей, г/м ²	5	15	30	45	45

За 2—3 дня до отбора личинок внесение корма прекращают. При температуре ниже 17—18°С корм вносят в тех же количествах, но каждые 4 дня. Корм вносят при помощи различного типа распылителей. Необходимо следить за тем, чтобы над поверхностью ила не было слоя воды, нельзя допускать перекаса дна кюветы. Особенно опасно пересыхание ила. Основным показателем ухудшения режима среды в культуре является массовый выход личинок на поверхность грунта.

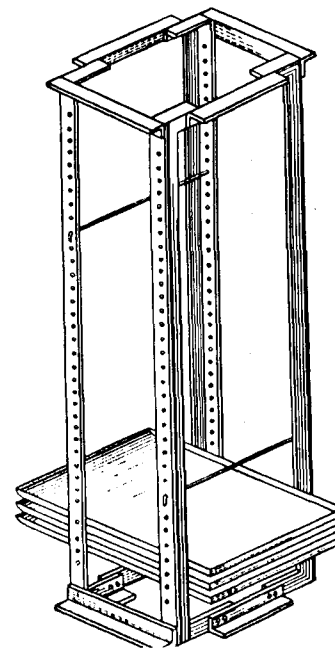


Рис. 26. Общий вид установки для выращивания личинок хирономид [67].

Выращивание личинок продолжается 16—17 дней. Для отбора их из грунта содержимое кюветы процеживают через сито с ячейей 0,7—0,8 мм. Ил проходит через ячейю сита, а оставшихся на сите личинок отмывают, взвешивают и используют для кормления рыб. Отбор можно производить при помощи сетчатых устройств: барабана, ящика, сачка и других приспособлений. Применение этого метода позволило получить до 34 г личинок хирономид с 1 м² в сутки.

Этот метод не нашел еще применения в производстве главным образом из-за отсутствия на рыбоводных предприятиях квалифицированных кадров. При росте культуры рыбоводства и плановой подготовке специалистов такого профиля метод А. С. Константинова может быть с успехом использован на рыбоводных заводах, особенно в его модифицированном виде, т. е. при выращивании личинок хирономуса за короткое время (2—3 дня) и получения таким способом стартового живого корма для личинок рыб.

ГЛАВА VI. ПОЛИКУЛЬТУРА ВОДНЫХ БЕСПОЗВОНОЧНЫХ ОДНОГО ТРОФИЧЕСКОГО УРОВНЯ

Все разработанные и используемые в производстве методы массового культивирования водных беспозвоночных рассчитаны на выращивание какого-нибудь одного продуктивного вида, непременным условием правильного культивирования считается сохранение чистоты культуры. Обычно стараются избежать засорения культуры другими видами, и опытный специалист в этом случае производит перезарядку культуры, т. е. отделяет культивируемых животных от нежелательных вселенцев, переносит эту зарядку в новую среду, а затем добавляет туда корм.

Такое отношение к засорению культуры другими видами справедливо в том случае, когда речь идет о хищниках или конкурентах, подавляющих численность и биомассу культивируемых организмов. Так, например, в культуре различных ветвистоусых рачков, коловраток или простейших совершенно недопустимо присутствие хищных циклопов, которые охотно и в больших количествах поедают этих животных.

Засорение культуры хищниками является показателем ее плохого состояния и ослабления популяции культивируемых животных. В этом случае биомасса культивируемых беспозвоночных уменьшается на величину рациона хищников.

В процветающей культуре нежелательных вселенцев практически не бывает, что, по-видимому, связано с выделением культивируемыми животными и накоплением при их массовом развитии веществ, угнетающих развитие хищников. Совместное культивирование животных разного трофического уровня приносит вред и не может иметь места в практике индустриального культивирования.

Между гидробионтами, населяющими один и тот же биотоп и относящимися к одному трофическому уровню, возможны конкурентные или нейтральные отношения. Конкурентные отношения возникают в том случае, когда животные, занимая одну и ту же экологическую нишу, конкурируют за пищу, за место для потомства или выделяют в окружающую среду вещества, подавляющие развитие другого вида.

В оптимальных условиях существования при изобилии пищи конкурентные отношения могут не проявиться. Они проявляются, как правило, при недостатке кормовых ресурсов.

Нейтральные отношения между гидробионтами возможны в том случае, если они занимают разные экологические ниши, т. е. обитают в разных участках одного биотопа или, обитая в одном и том же месте, используют разную пищу и не выделяют токсических веществ, подавляющих развитие.

Совместное культивирование животных одного трофического уровня возможно в том случае, когда спектры их питания расходятся и они используют в водоеме разные кормовые ресурсы.

Для количественной оценки степени пищевой конкуренции между различными видами рыб А. А. Шорыгин [113] применил показатель объема конкуренции или степени пищевого сходства. Он предложил определять объем конкуренции методом наименьших процентов. Для этого исследуется количественное содержимое кишечного тракта у двух сравниваемых видов рыб. Определяют

процентное соотношение различных компонентов в пищевом комке и сравнивают полученные проценты. При сравнении складывают наименьшие проценты. Полученная сумма наименьших процентов является показателем степени пищевого сходства или объема конкуренции.

Сказанное можно пояснить следующим примером. Допустим, у организма А и организма В в составе пищевого комка нашли компоненты пищи 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10.

Для определения степени пищевого сходства сводим полученные данные о проценте каждого компонента от общей массы пищевого комка в табл. 14.

Таблица 14

Компонент	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
% от общей массы пищевого комка организма А	1	4	15	10	5	2	3	20	30	10
организма В	10	30	20	3	2	5	10	15	4	1

При попарном сравнении процентов у организма А и организма В берем наименьшие проценты. Сложив выделенные в таблице величины наименьших процентов, получаем степень пищевого сходства, равную в данном случае 50%. Складывая наименьшие проценты, А. А. Шорыгин исходил из того, что эта часть пищевого спектра является общей для обеих рыб и за нее они могут конкурировать. Метод определения пищевого сходства (объем конкуренции) хорошо иллюстрируется графически (рис. 27). На графике нанесены проценты встречающихся в пищевом комке объектов. Заштрихованная часть графика является общей для обоих видов рыб, т. е. тем участком пищевого спектра, за который они могут конкурировать. Возможно, что метод наименьших процентов не лишен недостатков. Однако он дает возможность выразить количественно степень пищевого сходства у различных животных и подойти к количественному выражению конкурентных отношений.

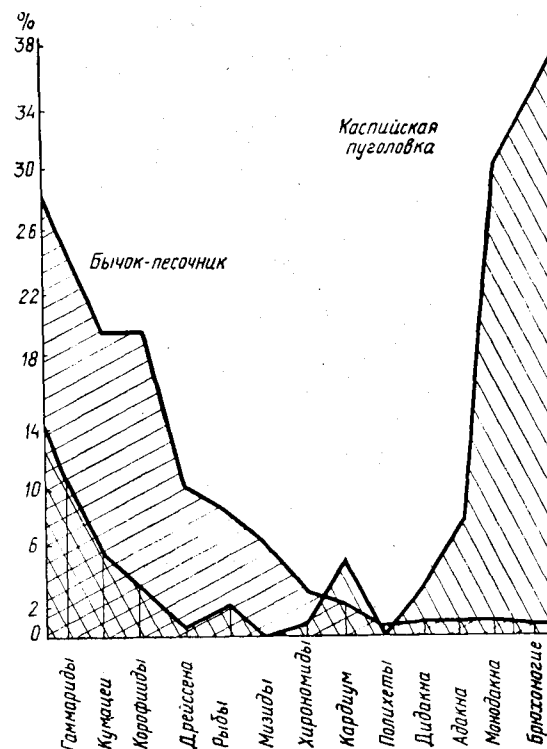


Рис. 27. Графическое выражение степени сходства питания двух рыб (по А. А. Шорыгину [113]).

Этот метод может быть использован для оценки конкурентных отношений не только рыб, но и других животных, в том числе и кормовых водных беспозвоночных.

Метод А. А. Шорыгина применен для оценки пищевых взаимоотношений некоторых видов Cladocera, обитающих в толще воды открытой зоны большого пруда [9]. Оказалось, что объем пищевой конкуренции между различными видами планктонного сообщества в ряде случаев выражается очень низкой величиной. Например, объем пищевой конкуренции между *Daphnia longispina*

и *Diaphanosoma brachiurum* был равен 0,4%, между *D. longispina* и *Cer. quadrangula* 0,8%. Более высокий объем конкуренции отмечен у *D. longispina* и *Bosmina longirostris* — до 97,4%, что связано с питанием этих рачков близкими по размерам пищевыми частицами. При исследовании питания *D. magna*, *D. pulex*, *D. hyalina*, *Acanthodiptomus denticornis*, *Eudiaptomus graciloides* отмечены существенные различия размеров заглатываемых этими рачками частиц и характера питания. В кишечнике *D. magna* и *D. pulex* большое значение имел детрит, причем *D. magna* заглатывала более крупные частицы детрита, чем *D. pulex*. *D. longispina*, *Acanthodiptomus denticornis*, питавшиеся в основном протококковыми водорослями, потребляли клетки этих водорослей более крупного размера, чем *D. hyalina* и *Eudiaptomus graciloides*. Эти различия обусловлены разным строением фильтрационного аппарата у разных видов. Различные *Cladocera* в большинстве случаев используют в водоеме различную пищу. Наибольшая разница спектра питания и разрешающей способности фильтрационного аппарата наблюдается между сравнительно крупными рачками, такими, как *D. magna*, *D. pulex*, с одной стороны, и мелкими представителями зоопланктона, такими, как *C. quadrangula* — с другой. Эти животные используют различные кормовые ресурсы водоема, и их пищевые отношения, по-видимому, можно причислить к категории нейтрализма, а не конкуренции. Таким образом, по отношению к пище представляется возможным совместное культивирование этих животных.

Доминирующее положение при совместном культивировании, безусловно, будет занимать вид с большей интенсивностью размножения.

Чрезвычайно важным и еще недостаточно разработанным является вопрос о влиянии метаболитов культивируемых животных на развитие собственной популяции и популяций других видов. Проведение исследований в этой области является одной из важнейших задач рыбководной гидробиологии.

Влияние метаболитов и других вредных веществ радикальным образом снимается при использовании непрерывной культуры. В литературе имеются сведения об использовании в практике лабораторного или массового

выращивания культур, состоящих из двух видов гидробионтов одного трофического уровня. При совместном культивировании *D. magna* и *Ch. sphaericus* хидорус использует пищевой материал, прошедший через кишечник дафний. Совместное культивирование приводит к более полной утилизации корма и более интенсивной минерализации органического вещества.

Нами проведен опыт массового совместного культивирования *D. pulex* и *Ch. sphaericus* в бетонных бассейнах емкостью 6 м³ на Выгском рыбководном заводе. При культивировании хидорусы держались в придонных слоях бассейнов. Было выловлено и скормлено молоди семги 11 кг поликультуры. Хидорусы составляли 77% от общей численности выловленных рачков.

Совместное культивирование ветвистоусого рачка *M. macrocopa* и коловраток *Br. calyciflorus*, *Br. rubens* имеет важное значение для рыбководства, так как при этом молодь рыб вместе с мойной получает коловраток, хорошо доступных самым мелким личинкам при переходе их к активному питанию [81].

В 1974—1976 гг. массовое культивирование *D. magna*, *M. macrocopa*, *C. reticulata* в бассейнах было осуществлено на Конаковском рыбководном заводе. Как моно-, так и поликультуру вели в бассейнах в непроточной среде. Пруды, используемые для культивирования, имели площадь 0,1 га. Для кормления животных применяли кормовые дрожжи.

Сочетания животных в поликультуре и в бассейнах были следующими:

- D. magna* + *M. macrocopa*,
- D. magna* + *C. reticulata*,
- M. macrocopa* + *C. reticulata*,
- D. magna* + *M. macrocopa* + *C. reticulata*.

В прудах использовалась поликультура *D. magna* и *M. macrocopa*. Наблюдения за динамикой численности и биомассы разных видов при совместном выращивании в бассейнах показали, что *M. macrocopa* достигает максимальной численности раньше *D. magna* — примерно на девятый, десятый день после начала культивирования (рис. 28). Популяция *D. magna* развивается постепенно и достигает максимальной численности и биомас-

сы позднее. Такая же картина наблюдалась и при культивировании этих двух видов в прудах. Максимальный уровень численности популяций этих видов различался в зависимости от условий культивирования, но характер

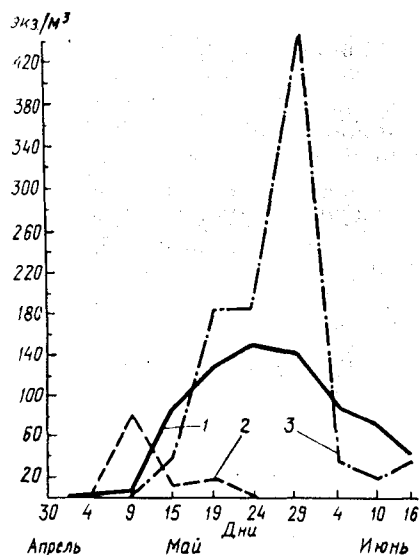


Рис. 28. Динамика численности некоторых Cladocera в поликультуре: 1 — *C. reticulata*; 2 — *M. macrocopa*; 3 — *D. magna*.

смены популяций этих двух форм оставался постоянным — сначала происходило интенсивное развитие популяции *M. macrocopa*, затем ее сменяла *D. magna*. Такой характер смены этих двух видов открывает возможность использования поликультуры *D. magna* и *M. macrocopa* при выращивании в прудах молоди рыб. Личинкам рыб на ранних стадиях развития требуется мелкий естественный корм, которым является мoina, а затем по мере роста они могут перейти на питание более крупным кормом — *D. magna*.

Падение численности популяции *M. macrocopa* при продолжительном подъеме численности популяции *D. magna* позволяет считать, что условия, угнетающие

развитие популяций, специфичны в данном случае для каждого вида. Возможно, что метаболиты мoina или какого-нибудь другого вида оказывают более сильное ингибирующее действие на особей своего вида, чем на особей другого вида. Возможно также, что падение численности мoina связано не только с накоплением метаболитов, но и с исчерпанием доступных для этого рачка пищевых частиц. При недостатке мелких частиц пищи в поликультуре *D. magna*, потребляющая более крупные частицы, получает преимущества перед мoinой. Совсем иной характер носила динамика численности в поликультуре *C. reticulata*. Этот рачок уступает по плодовитости *M. macrocopa*, но имеет сходный с мoinой характер питания. Так же как и мoina, они отфильтровывают более мелкие частицы пищи, чем *D. magna*. В силу указанных выше причин при интенсивном развитии популяции *M. macrocopa* популяция *C. reticulata* не достигала высокого уровня развития и через 20 дней после начала опыта прекратила свое существование. Развитие популяции *D. magna* не оказывало угнетающего действия на численность *C. reticulata* в поликультуре, следовательно, *C. reticulata* можно культивировать вместе с *D. magna* в условиях бассейновой накопительной культуры и получать одновременно в культуре живые корма разной величины.

Возможность свободного развития *C. reticulata* в присутствии более плодовитой формы, какой является *D. magna*, обусловлена, по-видимому, тем, что эта менее продуктивная форма не исчерпывает свои пищевые ресурсы и способна так же, как *Chydorus* sp., использовать пищевые частицы, прошедшие через кишечник *D. magna*, последняя в такой поликультуре выедает более крупный корм. *C. reticulata* питается мелким кормом.

На основании проведенных наблюдений можно выделить три типа популяционных отношений при культивировании в поликультуре Cladocera одного трофического уровня:

1. Конкурентные отношения животных со сходными спектрами питания. В этом случае более плодовитый вид угнетает развитие популяции другого вида. В нашем случае это популяционные отношения между *M. macrocopa* и *C. reticulata*.

2. Нейтральные отношения животных, различающихся по характеру питания. В этом случае популяции обоих видов могут одновременно существовать в культуре и давать максимальное развитие в одно и то же время.

3. Совместное существование в поликультуре видов с разной динамикой нарастания максимальной численности и разными спектрами питания. В этом случае популяция одного вида достигает максимального развития до периода интенсивного развития другого вида, затем идет на убыль, после чего максимальной численности и биомассы достигает популяция другого вида. Такого рода характер кривых численности обоих видов может иметь место и при слабой конкуренции. Этот тип развития поликультуры мы наблюдали при совместном выращивании *D. magna* и *M. тасгосора*.

С практической точки зрения важное значение имеет оценка продуктивности поликультур водных беспозвоночных одного трофического уровня в сравнении с их продуктивностью в монокультурах. Продуктивность культивируемых животных определяется интенсивностью их размножения и роста. Интенсивность размножения оценивается по плодовитости самок и периодичности выхода молоди в окружающую среду. Из табл. 15, в

Таблица 15

Плодовитость некоторых *Cladocera* в моно- и поликультуре

Вид	Количество яиц на одну самку при культивировании <i>Cladocera</i>					
	<i>D. magna</i>		<i>C. reticulata</i>		<i>M. тасгосора</i>	
	макс.	средн.	макс.	средн.	макс.	средн.
<i>D. magna</i>	36	21	36	20	36	20
<i>C. reticulata</i>	21	9	24	11	21	10
<i>M. тасгосора</i>	33	14	33	16	33	15

которой приведены данные по плодовитости *D. magna*, *C. reticulata* и *M. тасгосора* при культивировании в бассейнах в моно- и поликультуре, видно, что плодовитость *D. magna* и *M. тасгосора*, выраженная в количестве яиц на одну самку, была очень близкой в обоих случаях. Таким образом, совместное культивирование не оказы-

вало заметного влияния на плодовитость подопытных *Cladocera*.

Для оценки эффективности моно- и поликультур мы провели сравнение биомассы и продукции культивируемых в поликультуре животных со средневзвешенной этих показателей при культивировании тех же видов в монокультурах. Сумму биомасс культивируемых в поликультуре животных обозначаем B_p , их суммарную продукцию — P_p . Средневзвешенные биомассы B_s и продукции P_s определяем по формулам

$$B_s = \frac{B_1V_1 + B_2V_2 + \dots + B_nV_n}{V_s},$$

где B_s — средневзвешенная биомасса животных в монокультуре;
 B_1, B_2, \dots, B_n — биомасса каждого культивируемого вида;
 V_1, V_2, \dots, V_n — объем воды в бассейнах с культивируемыми в монокультуре животными при биомассе B_1, B_2, \dots, B_n ;
 V_s — суммарный объем воды во всех бассейнах.

$$P_s = \frac{P_1V_1 + P_2V_2 + \dots + P_nV_n}{V_s},$$

где P_s — средневзвешенная продукция животных, культивируемых в монокультурах, P_1, P_2, \dots, P_n — продукция каждого вида.

При одинаковом объеме бассейнов или других емкостей обе формулы примут следующий вид:

$$B_s = \frac{B_1 + B_2 + \dots + B_n}{n},$$

$$P_s = \frac{P_1 + P_2 + \dots + P_n}{n},$$

где n — число бассейнов.

В том случае, когда $P_p < P_s$, совместное культивирование животных не имеет практического смысла. Если $P_p > P_s$, поликультура, бесспорно, имеет значение. При $P_p = P_s$ выращивание живых кормов в поликультуре целесообразно, когда имеющие хозяйственное значение потребители культивируемых животных выращиваются вместе с кормовыми организмами и по мере роста переходят от питания мелкими животными к питанию более

крупным кормом. Такого рода экосистемы характерны для выростных прудов при выращивании сеголетков рыб.

При культивировании *D. magna* и *S. reticulata* в поли- и монокультуре, проведенном в больших бассейнах Конаковского рыбоводного завода в 1975 и 1977 гг., P_p превышало P_s . В 1977 г. при культивировании *D. magna* и *M. тасгосора* в садках из капронового сита, установленных в водоеме-охладителе Ново-Мичуринской ГРЭС, P_p также было выше P_s .

Из приведенных материалов видно, что поликультура гидробионтов одного трофического уровня может найти применение в рыбоводной гидробиологии. Эта область нуждается в дальнейшей разработке и более детальных исследованиях.

ГЛАВА VII. ПУТИ ИЗМЕНЕНИЯ СТРУКТУРЫ ПРЭСНОВОДНЫХ БИОЦЕНОЗОВ И ПОВЫШЕНИЯ ПРОДУКТИВНОСТИ ЭКОСИСТЕМ

Продуктивность водных экосистем зависит от образующегося в процессе фотосинтеза органического вещества (первичной продукции), от аллохтонного органического вещества, привнесенного извне в водную экосистему, и от интенсивности процессов утилизации и минерализации органического вещества, от комплекса биотических и абиотических факторов. При слабой утилизации органического вещества оседает на дно водоема, поглощает большое количество кислорода, ухудшает кислородный режим и, таким образом, способствует уменьшению продуктивности. По мере накопления в водоемах неиспользованного органического вещества происходит старение экосистем. Старение происходит медленнее, когда основными продуцентами органического вещества являются планктонные водоросли. По сравнению с высшими водными растениями фитопланктон быстрее потребляется растительноядными беспозвоночными (консументами первого порядка) и быстрее минерализуется. Однако и при высоком развитии фитопланктона, по слабому его потреблению растительноядными беспозвоночными значительная часть первичной продукции также остается неиспользованной и отлагается на дне водоема,

Из сказанного следует, что оценка продуктивности водоема, проводимая только по величине первичной продукции, может привести к серьезным ошибкам, поскольку значительная часть органического вещества выпадает из продукционных процессов и может отрицательно влиять на их течение.

Для иллюстрации трофических связей в различных экосистемах построено большое количество схем, даю-

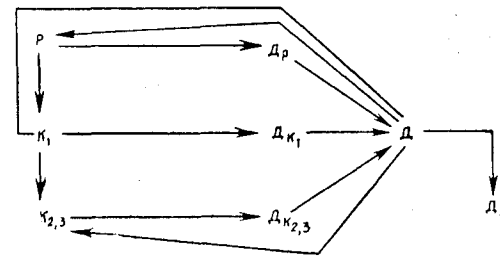


Рис. 29. Схема продукционно-деструкционных процессов в водоеме.

щих представление о трофических цепях, сетях и переходе энергии с одного трофического уровня на другой. Такого рода схемы приведены в целом ряде работ [41, 59, 91 и др.].

Характер продукционно-деструкционных процессов, происходящих в водоеме, можно проиллюстрировать схемой (рис. 29). Проходя по звеньям пищевой цепи $P-K_1-K_{2,3}$, образованное в результате фотосинтеза органическое вещество трансформируется и определяет продуктивность экосистемы. Продукция, выраженная в массе рыб и промысловых беспозвоночных, используется в хозяйственных целях. Эту линию схемы можно назвать продукционной.

По второй линии — деструкционной — процессы идут в противоположном направлении, т. е. в сторону не накопления, а распада органического вещества. D_p , D_{K_1} , $D_{K_{2,3}}$ — это мертвое органическое вещество, часть которого после минерализации возвращается к исходным элементам и вторично вступает в круговорот. Часть отмершего органического вещества D_M оседает на дно водоема, создает дефицит кислорода у дна и при определенных условиях выпадает из круговорота.

В задачи рыбоводной гидробиологии входят разработка и осуществление методов, позволяющих стимулировать продукционно-деструкционные процессы и свести до минимума или вообще ликвидировать D_m .

Достижение этой цели возможно двумя способами воздействия на водную экосистему:

воздействие на биотоп с целью создания наиболее благоприятных условий для развития продуцентов и консументов первого порядка;

воздействие на структуру водных биоценозов, введение в них высокопродуктивных видов и подавление менее продуктивных.

Воздействие на биотоп водной экосистемы

Воздействие на биотопы водных экосистем осуществляется различными средствами: механическими, химическими, физическими, биологическими и комбинированными. К числу важнейших способов воздействия на водный биотоп относится мелиорация и удобрение водоемов. Способы мелиорации как средства улучшения условий обитания рыб в естественных и искусственных водоемах разработаны давно, описаны в ряде учебников и широко применяются в практике рыбного хозяйства. Средствами механической мелиорации подавляется развитие жесткой растительности, производится боронование ложа, очистка и углубление протоков и канав, выравнивается дно спускных прудов и т. д. Важным средством улучшения качества грунта является летование прудов.

К средствам химического воздействия относится прежде всего известкование, нашедшее широкое применение в практике прудового рыбного хозяйства. В спускные рыбоводные пруды известь вносят по ложу перед заливом и по воде. Известь уменьшает кислотность воды и грунта водоемов, увеличивает содержание в воде бикарбонатных ионов и ионов кальция. Помимо прямого влияния на воду и грунт, известь оказывает косвенное действие, сдвигая реакцию среды в щелочную сторону, способствует при создании нейтральной или слабощелочной реакции среды активизации биологических процессов и круговорота веществ в водоемах. Известно, что аммонифицирующие бактерии,

разлагающие органические вещества до аммонийных соединений (NH_4^+), нитрифицирующие бактерии, способствующие окислению аммонийных соединений и образованию нитратов (NO_3^-), а также азотфиксирующие бактерии активнее развиваются в нейтральной или слабощелочной среде. Таким образом, известкование не только улучшает физико-химические свойства среды, но и способствует переходу биогенных элементов в минеральную форму, которые используются растениями и включаются в дальнейший круговорот.

Внесенная в пруды и другие водоемы известь может дать положительный эффект только в присутствии CO_2 . При известковании прудов в условиях недостатка CO_2 образуются нерастворимые соединения. Потребность прудов в извести повышается при внесении органических удобрений и высоких плотностях посадки рыбы и интенсивном кормлении.

Для известкования водоемов в основном используют известняк ($CaCO_3$), негашеную известь (CaO) и гашеную известь $Ca(OH)_2$. Возможно также применение для этой цели мергеля, известковых туфов и других пород, содержащих кальций. Наиболее сильное нейтрализующее действие на кислоты оказывает негашеная известь. Нейтрализующая способность гашеной извести в 1,3 раза, а известняка в 1,8 раза меньше, чем негашеной извести.

При известковании прудов по ложу нормы внесения извести определяют большей частью в зависимости от рН солевой вытяжки и качества грунта. Ориентировочные нормы внесения негашеной извести при разных значениях этих показателей даны в книге Ф. Г. Мартышева [84] и в других учебниках по рыбоводству. Дозы внесения извести в грунт прудов приводятся в табл. 16.

В соответствии с приведенными ранее данными, эти дозы при использовании негашеной извести должны быть в 1,8 раза меньше. Эти рекомендации могут служить отправным моментом для дальнейшей более глубокой разработки норм и методов известкования рыбоводных прудов. Помимо качества грунта при разработке таких норм должно учитываться качество воды, взаимодействие грунта и воды, уровень интенсификационных мероприятий, плотность посадки рыб, качество и количество внесенного в пруды корма и пр.

Таблица 16

Примерные дозы извести (CaCO_3), необходимые для улучшения реакции почвы, т/га, по А. И. Батенко [6]

Грунт	рН солевой вытяжки из грунта					
	4,5	4,6	4,8	5,0	5,2	5,4—5,6
Легкие суглинки	4,0	3,5	3,0	2,5	2,0	2,0
Тяжелые суглинки	6,0	5,5	5,0	4,5	4,0	3,5

В условиях высокой интенсификации производства и внесения в пруды в течение вегетационного периода больших количеств органического вещества важное значение приобретает известкование прудов по воде, которое следует производить с учетом рН воды, окисляемости и содержания кислорода.

К другим химическим средствам мелиорации относятся гипсование прудов на засоленных почвах, и использование различных химикатов для уничтожения сорной рыбы в озерах, внесение гербицидов с целью уничтожения жесткой растительности и т. д. Последние еще не нашли широкого применения, и их использование в ряде случаев вызывает сомнение.

Под физической мелиорацией понимается изменение физических свойств биотопов и прежде всего степени насыщения воды газами, необходимыми для нормальной жизнедеятельности гидробионтов. Наибольшее внимание уделяется обогащению воды кислородом. Для этой цели применяют аэраторы, которые разбрызгивают, перемешивают воду или создают на ее поверхности волны.

К мощным средствам воздействия на биотопы рыбных прудов можно отнести внесение удобрений. С удобрениями вносятся питательные вещества, необходимые для жизнедеятельности растений и бактерий. Подробный обзор литературы по удобрению прудов, рассмотрение различных методов и направлений даны в книге Г. Г. Винберга и В. П. Ляхновича [25].

При применении удобрений преследуют цель улучшить главным образом условия питания планктонных водорослей, а не донной растительности, поскольку от

развития фитопланктона в большой степени зависит продуктивность водоемов. Многие исследования и производственные опыты, проведенные на рыбных прудах, показали, что в отличие от практики сельского хозяйства, где с успехом применяются калийные удобрения, при удобрении прудов они часто не оказывают положительного влияния на развитие фитопланктона, а в некоторых случаях дают отрицательный эффект. Внесение калийных удобрений стимулирует главным образом развитие высшей водной растительности.

Для повышения продуктивности прудов повсеместно применяются фосфорные и азотные удобрения.

Нормы и сроки внесения удобрений различны в зависимости от качества поступающей в пруды воды, характера грунта, климатической зоны, плотности посадки рыб и т. д. Соотношение азота и фосфора в совместно вносимых азотных и фосфорных удобрениях должно быть равным 4 : 1 или 8 : 1. При использовании для удобрения аммонийной селитры и суперфосфата весовое соотношение этих удобрений оказывается равным 1 : 1 или 2 : 1. Разовую норму и периодичность внесения удобрений одни авторы рекомендуют определять по биологической потребности фитопланктона в биогенных элементах [19], другие предлагают конкретные нормы и сроки внесения удобрений в зависимости от содержания азота и фосфора в воде и развития в прудах фитопланктона. В табл. 17 дается пример расчета разового

Таблица 17

Разовые нормы внесения минеральных удобрений в пруды, кг/га [88]

Содержание Р или N в воде до удобрения, мг/л	Суперфосфат 9,5% Р	Аммиачная селитра 35% N	Сульфат аммония или аммиачная вода 20% N	Содержание Р или N в воде до удобрения, мг/л	Суперфосфат 9,5% Р	Аммиачная селитра 35% N	Сульфат аммония или аммиачная вода 20% N
0	53	57	100	0,8	—	35	60
0,1	42	—	—	1,0	—	—	—
0,2	32	51	90	1,2	—	29	50
0,3	21	—	—	1,4	—	23	40
0,4	11	47	80	1,6	—	17	30
0,5	—	—	—	1,8	—	12	20
				2,0	—	6	10

внесения минеральных удобрений по содержанию в воде азота и фосфора [88]. Указанные нормы справедливы при отсутствии в прудах «цветения». Обычно минеральные удобрения вносят по воде с интервалом 7—10 дней с момента заливки прудов до начала интенсивного «цветения» воды.

Органические удобрения, применение которых создает благоприятную среду для развития бактерий, вносят обычно по ложу пруда предпочтительно в прибрежной, хорошо аэрируемой зоне. В качестве органических удобрений используют конский или коровий навоз, компосты, зеленую растительность. При внесении зеленых удобрений целесообразно использовать зональный метод, разработанный М. М. Исаковой-Кео [55], которая предложила помещать в водоемы травы из расчета 1—2 т/га, связанные в веники ветки деревьев примерно по 1 т/га. Растительность вносится вдоль береговой полосы с таким расчетом, чтобы слой воды над ней был не более 15—20 см, а под растительностью — не менее 25—30 см.

Нормы других органических удобрений (навоз, компосты и пр.), рекомендуемые различными авторами, колеблются в широких пределах (от 2 ц/га до 30 т/га) в зависимости от условий проведения опытов. Наиболее часто употребляемая норма — 2—3 т/га. Хорошие результаты дает комплексное удобрение прудов органическими и минеральными удобрениями.

В условиях интенсивного прудового рыбоводства, применения высоких плотностей посадки рыбы и внесения в пруды большого количества искусственного корма возникает вопрос об удобрительном действии кормов, неусвоенной рыбой пищи и продуктов обмена.

Сказанное можно пояснить следующим расчетом, не претендующим на абсолютную точность, но дающим представление об обогащении интенсивно эксплуатируемых прудов органическими веществами. При рыбопродуктивности пруда 30 ц/га, получение которой на современном уровне интенсификации вполне реально, за вегетационный период в пруды вносят 9 т/га искусственного корма, при кормовых затратах 3 (см. список на стр. 100). Установлено, что карп переваривает примерно 50% питательных веществ, содержащихся в жмыхах и шротах [119]. Таким образом, за период выращивания рыбы в биотоп пруда попадает в виде непереваренных остатков ориентировочно 4,5 т/га.

Приняв этот расчет как ориентировочный, можно все же говорить о том, что количество органического вещества,

поступающего в интенсивно эксплуатируемый пруд с фекалиями рыб, превышает количество органического вещества, внесенного в пруды с органическими удобрениями. Эти расчеты находят подтверждение в данных по динамике окисляемости воды интенсивно эксплуатируе-

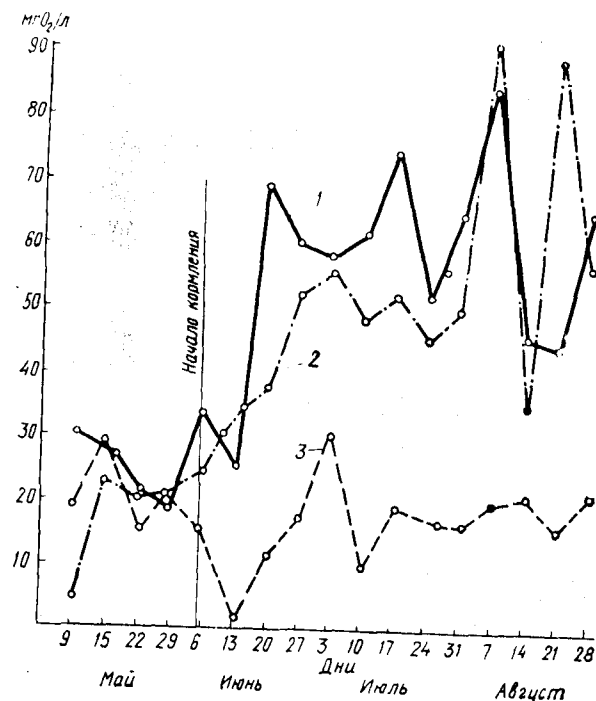


Рис. 30. Динамика бихроматной окисляемости воды в интенсивно эксплуатируемых прудах и в источнике:

1 — пруд № 17; 2 — пруд № 13; 3 — источник.

мых прудов. На рис. 30 показана динамика бихроматной окисляемости воды в 1977 г. в прудах Центральной экспериментальной базы ВНИИПРХ, в которых была получена средняя рыбопродуктивность 25,2 ц/га. Кормление рыбы в этих прудах было начато 5 июля. Нетрудно заметить, что с началом кормления окисляемость воды резко увеличивается и держится в дальнейшем на высоком уровне. Очевидно, применение органических

удобрений в интенсивно эксплуатируемых прудах имеет смысл только до начала кормления рыб.

Внесение минеральных удобрений в водоемы комплексного назначения в ряде случаев дает хороший эффект. Однако при этом надо иметь в виду возможность ухудшения кислородного режима, особенно в мезо- и эвтрофных водоемах.

Воздействие на биоценозы

На современном уровне развития экологии биоценоз рассматривается как совокупность организмов, способных достаточно самостоятельно осуществлять круговорот веществ в данном биотопе. При таком понимании в состав биоценоза обязательно должны входить организмы всех трофических уровней. Ю. Одум [91] определяет биотическое сообщество (биоценоз) как совокупность популяций, населяющих данную территорию или биотоп или, короче, как «живую часть экосистемы», он делит биотические сообщества на основные и мелкие. Основные сообщества характеризуются большими размерами и завершенностью организации, что обеспечивает им относительную независимость, такие биоценозы не зависят от соседних сообществ и нуждаются, по мнению автора, только в притоке извне солнечной энергии. К категории мелких биотических сообществ автор относит биоценозы, которые в той или иной степени зависят от соседних сообществ.

Если в соответствии с этим определением рассмотреть биоценозы озера или пруда, то основным биоценозом является все население данных водоемов, а общим биотопом для них служит водная среда и дно. К мелким биоценозам можно отнести биоценоз дна, биоценоз водной толщи, биоценоз зарослей, биоценоз обрастаний и пр. Поскольку мелкие биоценозы составляют часть основного биоценоза, их изменение под влиянием тех или иных воздействий неизбежно приведет к изменению основного биоценоза и всей экосистемы.

С позиций рыбоводной гидробиологии наибольший интерес представляют такие свойства биоценозов, как их изменчивость и продуктивность.

Биоценозы изменяются с течением времени, изменя-

ется их состав и количественное соотношение составляющих их организмов. Нередко после интенсивного развития каких-либо видов их численность и биомасса резко падают и ведущее положение занимают другие виды. Из мелких бентических или зарослевых биоценозов в период вылета водных насекомых выпадают их личинки. По мере развития прибрежной растительности происходит заселение ее водными беспозвоночными и постепенное формирование биоценоза зарослей, изменение биоценоза оказывает влияние на биотоп. В неспускных водоемах в результате влияния биоценоза на биотоп изменение характера последнего происходит постепенно, в течение длительного времени, биоценоз и вся экосистема постепенно «стареют».

Спускные искусственные водоемы, к которым относятся рыбоводные пруды, а также естественные периодически осушаемые водоемы представляют особую экосистему, биоценоз которой прекращает свое деятельное существование при осушении и продолжает развиваться при заполнении водоема водой. Разница между спускными прудами и естественными временными водоемами заключается в том, что в первом случае обезвоживание идет очень быстро, большинство гидробионтов уносится с током воды, и на дне водоема остается только часть гидробионтов, способных переносить высыхание. Во втором случае все гидробионты, имеющие покоящиеся стадии, остаются на дне водоема. При заполнении водой водоемов первого типа биоценоз начинает формироваться за счет двух источников: поступления гидробионтов с водой и выхода из находящихся на дне покоящихся стадий. В естественных пересыхающих водоемах формирование биоценоза после заполнения водой происходит в основном за счет покоящихся стадий.

Такого рода биоценозы и экосистемы можно назвать прерывистыми. Их характерная черта — перерыв деятельного существования биоценоза на более или менее длительный срок и продолжение активного существования после этого перерыва, а также интенсивное окисление накопившихся на дне органических веществ в результате непосредственного соприкосновения дна водоема с атмосферным кислородом.

В прерывистых осушаемых экосистемах возможность воздействия на биоценоз больше, чем в постоянных эко-

системах. При формировании биоценозов после периода осушения в него можно ввести новые компоненты, направить развитие биоценоза в нужную сторону и поддерживать его на желаемом уровне.

Одним из важнейших свойств биоценозов является их продуктивность. Продуктивность биоценоза зависит от состояния биотопа, внешних для экосистемы факторов и от структуры биоценоза. К наиболее продуктивным следует отнести такие биоценозы, в которых растительные организмы — продуценты, занимают доминирующее или монопольное положение. В этом случае органическое вещество, образовавшееся в процессе фотосинтеза, не расходуется в процессе энергетического обмена в последующих звеньях пищевой цепи. Примером такого рода биоценозов служат культуры микроводорослей и другие чисто растительные сообщества.

Второе место по продуктивности занимают биоценозы, в которых при интенсивном развитии продуцентов в составе потребителей доминируют консументы первого порядка, т. е. растительноядные животные. В таком биоценозе потеря энергии происходит только в одном звене пищевой цепи.

И, наконец, наименее продуктивны биоценозы, в которых пищевая цепь заканчивается хищниками или консументами 2-го и последующих порядков. В этом случае, прежде чем воплотиться в полезную для человека продукцию, происходит потеря энергии на двух и более трофических уровнях.

При выращивании рыб, питающихся водными беспозвоночными, наибольшую ценность представляют биоценозы с преобладанием растительноядных кормовых животных. При этом, с учетом величины кормового коэффициента животных по водным растениям, продукция последних должна быть выше продукции консументов. Можно рассмотреть три типа соотношения этих видов продукции:

$$1. P_1 = KP_2$$

$$2. P_1 < KP_2$$

$$3. P_1 > KP_2$$

где P_1 — первичная продукция;
 K — кормовой коэффициент;
 P_2 — продукция растительноядных животных.

В первом случае, когда продукция растений равна потребностям консументов 1-го порядка, в водоеме устанавливается подвижное равновесие, при котором растения поедаются полностью и не происходит отложения растительного детрита на дно водоема. При этом может быть получена максимальная продукция биоценоза. Во втором случае, когда продукция водорослей меньше той, которая обеспечивает нормальное продуцирование растительноядных животных, последние испытывают недостаток корма, продукция биоценоза снижается и устанавливается равновесие по первому типу, но на более низком уровне, из биоценоза выпадают высокопродуктивные животные и развиваются малопродуктивные формы. При повышении первичной продукции равновесие может установиться на более высоком уровне и продукция растительноядных животных при отсутствии хищников и выедания может достигнуть высоких значений. Третий случай имеет место при выедании высокопродуктивных растительноядных животных рыбой или другими потребителями. В такой экосистеме продуцентов образуется больше, чем их может потребить животное население водоема. Последний случай хорошо иллюстрируется примером развития гидробионтов в интенсивно эксплуатируемых рыбоводных прудах при высокой плотности посадки рыб. Рыбы, уничтожая кормовых беспозвоночных, ослабляют второе звено трофической цепи. В результате этого чистая продукция водорослей в значительной степени недоиспользуется и неиспользованное органическое вещество оседает на дне или выносится при спуске пруда.

Таким образом, для повышения продуктивности основных водных биоценозов, особенно в интенсивно эксплуатируемых прудах, необходимо помимо применения удобрений и других мер воздействия на биотоп, усиливающих развитие фитопланктона и бактерий, стимулировать увеличение продукции организмов второго звена трофической цепи путем введения в биоценоз продуктивных растительноядных беспозвоночных, т. е. изменить структуру биоценоза.

Высокопродуктивные животные могут более эффективно утилизировать недоиспользованные малопродуктивными животными кормовые ресурсы. В любом сложившемся биоценозе практически нет свободных эколо-

гических ниш, а могут быть экологические ниши, используемые в слабой степени. Так, например, биотоп водных донных растений при зарастании водоемов используется водными беспозвоночными в весьма слабой степени и здесь имеется реальная возможность повышения продуктивности биоценоза путем введения в его состав быстрорастущих и интенсивно размножающихся фитофагов. В локальном биоценозе планктона водоемов нередко при изобилии фитопланктона в зоопланктоне доминируют малопродуктивные формы. В рыбоводных прудах, богатых органическими веществами, фитопланктоном и бактериями, нередко преобладают малопродуктивные, обладающие сравнительно низкой пищевой ценностью диапомусы, циклопы и мелкие ветвистоусые рачки, оставшиеся после выедания рыбой более крупных форм. Во всех этих случаях кормовая емкость водоемов по терминологии А. Ф. Карпевич достаточно высока [59].

Для успеха интродукции высокопродуктивных видов недостаточно только наличия недоиспользуемых источников питания. В водоемах с большой плотностью рыбного населения важное значение имеет наличие мест, в которых интродуцированные животные могли бы найти укрытие и сохранить от выедания часть популяции, способной обеспечить воспроизводство и поддерживать численность и биомассу на достаточно высоком уровне. Донные или зарослевые организмы находят такое убежище под камнями, зарываясь в грунт или укрываясь в зарослях. Большинство планктонных беспозвоночных обладают высокой доступностью для рыб и только некоторые из них характеризуются физиологической, морфологической, экологической недоступностью. Совокупность этих явлений обуславливает экологическую емкость водоема.

Успех интродукции, акклиматизации и натурализации гидробионтов зависит от совокупности абиотических и биотических условий водоема, которые тщательно изучаются, прежде чем вносятся предложения о вселении того или иного вида в водоем. При этом анализируется не только возможное воздействие экосистемы на вселенца, но и обратное воздействие вселенца на биоценоз и биотоп данной экосистемы. Громадное значение при вселении водных беспозвоночных в водоемы имеет плотность рыбного населения. В естественных водоемах и нерегу-

лируемых искусственных, таких, как большие водохранилища, численность рыб, питающихся водными беспозвоночными, постоянно подавляется хищными рыбами и промыслом. Биомасса рыб бентофагов или планктофагов в расчете на 1 га площади водоема выражается килограммами или, в лучшем случае, десятками килограммов. В расчете на водную толщу эта величина будет в десятки раз меньше. При такой сравнительно слабой нагрузке на водоем интродуцированные водные беспозвоночные получают возможность укрыться от выедания рыбами, повысить численность и биомассу, что позволяет им занять прочное положение в биоценозе больших водоемов.

Намного более сложные условия интродукции водных беспозвоночных имеют место в интенсивно эксплуатируемых водоемах, например в рыбоводных прудах, при плотности рыбного населения, в десятки и сотни раз превышающей таковую в водоемах комплексного назначения. Этим можно отчасти объяснить тот факт, что работы по интродукции водных беспозвоночных были начаты и проведены в крупных масштабах на крупных водоемах, а не на рыбоводных прудах. Но главная причина заключается в большем внимании, которое привлечено к крупным водоемам, дающим основную часть рыбной продукции. По мере увеличения роли товарного рыбоводства все большее значение приобретает переделка биоценозов прудов путем интродукции ценных кормовых беспозвоночных.

Основные теоретические предпосылки и результаты работ по интродукции и акклиматизации водных беспозвоночных в моря, озера и водохранилища изложены в книге А. Ф. Карпевич [59], посвященной этому вопросу.

Большое развитие получили работы по пересадке в озера и водохранилища донных ракообразных Каспийского комплекса (мизид, гаммарид). Первые перевозки этих животных и исследования в этом направлении были проведены на Украине П. Л. Журавелем [45], на Цимлянском водохранилище Ц. И. Иоффе [53]. После этих первых пересадок интродукция донных ракообразных была произведена во многие водоемы СССР.

С 1950 по 1969 г. учреждениями СССР и главным образом Центральной производственно-акклиматизационной станцией Главрыбвода было сделано 467 пересадок

водных беспозвоночных. С 1948 по 1963 г. пересажено 182 млн. особей полезных гидробионтов, причем 82% от общего количества составили ракообразные. Акклиматизированные ракообразные хорошо прижились во многих водохранилищах и озерах, в том числе Кременчугском, Волгоградском, Куйбышевском, Цимлянском, Веселовском, Дубоссарском, Мингечаурском, Каунасском водохранилищах, и стали там важным компонентом биоценоза дна. В результате изменения донных биоценозов коренным образом изменилась кормовая база промысловых рыб. В нее вошли быстрорастущие и ценные в пищевом отношении донные животные. Улучшилась кормовая база молоди судака, берша, чехони и других промысловых рыб. Вселение донных ракообразных в водохранилища оказало положительное влияние на состояние запасов промысловых рыб и экономические показатели.

При вселении донных ракообразных в пресные водоемы, а особенно в олиготрофные озера, в ряде случаев возникает необходимость изменения характера развивающихся там растительных ассоциаций, введения в них вместо жесткой растительности — тростника, камыша — более продуктивных и доступных растительных вселенцам растений. М. М. Исакова-Кео [54] рекомендует после скашивания жесткой растительности и удобрения прибрежной зоны водоемов производить посадку мягкой растительности — рдеста, гречихи, а также канадского риса. Последний имеет ряд преимуществ перед камышом и тростником. Эти растения имеют широкие и длинные листья, стебель сохраняет зеленый цвет и не грубеет в течение вегетационного периода, вплоть до наступления заморозков. Зерна канадского риса легко осыпаются и могут служить дополнительным источником питания для рыб.

Значительно большие трудности, чем при интродукции донных беспозвоночных, встречаются при интродукции различных представителей зоопланктона. В отличие от донных животных, которые могут укрыться от выедания, планктонные животные характеризуются высокой экологической доступностью. Поэтому интродукция в водоем планктонных животных проводится в несоизмеримо меньших масштабах, чем интродукция обитателей дна и зарослей. В крупные водоемы (Аральское море)

за все время проведения акклиматизационных работ в СССР был успешно интродуцирован только один планктонный рачок *Calanipeda aquaeduleis* Kritsch [59].

Повышение естественной кормовой базы рыбоводных прудов путем внесения водных животных при высокой плотности посадки рыб связано с большими трудностями. Для защиты интродуцируемых животных от выедания рыбой требуются специальные методы и приспособления. Наиболее простой путь, которым следовали ученые и практики — рыбоводы начиная с конца XIX в., — раздельное выращивание кормовых животных и рыбы. Выращиваемых в специальных прудах, канавах или ямах водных беспозвоночных периодически вносили в пруды с рыбой. Этот метод сходен с методом заводского культивирования водных беспозвоночных, с той разницей, что животные и рыбы выращиваются в земляных прудах под открытым небом. Этот метод может быть назван методом пространственной изоляции, впервые он был применен уже в конце XIX в. при выращивании мальков форели, в 50-х гг. XX в. при выращивании молоди осетровых [23], карпа [93] и других рыб.

В 1887 г. Равере-Ваттель предложил сочетать раздельное и совместное выращивание кормовых животных и рыбы. В соответствии с этим методом, который можно назвать раздельно-совместным, кормовых животных выращивали в прудах без рыбы, а затем, когда численность и биомасса достигали большой величины, в пруд пускали мальков; после того, как рыба выедала весь корм, ее выпускали в другой пруд с заранее подготовленной кормовой базой. Таким образом, биоценоз гидробионтов сначала развивался свободно, без выедания рыбой, а затем подвергался интенсивному уничтожению.

Метод пространственной изоляции рыб и кормовых беспозвоночных, а также метод раздельно-совместного выращивания не нашли широкого применения в практике прудового рыбоводства главным образом из-за их громоздкости и необходимости выделения под культуру водных беспозвоночных специальных прудов, оборудования, канав, ям и пр.

Отсутствие стабильных результатов при применении методов пространственной изоляции или раздельно-совместного выращивания кормовых животных и рыбы, особенно в первый период проведения этих работ, объ-

ясняется в ряде случаев тем, что в биоценозах кормовых животных развивались хищные беспозвоночные, которые подавляли развитие мирных растительноядных видов.

Изменение структуры биоценозов и повышение их продуктивности особенно сложно в рыбоводных прудах при совместном выращивании рыбы и кормовых животных. О. Д. Романычева [101] предложила использовать при интродукции дафний в зарыбленные пруды метод, позволяющий сохранить часть популяции рачков. Сущность этого метода, который можно назвать методом полуизоляции, заключается в том, что дафний помещают в садки из латунной сетки, ячей которых подобрана таким образом, что молодь дафний может свободно выходить за пределы садка, а более крупные партеногенетические самки, так называемое «маточное стадо», задерживаются внутри садка и остаются недоступными рыбе. «Маточное стадо» обеспечивает воспроизводство популяции интродуцируемых животных. Для этой цели было предложено использовать садки, представляющие собой деревянный остов, стенки и дно которого обтянуты латунной сеткой с размером ячеек 1 мм. Размеры садков могут быть следующими: длина 1 м, ширина 60 см и высота 60 см. Садки погружают в пруд на $\frac{2}{3}$ их высоты. Метод полуизоляции может быть использован не только для интродукции в зарыбленные пруды дафний, но и для интродукции других кормовых животных, характеризующихся высокой плодовитостью, например некоторых донных ракообразных. Для полуизоляции интродуцируемых животных и сохранения части популяции от выедания в зарыбленных прудах могут быть использованы укрытия и другого рода, например связанные ветками ветки деревьев, где могут найти убежище донные ракообразные, питающиеся высшей растительностью, заграждения из мелкоячеистой дели и пр. Метод полуизоляции культивирования дафний в зарыбленных прудах еще не применяется в рыбоводной практике. Тем не менее его можно рассматривать, как один из перспективных методов рыбоводной гидробиологии.

Прерывистый характер экосистем и биоценозов спускных рыбоводных прудов открывает возможность при осушении дна изменить не только характер биотопа, но

и структуру биоценоза. При заливке прудов, когда осевшие на дно в виде покоящихся яиц, цист или других образований гидробионты еще только начинают переходить в деятельное состояние, становится возможным ввести в состав биоценоза высокопродуктивные формы из подготовленной заранее культуры.

Эти предпосылки легли в основу разработанного нами экологического метода интродукции высокопродуктивных ракообразных в зарыбленные выростные пруды [8, 10, 11]. В качестве основного объекта интродукции была выбрана *D. magna*, продукционные свойства которой описаны выше (см. главу V). В соответствии с этим методом чистая культура *D. magna* вносится в выростные пруды при заливке. Вместе с интродуцируемыми животными вносится корм для них в виде кормовых дрожжей, навоза или других органических удобрений. Получившие преимущество перед коренными обитателями биоценоза интродуцируемые животные быстро развиваются и заселяют водную толщу, подавляя развитие других, менее продуктивных беспозвоночных.

Первая интродукция *D. magna* экологическим методом была проведена на небольших выростных прудах площадью 0,05—0,07 га рыбхоза «Якоть» Московской области в 1967 г. В результате интродукции наблюдалось интенсивное развитие *D. magna*, которая

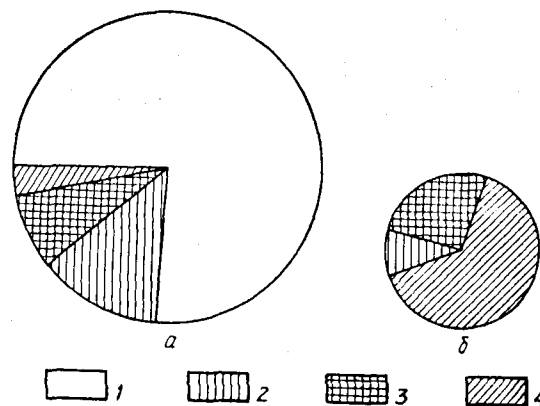


Рис. 31. Средняя биомасса зоопланктона и процентное соотношение различных групп при интродукции *D. magna* в пруды и в контроле: а — при интродукции *D. magna* (средняя биомасса за сезон 34,3 г/м³); б — без интродукции *D. magna* (средняя биомасса 3,6 г/м³): 1 — *D. magna*; 2 — прочие Cladocera; 3 — Copepoda; 4 — Rotatoria.

составила в июне и июле более 90% биомассы зоопланктона. В это время *D. magna* развилась в прудах в таком количестве, что при контрольных обловах рыбы забивала ячею малькового невода. В зоопланктоне контрольных прудов преобладали коловратки, циклопы и менее продуктивные ветвистоусые рачки (*Ceriodaphnia quad-gangula*, *Diaphanosoma brachyurum*, *Chydorus sphaericus*). В период интенсивного развития дафний биомасса зоопланктона в опытных прудах более чем в 100 раз превышала биомассу зоопланктона в контрольных прудах. В среднем за сезон биомасса зоопланктона в опытных прудах превысила биомассу зоопланктона в контрольных прудах в 10 раз, доминирующее значение в биоценозе опытных прудов имела интродуцированная в них *D. magna* (рис. 31).

Усиление естественной кормовой базы оказало положительное влияние на рост сеголетков карпа, рыбопродуктивность и затраты искусственного корма. Из табл. 18 видно, что средняя масса сего-

Таблица 18

Рыбоводные результаты выращивания сеголетков карпа в прудах при разном развитии естественной кормовой базы

Условия опыта	№ пруда	Посажено личинок, тыс./га	Выловлено сеголетков, шт./га	Средняя масса сеголетков, г	Рыбопродуктивность, ц/га	Кормовые затраты
Интродукция <i>D. magna</i>	34	60,0	58,3	45,1	26,3	2,57
	35	65,9	63,6	40,0	25,4	2,73
	36	60,0	54,0	46,0	24,9	2,49
	37	60,0	57,3	53,9	30,9	2,08
	38	60,0	56,6	44,0	24,9	2,47
Среднее		61,1	58,1	45,8	26,5	2,46
Без интродукции <i>D. magna</i>	2	47,5	47,2	42,4	20,0	3,21
	4	47,5	46,3	45,0	20,9	3,09
	5	47,5	47,5	42,7	21,0	3,07
	6	47,3	43,3	46,8	20,2	3,16
	7	47,1	45,4	42,7	19,4	3,27
	8	46,9	44,2	43,8	19,4	3,28
Среднее		47,2	45,6	43,9	20,1	3,18

летков карпа в опытных прудах, несмотря на более высокую плотность посадки, была на 1,9 г, а рыбопродуктивность на 6,4 ц/га выше, чем в прудах с обычным развитием зоопланктона, кормовые затраты были меньше на 22,6%.

В 1968 г. интродукция *D. magna* была проведена на выростных прудах рыбхоза «Якоть». Биомасса дафний в этом случае в конце июня — начале июля достигла 140—160 г/м³, биомасса зоопланктона превышала в среднем за сезон биомассу в контроле в 14—16 раз. В рыбхозе «Скрунда» вследствие того, что пруды были зарыблены

подрощенными до 90 мг личинками рыб, биомасса дафний не достигала таких высоких показателей, но была выше, чем в контрольных прудах, при явном доминировании *D. magna* (рис. 32). Рыбопродуктивность прудов за счет интродукции *D. magna* была увеличена в рыбхозе «Якоть» на 3,6 ц/га, в рыбхозе «Скрунда» — на 1,2 ц/га.

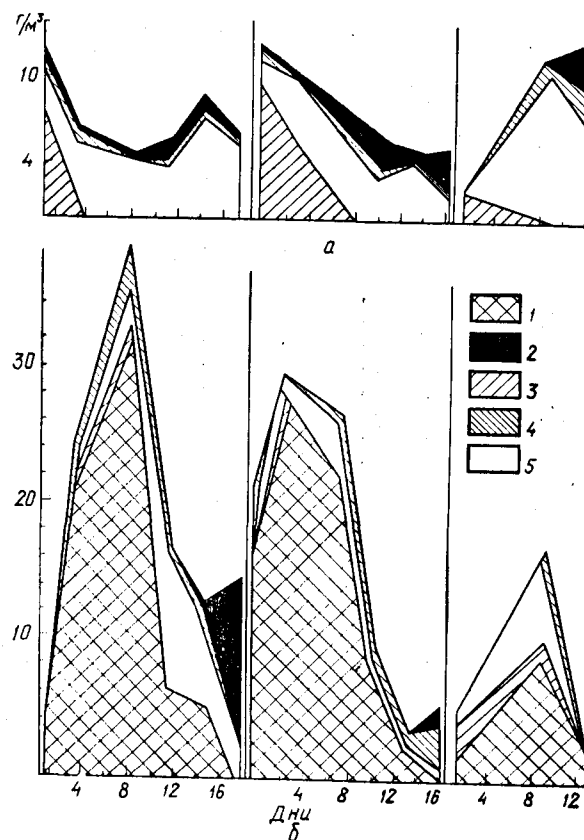


Рис. 32. Динамика биомассы основных групп зоопланктона при интродукции *D. magna* и в контроле (по В. В. Овинниковой и Л. Шарт):

а — контрольные пруды; б — опытные пруды; 1 — *D. magna*; 2 — прочие Cladocera; 3 — Rotatoria; 4 — Calanoida; 5 — Cyclopoidae.

В рыбхозе «Якоть» продукция и *P/B*-коэффициент *D. magna* при интенсивном развитии этой формы в пруду определены графическим методом. Результаты представ-

Таблица 19

Продукция и P/B -коэффициент *D. magna* при массовом развитии в прудах

Дата отбора проб	Средняя температура, °С	Компоненты	Начальная масса, мг	Продолжительность, раз-вития, сут	Численность, тыс. шт./м ³	Суточная продук-тивность, г/м ³	Биомасса, г/м ³	Средне-точный P/B -коэф-фициент
18/VI	21	Яйца	0,02	2,8	1,61	0,056	0,214	0,26
		Молодь	0,02					
		X_0	0,90					
21/VI	24	X	3,50	8,7	0,07	0,948	1,443	0,65
		Яйца	0,02	2,0	3,75			
		Молодь	0,02					
X_0	0,90	4,0	4,50					
26/VI	23,5	X	2,60	3,0	0,25	30,860	67,750	0,46
		Яйца	0,02	2,2	253,0			
		Молодь	0,02					
X_0	0,90	4,5	112,5					
1/VII	21,3	X	2,15	4,0	23,0	19,998	55,460	0,36
		Яйца	0,02	2,8	141,0			
		Молодь	0,02					
X_0	0,90	5,5	47,8					
Всего за период	—	—	—	—	—	258,277	—	8,65

Примечание. X_0 — минимальная масса самок, X — средняя масса половозрелых особей.

лены в табл. 19. Обращает на себя внимание уменьшение средней массы самок по мере развития популяции дафний. Одновременно происходит уменьшение их средней плодовитости. Продукция *D. magna* за 19 дней наблюдений оказалась равной 258,3 г/м³. Суточный P/B -коэффициент колебался в разные периоды наблюдений от 0,26 до 0,65 и составил в среднем 0,45. Величина продукции *D. magna* и суточного P/B -коэффициента изменяются в разные периоды развития популяции. Наибольших значений P/B -коэффициент достигает в период, предшествующий максимальной численности и биомассе животных, а затем снижается и происходит снижение количественных показателей развития популяции.

При интенсивном развитии *D. magna* в прудах обычно наблюдается уменьшение численности и биомассы фитопланктона, который выедается интродуцируемыми животными (рис. 33). Первичная продукция фитопланктона используется намного полнее, чем при обычном уровне развития зоопланктона. В двух прудах рыбхоза «Якоть» было проведено сравнение продукции гидробионтов на различных трофических уровнях при интродукции *D. magna* и при обычном развитии зоопланктона. При низком уровне развития зоопланктона продукция растительноядных планктонных животных составляла только 0,6% от продукции фитопланктона. При интродукции дафний это соотношение увеличилось до 44,6%. Ассимилированная часть продукции составила соответственно 1,3 и 59% от валовой продукции фитопланктона. Таким образом, интродукция *D. magna* позволяет увеличить утилизацию первичной продукции во втором звене трофической цепи.

Использование интродуцированных в выростные пруды дафний личинками и молодью карпа в разные периоды развития популяции рачков и роста рыбы было различным. При зарыблении прудов неподрощенными личинками карпа первые 10—15 дней крупные партеногенетические самки *D. magna* трудно доступны личинкам, первые дни личинки питаются только мелкими беспозвоночными. Биомасса рыб в этот период во много раз ниже биомассы кормовых животных. Из рис. 34 видно, что при интродукции *D. magna* коэффициент кормности, который мы вычисляли как отношение общей суточной

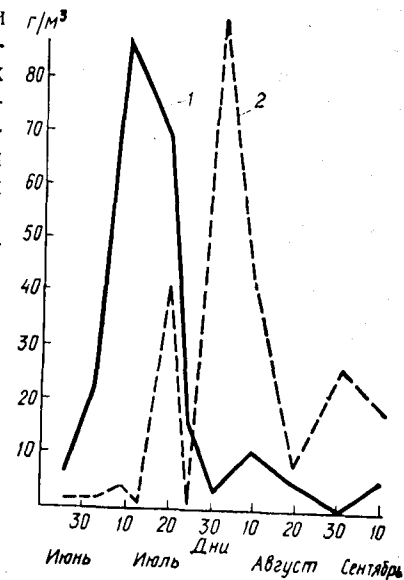


Рис. 33. Динамика биомассы фито- и зоопланктона при интродукции *D. magna* в выростные пруды: 1 — зоопланктон; 2 — фитопланктон.

продукции зоопланктона к суммарному рациону рыб, в первые дни выращивания рыбы превышает 200 и через 20 дней остается на уровне 30—35. В прудах без интродукции дафний коэффициент кормности в первые дни

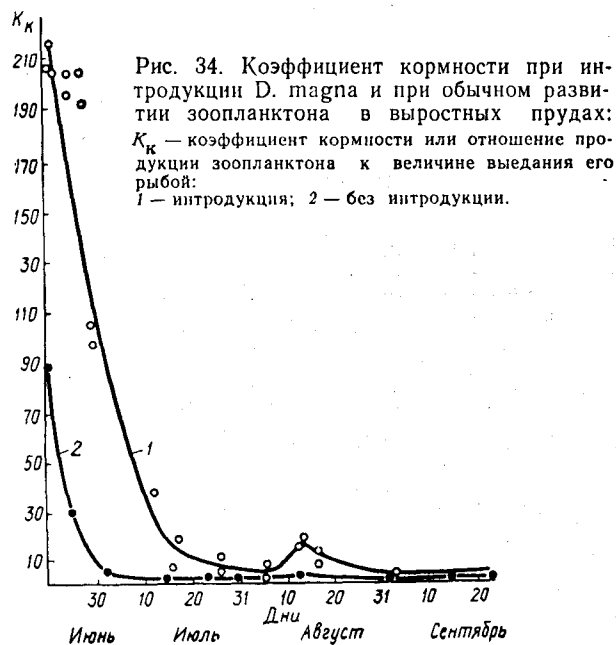


Рис. 34. Коэффициент кормности при интродукции *D. magna* и при обычном развитии зоопланктона в выростных прудах: K_k — коэффициент кормности или отношение продукции зоопланктона к величине выедания его рыбой: 1 — интродукция; 2 — без интродукции.

выращивания вдвое ниже и очень быстро опускается до критических значений. Отсюда видно, что первые 20 дней при плотности посадки 50—60 тыс. шт./га личинки карпа не наносят существенного ущерба популяции дафний, и это дает возможность рачкам достигнуть высокой численности и биомассы. После того как дафнии становятся доступными для личинок карпа, последние активно поедают этот живой корм, и дафнии становятся основной пищей выращиваемых рыб до начала кормления искусственными кормами. При интенсивном развитии в прудах дафнии составляют 80—90% от общей массы пищевого комка, кишечника рыб туго набиты дафниями, а индексы наполнения кишечника, т. е. от-

Таблица 20

Индексы наполнения кишечника сеголетков карпа в разные периоды выращивания (в ‰)

№ пруда	Индекс наполнения					
	до начала кормления			после начала кормления		
	мин.	макс.	средн.	мин.	макс.	средн.
3	128	1671	688	76	480	209
4	230	1107	691	135	578	262
7	191	1595	620	79	565	289
9	147	1333	582	149	327	218

ношение массы пищевого комка к массе рыбы, достигает 1500 ‰ и более (табл. 20).

Обильное развитие естественной кормовой базы дает возможность продлить период питания сеголетков карпа естественными кормами и улучшить физиологическое состояние рыб, позже начинать кормление искусственными кормами, что приводит к экономии последних.

Начиная с 1969 г. интродукцию *D. magna* стали проводить на производственных прудах при постепенном наращивании площадей. При переходе к большим масштабам культивирования зарядку дафний для внесения в выростные пруды готовили в небольших прудиках-питомниках, без рыбы. Основные производственные результаты культивирования зарядки дафний в прудах-питомниках приведены в табл. 21.

Температура воды в момент внесения в пруды-питомники зарядки дафний обычно была равна 9—11° С. При раннем культивировании дафний температура воды составила 4° С. На развитие популяции дафнии, внесенной в пруды-питомники, оказывает влияние колебание температуры воды в течение суток. Из рис. 35 видно, что разница температуры воды утром и вечером достигает в мае и июне, в период развития популяции *D. magna*, 7° С. Культура созревала в прудах-питомниках через 3—4 недели после внесения зарядки. Показатели биомассы по прудам в период облова культуры колебались в пределах 100—642 г/м³. Съем дафний для внесения в выростные пруды достигал 160 кг в сырой массе. После вылова дафний из прудов-питомников там оставалось большое количество этого рачка.

Основные результаты культивирования *D. тапа* в прудах-питомниках

Хозяйство	Год	Категория пруда	Площадь, га		Дата внесения зарядки	Внесено, г		Длительность созревания культуры, дни	Средняя биомасса в созревшей культуре, г/м ²	Выловлено кг.
			одного пруда	общая		на пруд	всего			
Ропша	1970	Нерестовые	0,1	0,42	08.V	130	260	32	300	15,0
	1971	»	0,1	0,3	13.V	100—300	500	19—20	266	34,5
	1972	»	0,1	0,2	11.V	250	500	20	250	39,4
	1973	»	0,1	0,4	14.V	200—400	1000	22—24	282	41,3
	1974	»	0,1	0,2	10.V	250	500	27	312	72,4
Яжелбицы	1972	Нерестовые	0,1	0,3	23.IV	250	500	27	642	25,8
	1973	»	0,1	0,2	15.V	250	500	15—19	212	28,5
Тукумс	1972	»	0,2—0,3	0,5	11.V — 20.V	250—300	550	26—28	239	33,7
Шальчинкай	1972	»	0,05	0,1	08.V	150	300	10—12	125	10,3
Арнай	1973	»	0,1—0,2	0,3	11.V	200	400	18	258	23,0
Полдеревка	1974	»	0,1	0,1	04.VI	1000	1000	12—15	250	15,0
Сускан	1974	Зимовальные	1,0	2,0	07.V	500	1000	22	113	160,0
Нагли	1974	Карантинные	1,0	2,0	08.V	250	500	28	100	46,0

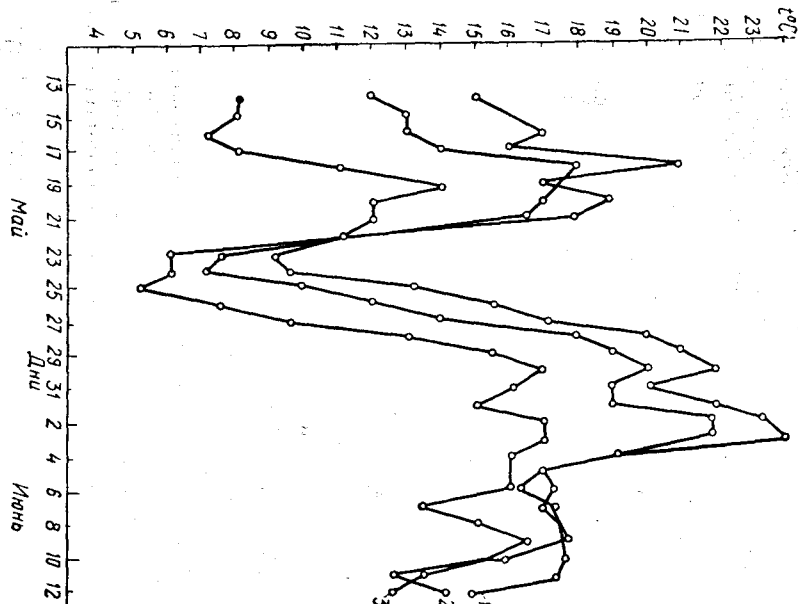


Рис. 35. Колебания температуры воды в нерестовых прудах в течение суток:
1 — 19 ч; 2 — 13 ч; 3 — 7 ч.

Тие рачков не оказывало заметного отрицательного влияния на кислородный режим прудов, pH в разных прудах изменялась в пределах 6,7—10,0. Широкая пишевая пластичность дафнии определила возможность их массового развития при различных трофических си-

Производительное культивирование дафний в выростных прудах было проведено в 16 рыбхозах на общей площади 3 582 га. В период культивирования температура воды колебалась от 10 до 29,6°С. Массовое разви-

туациях в прудах. Интродукция дафнии в производственные выростные пруды дала успешные результаты при различном характере фитопланктона (рис. 36).

Зарядку *D. magna* из прудов-питомников вносили обычно в выростные пруды из расчета 100—300 г/га. Опыт показал, что увеличение зарядки до 400—500 г/га

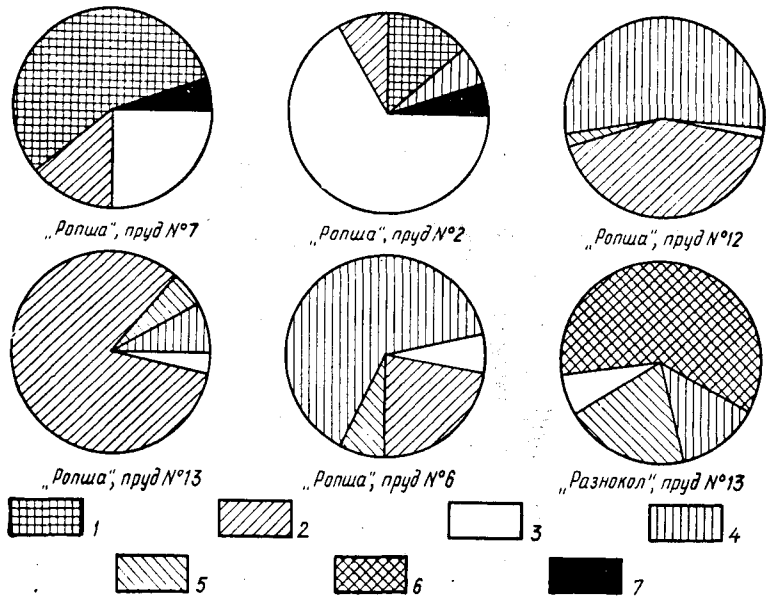


Рис. 36. Соотношение различных групп в фитопланктоне прудов при интенсивном развитии *D. magna*:

1 — десмидиевые; 2 — криптозоновые; 3 — протококковые; 4 — синезеленые; 5 — эвгленовые; 6 — диатомовые; 7 — прочие.

не оказывает большего эффекта, чем внесение зарядки по указанной норме. Так же, как и в прудах-питомниках, дафния достигает максимальной численности и биомассы через 3—4 недели после внесения в пруды. Обращает на себя внимание близость сроков развития популяции *D. magna* при культивировании в самых различных емкостях (бассейны, садки, пруды) и при разной величине внесенной зарядки. По всей вероятности, это обусловлено сроками созревания дафний. Через 6—8 дней после внесения в пруды или различные агрегаты

молодь дафний созревает и дает первое потомство. Второе поколение, более многочисленное, дает потомство через 14—16 дней после внесения зарядки, а молодь третьего поколения дает наиболее многочисленное потомство через 21—24 дня. Колоссальная воспроизводительная способность дафнии и ее высокий темп роста обеспечивают высокую биомассу во всех рассмотренных случаях.

Приведенные данные говорят о том, что величина зарядки дафний при внесении в бассейн и садки, по-видимому, может быть уменьшена.

Биомасса зоопланктона в зарыбленных выростных прудах при интродукции *D. magna* достигала величины 390 г/м³ (табл. 22).

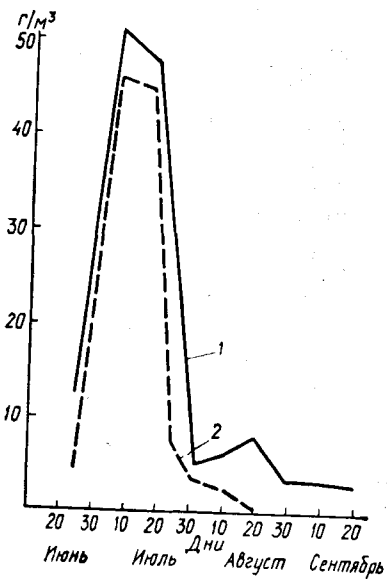
Таблица 22

Биомасса зоопланктона при интродукции *D. magna* в выростные пруды

Хозяйство	Год	Площадь, га	Внесено <i>D. magna</i> , г/га	Интенсивность развития <i>D. magna</i> , дни	Длительность выращивания рыб, дни	Биомасса зоопланктона, г/м ³		
						максимальная	средняя	
Ропша	1970	103,2	280	15—31	105	150,7	38,5	
	1971	103,2	100	12—30	95	87,0	16,0	
	1972	95,0	394	12—30	115	125,0	22,0	
	1973	103,2	110	14—31	69	295,0	28,0	
	1974	109,8	300	30	66	250,0	69,0	
Яжелбицы	1972	48,0	549	28	117	121,0	12,0	
	1973	48,0	351	30	84	200,0	54,0	
Шальчиненкай	1972	52,0	332	35	122	390,0	44,0	
	Аренай	1973	72,8	300	35	82	67,0	19,0
	Сускан	1974	122,0	300	30	75	60,0	21,0
	Полдеревка	1974	53,0	300	15—30	92	225,0	55,0
Нагли	1974	219,9	200	19	112	83,0	30,0	

Средняя биомасса за вегетационный период составила 69 г/м³. Значительное количество дафний в выростных прудах можно было наблюдать в течение 12—35 дней. Максимум развития популяции приходится обычно на конец июня — первую половину и середину июля. Характерная динамика биомассы зоопланктона и дафний показана на рис. 37. Кривая построена по сред-

ним значениям биомассы зоопланктона и дафний в 6 производственных прудах рыбопитомника «Ропша» площадью 5—11 га каждый. В первый год интродукции кривая динамики биомассы дафнии характеризовалась обычно резкими подъемами и столь же резким спадом.



При повторном внесении зарядки дафний на следующий год кривая носила более растянутый характер.

К основным причинам, вызывающим падение численности и биомассы популяции дафний, следует отнести выедание зоопланктона рыбами, а также ухудшение состояния популяции вследствие резкого уменьшения кормовых ресурсов.

В опытах производственного масштаба по выращиванию сеголетков карпа в рыбопитомнике «Ропша» масса сеголетков к началу кормления искусственными кормами, без интродукции *D. magna* составляла в среднем 2,9 г, при интродукции этого рачка — 7,9 г. Увеличение естественной рыбопродуктивности до начала кормления за счет интродукции дафний составило 129 кг/га. За весь период выращивания сеголетков рыбопродуктивность прудов на всей выростной площади различных хозяйств была увеличена по сравнению с контролем на 2,3 ц/га при увеличении средней массы выращиваемой рыбы на 5—6 г, кормовые затраты были снижены на 30% (табл. 23).

При гидробиологическом обследовании выростных прудов Белорусской ССР, Ленинградской, Псковской и ряда других областей *D. magna* не была обнаружена в составе населяющих эти пруды гидробионтов и не ука-

Рис. 37. Динамика биомассы *D. magna* в шести выростных прудах рыбопитомника «Ропша» в 1971 г.:
1 — весь зоопланктон; 2 — *D. magna*.

Таблица 23

Рыбоводные показатели при интродукции *D. magna* в выростные пруды

Хозяйство	Год	Посадка, тыс. шт./га	Выход, тыс. шт./га		Средняя масса сеголетков, г		Рыбопродуктивность, ц/га		Кормовые затраты	
			опыт	контроль	опыт	контроль	опыт	контроль	опыт	контроль
Ропша	1970	31,0	24,8	27,7	23,3	16,9	6,5	4,5	3,2	4,9
	1971	43,8	27,7	27,7	20,0	16,9	5,6	4,5	2,4	4,9
	1972	33,3	25,3	27,7	28,4	16,9	7,4	4,5	3,3	4,9
	1973	42,2	28,3	27,7	21,4	16,9	6,0	4,5	3,1	4,9
	1974	39,1	26,2	27,7	12,8	16,9	3,4	4,5	4,0	4,9
Яжелбицы	1972	60,8	27,6	20,4	42,2	34,9	11,6	7,8	2,4	3,4
	1973	77,4	35,7	31,4	24,1	20,8	8,7	6,3	2,4	4,0
Шальчининкай	1972	45,8	27,7	27,6	26,1	14,3	7,3	4,0	3,9	4,1
Сускан	1974	96,2	45,9	37,4	23,2	16,6	10,8	6,2	2,0	3,8
Полдеревка	1974	56,5	41,0	49,0	20,9	16,7	10,2	8,2	3,4	4,3

зана в списке видов. Обычными видами рода *Daphnia* в таких прудах были *D. pulex* и *D. longispina*.

В зоопланктоне прудов в годы, предшествовавшие проведению работ по интродукции дафнии, эта форма также отсутствовала и кормовая база рыб в прудах была крайне низкой. После интродукции дафний и резкого увеличения кормовой базы выращиваемых в прудах сеголетков улучшились все рыбоводные показатели. Выращенные при изобилии естественного корма сеголетки лучше переносят зимовку (табл. 24).

Экономический эффект от внедрения метода интродукции *D. magna* в выростные пруды выразился суммой 200 руб./га.

В результате исследований был разработан комбинированный экологический метод интродукции дафнии в выростные пруды, получивший дальнейшее развитие и уточнение в ходе производственной проверки и внедрения. Он включает в себя 4 основных метода.

1. Культивирование и круглогодичное содержание чистой культуры интродуцируемых животных. Оно может производиться в бассейнах, расположенных в теплом помещении, в капроновых садках на теплых водах или другими способами. При производственной интродукции в выростные

Таблица 24
 Результаты зимовки годовиков карпа в рыбхозе «Ропша» за ряд лет

Год	Условия выращивания сеголетков	Выход из зимовки по хозяйству			Средняя масса годовика
		тыс. шт.	ц	%	
1967/68	Без интродукции дафний	844,9	99,71	46,7	11,8
1968/69	То же	966,0	140,32	44,1	14,5
1969/70	»	1242,0	129,15	39,3	10,4
Среднее		1017,6	123,06	43,3	12,2
1970/71	Интродукция дафний	2675,0	529,93	78,6	19,8
1971/72	То же	1328,0	229,74	47,9	17,3
1972/73	»	2116,0	570,34	85,1	26,3
1973/74	»	2145,0	444,71	74,0	19,8
Среднее		2066,0	443,67	71,4	20,8

пруды *D. magna* культивирование первоначальной зарядки проводили большей частью в капроновых садках, установленных в водоемах-охладителях Электрогорской, Черепетской и Балахинской ГРЭС. Методика культивирования *Gadosega* в садках описана в гл. V.

2. Транспортировка сравнительно небольшого количества зарядки чистой культуры интродуцируемого животного в рыбхозы для внесения в пруды-питомники. Транспортировку на близкие расстояния на автомашине можно осуществлять в бидонах, каннах и других емкостях. При транспортировке на дальние расстояния на поездах или самолетах целесообразно использовать полиэтиленовые пакеты с кислородом, хорошо зарекомендовавшие себя при перевозке личинок рыб и водных беспозвоночных. Пакеты делают из полиэтиленового рукава шириной 30—40 см, длиной 100—120 см. При транспортировке дафний в пакет из водоема наливают 10 л воды, профильтрованной через сито № 64—70, и помещают туда дафний из расчета 25 г/л. В открытую часть пакета вставляют резиновую трубку и плотно завязывают его. Через трубку пакет заполняют кислородом. После этого трубку и отверстие пакета плотно пе-

ривязывают изоляционной лентой и зажимают двумя большими винтовыми зажимами. Пакет помещают в сумку или картонную коробку. В такой упаковке дафнии хорошо переносят транспортировку в течение 1—1,5 сут. При меньшей плотности посадки дафний возможны и более длительные перевозки.

3. Выращивание в прудах-питомниках зарядки *D. magna* для внесения в выростные пруды. Для этой цели используют небольшие спускные пруды площадью 0,05—0,3 га. Возможно культивирование зарядки при площади прудов до 1 га. Перед внесением в пруды привезенной зарядки дафний, так же как при зарыблении личинками, обеспечивают полную задержку воды в пруду и ликвидируют возможную ее утечку. Затем через мельничное сито № 23—26 заливают канаву и часть ложа пруда. Заливку необходимо производить непосредственно перед внесением культуры, накануне или утром в день поступления зарядки в рыбхоз.

В пруды-питомники дафний вносят обычно при температуре выше 9—10°C. Опыт показал, что можно получить положительные результаты культивирования при раннем внесении и температуре 5—6°C и последующем повышении температуры. Дафний вносят в канаву из пакета, распределяя их равномерно по всему протяжению канавки. Они хорошо переносят перепад температуры в 10—13°C, и выравнивание температуры в этом случае необязательно. В нерестовый пруд площадью 0,1 га обычно вносили 200—250 г дафний.

При оптимальных условиях культивирования хорошие результаты могут быть получены и при внесении значительно меньшей зарядки (20—40 г на пруд площадью 0,1 га).

Одновременно с внесением зарядки *D. magna* в пруды-питомники вносят кормовые дрожжи из расчета примерно 250—500 г на пруд. Перед внесением в пруд дрожжи разбавляют в ведре с водой, а затем разбрызгивают по залитой части пруда. Помимо дрожжей в пруд можно вносить по ложу навоз из расчета 1—2 т/га.

Через 4—5 дней после внесения дафний пруд заливают до проектной отметки и продолжают каждые 2—4 дня вносить дрожжи. После созревания культуры в прудах-питомниках и достижения средней биомассы

500—800 г/м³ дафний отлавливают сачком из газа № 18—20 и вносят в выростные пруды. Для обеспечения зарядкой *D. magna* всей выростной площади самого крупного из существующих в СССР рыбхозов достаточно 2 прудов-питомников по 0,1 га.

4. Интродукция *D. magna* в выростные пруды. Перед внесением в выростные пруды зарядки дафний, выращенных в прудах-питомниках, каналы и часть ложа выростных прудов заливают. Интродукцию дафний производят описанным выше способом за 4—5 дней до зарыбления прудов личинками рыб. Для получения желаемого эффекта достаточно на 1 га площади пруда внести 100—300 г чистой культуры *D. magna*. Одновременно с внесением дафний в залитую часть пруда вносят кормовые дрожжи из расчета 100 г/га указанным выше методом. После залития прудов и зарыбления удобрения проводят обычными методами.

При осуществлении интродукции дафнии необходимо строго придерживаться разработанной биотехники. В частности, совершенно недопустимо залитие прудов и внесение зарядки не непосредственно перед зарыблением, а за 2—3 недели и даже месяцы до посадки личинок в пруд. В этом случае интенсивное развитие популяции дафний может наступить раньше, чем личинки станут способными потреблять этот корм.

Для понимания процессов, происходящих в водоемах, большое значение имеют работы по изучению экологии водных животных, их распределения и миграций в водоемах.

D. magna принадлежит к числу тех планктонных животных, которые в период массового развития способны образовывать так называемые «стаи» или «рои», хорошо заметные даже при визуальном наблюдении. Дафния образует рои в светлое время суток, с наступлением темноты животные равномерно распределяются по пруду и не образуют скоплений. В зарыбленных прудах скопления образуются в верхних слоях воды. По всей видимости, это связано с выеданием их карпом, который питается в придонных слоях и в прибрежье. Неравномерное распределение дафний необходимо иметь в виду при количественном учете зоопланктона в период интенсивного развития этого вида. Наиболее достоверные результаты могут быть получены при отборе проб в сумерках.

Интродукция водных беспозвоночных в нагульные пруды при выращивании товарной рыбы связана с большими трудностями, чем интродукция в выростные пруды. Основная трудность заключается не столько в большом размере нагульных прудов, сколько в том, что они заливаются сразу после распаления льда и оттаивания ложа, примерно на 1—1,5 мес раньше, чем выростные пруды. В этих условиях первоначальную зарядку кормовых беспозвоночных для внесения в нагульные пруды нельзя культивировать в прудах-питомниках. Для этой цели можно использовать бассейны в закрытых помещениях или садки, установленные на теплых водах.

Интродукция дафнии в нагульные пруды была успешно проведена в рыбхозе «Сускан» Куйбышевской области. Дафний внесли в нагульные пруды площадью 81 и 84 га, два пруда такой же площади служили контролем. Зарядка дафний была подготовлена в бетонных бассейнах, расположенных в крытом помещении инкубационного цеха рыбхоза.

Внесенные в пруды вместе с кормовыми дрожжами дафнии хорошо развились и достигли максимальной плотности в июне—июле. В конце июня биомасса зоопланктона в среднем по опытным прудам была 60,6 г/м³, в контроле в 8—10 раз меньше.

Дальнейшее развитие работ по интродукции планктонных животных в интенсивно эксплуатируемые пруды открывает широкие перспективы повышения естественной рыбопродуктивности прудов. Большой интерес представляют работы по интродукции и культивированию нескольких видов животных одного трофического уровня, продлению периода высокой численности и биомассы зоопланктона.

Не меньшее значение может иметь разработка эффективных методов повышения донной кормовой базы путем интродукции продуктивных донных беспозвоночных. В бентосе спускных интенсивно эксплуатируемых прудов доминирующее место имеют обычно вторичноводные животные, главным образом личинки хирономид. Обычно в спускных, хорошо мелиорированных рыбоводных прудах личинки хирономид составляют основную часть биоценоза дна и играют существенную роль в питании прудовых рыб. Отдавая должное высокому пищевому значению личинок хирономид для рыб, нельзя, однако, не отметить, что они выпадают из состава бентического биоценоза в период вылета и не могут рассматриваться как стабильный компонент естественной

кормовой базы рыб. Большинство видов хирономид переходят в стадию куколки, а затем имаго и вылетают из водоема в конце июля и августе, т. е. в период максимального выедания рыбами корма. При вылете хирономид из водоема удаляется большое количество образованного там и внесенного органического вещества.

Некоторые первичные животные, такие, как донные ракообразные, обитающие в водоемах в течение всей своей жизни, обладают ценными пищевыми свойствами и могут обеспечить более стабильный уровень донной кормовой базы.

В качестве объектов интродукции следует рассматривать только таких донных ракообразных, которые не могут нанести вред выращиваемой в прудах рыбе. В этом плане донные листоногие ракообразные, такие, как щитень и лептестерия, вряд ли могут рассматриваться как объект интродукции в нерестовые, мальковые и выростные пруды. Возможность интродукции этих рачков в нагульные пруды требует изучения и экспериментальной проверки. Учитывая, однако, слабую изолированность нагульной системы рыбхозов от выростной и возможность случайного заноса этих рачков в пруды питомной части, такие опыты следует проводить с большой осторожностью.

Высокой пищевой ценностью обладают безвредные для молоди рыб жаброногие рачки (стрептоцефалус и бранхипус) и некоторые высшие ракообразные (мизиды, гаммариды, водяные ослики). Интродукция жаброногих рачков в спускные интенсивно эксплуатируемые пруды представляет определенные трудности из-за их слабой защищенности и некоторых особенностей размножения, однако преодоление этих трудностей может дать большой хозяйственный эффект.

Высшие ракообразные характеризуются более длительным периодом развития. Это затрудняет устойчивое внедрение их в биоценоз спускных рыбоводных прудов с высокой плотностью посадки рыбы. Интродукцию этих ракообразных можно осуществить только с применением различных убежищ (садков, заграждений).

С. Н. Ивановым [48] в 1972 г. в рыбоводном хозяйстве рыболовецкого колхоза «Красная звезда» Дагестанской АССР произведена интродукция мизид *Mesomysis kowalevskyi* и *Limnomysis benedeni*, а также боко-

плава *Gammarus pulex* в распределительный пруд, из которого вода поступала в остальные пруды. Внесенные в распределительный пруд мизиды размножились там и с током воды были занесены в зарыбленные пруды. Вода прудов этого хозяйства характеризовалась высокой минерализацией. Содержание кислорода в воде опускалось до 1,9 мг/л, температура воды достигала 28,8° С, рН колебалась от 7,6 до 8,6. В этих условиях мизиды успешно развивались, их биомасса достигла 4 г/м². Интродуцированные рачки были обнаружены в кишечниках рыб и способствовали повышению рыбопродуктивности прудов.

Этот метод, по-видимому, может найти применение в южных районах СССР, где при высокой температуре воды происходят быстрое созревание, интенсивное размножение и рост мизид.

При интродукции гаммарид, мизид и водяных осликов в интенсивно эксплуатируемые пруды для защиты части популяций от выедания рыбами целесообразно иметь в хозяйствах небольшие прудики-питомники, в которых популяция этих животных может развиваться непрерывно в течение круглого года. В таких прудиках-питомниках можно накопить большую биомассу этих рачков для внесения в зарыбленные пруды. Интродукцию следует производить экологическим методом в комбинации с методом полуизоляции. При интродукции водяных осликов и гаммарусов для создания дополнительных убежищ и улучшения условий питания интродуцируемым животным целесообразно вносить в пруды зеленую растительность.

Одним из наиболее перспективных объектов для интродукции в интенсивно эксплуатируемые пруды умеренной зоны СССР является водяной ослик (*Asellus aquaticus*). Первые опыты внесения этого рачка в зарыбленные пруды при выращивании молоди сигов и балтийского лосося были проведены М. М. Исаковой-Кею. Водяные ослики были внесены в удобренный пруд, в котором они интенсивно размножились и были обнаружены в большом количестве в желудках посаженных туда через некоторое время рыб.

В 1973 г. мы провели опыт интродукции водяного ослика в пруды рыбопитомника «Ропша». В мае в это хозяйство из Приозерского рыбопитомника было привезено 350 г чистой культуры *A. aqua-*

ticus. Водяных осликов вместе с водной растительностью помещали на рамки, обтянутые марлей, которые затем собирали в стопки, перевязывали влажной марлей и помещали в полиэтиленовые пакеты. В пути рамки несколько раз поливали водой. Перевозку осуществляли на автомашине, рачки находились в пути около 5 ч и были доставлены в рыбопитомник без отхода. Позднее мы применили для транспортировки водяного ослика описанную выше методику перевозки дафний. В полиэтиленовых пакетах с кислородом рачки были перевезены на автомашине из рыбопитомника «Ропша» на Центральную экспериментальную базу ВНИИПРХа и находились в пути около 20 ч. Привезенные в рыбопитомник «Ропша» рачки были помещены в четыре бетонных бассейна под открытым небом площадью 11 м² каждый, глубиной 1 м. Вместе с водяными осликами в бассейны был внесен корм для них: листья деревьев, водная растительность, по 5 кг конского навоза и по 100 г кормовых дрожжей на каждый бассейн. В течение вегетационного периода в бассейны с водяными осликами каждые 15 дней вносили березовые и ольховые веники. Рачки довольно быстро поедают мякоть листьев и через 10—15 дней вся мякоть на листьях веников массой 1,0—1,5 кг оказывается съеденной. Средняя численность водяных осликов в бассейнах составила осенью 2700 экз./м², биомасса 45,0 г/м², суточная продукция — 3,2 г/м².

Осенью все водяные ослики были выловлены из бассейнов и посажены на зимовку и дальнейшее выращивание в мальковый пруд площадью 2 га. Общая масса водяных осликов, посаженных в мальковый пруд, была равна 2,4 кг/га. Вместе с рачками из бассейнов в пруд были внесены ольховые и березовые веники. Спустя год мальковый пруд был залит до проектной отметки и в него было внесено 30 ольховых веников, посыпанных гидролизными дрожжами из расчета 200 г дрожжей на 1 веник. В мальковый пруд были посажены личинки карпа из расчета 80 тыс. шт./га. В сентябре в отдельных участках пруда биомасса водяных осликов достигла 426 г/м².

Работы по интродукции бентосных и планктонных беспозвоночных в пруды с высокой плотностью посадки рыб еще не вышли за рамки исследований на небольших опытных прудах. В этой области предстоит еще многое сделать для того, чтобы перестройка донного биоценоза прудов дала такой же результат и улучшила хозяйственные показатели деятельности рыбхозов, как при интродукции планктонного рачка *D. magna*.

Использование комплекса знаний, накопленных в сфере рыбоводной гидробиологии, и разработанных методов культивирования водорослей и водных беспозвоночных, инкубации яиц последних, направленного воздействия на водные экосистемы — один из важнейших путей повышения рыбопродуктивности водоемов и увеличения производства рыбы.

СПИСОК ИСПОЛЬЗОВАННОЙ ЛИТЕРАТУРЫ

1. Ананичев А. В. Сравнительная биохимическая характеристика некоторых пресноводных беспозвоночных и рыб. — Биохимия, т. 26, 1961, с. 18—29.
2. Анисимов О. Л., Амбицкая О. Н., Пилихин А. А. Совхоз «Куйбышево». Цех кормовой хлореллы. — М.; Московский рабочий, 1975. — 10 с.
3. Арабина И. П. Сезонная, годовая динамика и продукция зообентоса озер Нарочь, Мясстро, Баторни. Автореферат диссертации на соискание звания канд. биол. наук. Минск, 1968. — 18 с.
4. Баранов С. А., Глазычева И. В. Метод градиентного проточно-накопительного культивирования одноклеточных водорослей. — Труды ВНИИПРХ, 1966, т. 14, с. 271—274.
5. Барашков Г. К. Сравнительная биохимия водорослей. — М.: Пищевая промышленность, 1972. — 336 с.
6. Батенко А. И. Использование минеральных и органических удобрений для повышения рыбопродуктивности прудов (методические указания). — М.: ВНИИПРХ, 1971. — 45 с.
7. Бекман М. Ю. Биология *Gammarus lacustris* Sars прибалтийских водоемов. — Труды Байкальской лимнологической станции, 1954, т. 14, с. 263—311.
8. Богатова И. Б. Способ создания естественной кормовой базы в рыбоводных прудах. — А. с. № 250593 (СССР). Б. И., 1969, № 26.
9. Богатова И. Б. Питание и пищевые взаимоотношения массовых форм прудового зоопланктона. — Труды ВНИИПРХ, 1971, т. 17, с. 14—35.
10. Богатова И. Б. *Daphnia magna* Straus как объект массового культивирования. — Труды ВНИИПРХ, 1971, т. 20, с. 98—124.
11. Богатова И. Б. Новые методы культивирования *Cladocera*. — В кн.: Трофология водных животных. М., 1973, с. 340—360.
12. Богатова И. Б. Задачи и основные методы рыбоводной гидробиологии. Сб. «Биологические ресурсы внутренних водоемов СССР». М.: Наука, 1979, с. 146—155.
13. Богатова И. Б., Аскеров М. К. Опыт производственного культивирования дафний. — Рыбное хозяйство, 1958, № 12, с. 21—26.
14. Богатова И. Б., Кузьмичева В. И., Шарт Л. А. Культивирование *Daphnia magna* Straus в выростных прудах рыбхоза «Якоть». — Сборник научно-исследовательских работ по прудовому рыбоводству, 1970, № 3, с. 177—197.
15. Богатова И. Б., Тагирова И. А., Овчинико-

ва В. В. Руководство по промышленному культивированию в садках планктонных животных для кормления личинок и молоди рыб. М., ВНИИПРХ, 1974.—58 с.

16. Богатова И. Б., Долина М. Ю., Гусев Е. Е. Заготовка, очистка и хранение яиц артемии. — В кн.: Освоение теплых вод энергетических объектов для интенсивного рыбоводства. 1978. Киев, с. 241—245.

17. Богатова И. Б., Печникова Н. В., Шмакова З. И. Инкубация яиц *Artemia salina* в промышленных масштабах. 1978. — с. 245—248.

18. Богатова И. Б., Филатов В. И., Садыхов Д. Р. Химический состав некоторых представителей пресноводного зоопланктона. — В кн.: Сборник научных трудов ВНИИ прудового рыбного хозяйства, вып. 8, М., 1971, с. 70—81.

19. Брагинский Л. П. Исследование «потребностей» прудового фитопланктона в азоте, фосфоре и калии методом биологических испытаний. — Сборник научных работ Украинской научно-исследовательской станции рыбоводства, 1958, вып. 3, с. 15—28.

20. Брискина М. М., Журавлева Л. Г. Биотехника промышленного разведения дафний с применением в качестве удобрений кормовых дрожжей. — В кн.: Биотехника разведения дафний на рыбоводных заводах ВНИРО. М., 1958, с. 6—29.

21. Васильева Г. Г. Выращивание *Bosmina longirostris* (Ehrbg) как корма для личинок рыб. Некоторые данные по биологии вида. — «Гидробиологический журнал», 1968, № 4, 5, с. 39—45.

22. Васильева Г. А., Окунева Г. Л. Опыты по разведению коловратки *Bosmina longirostris* Ehrbg как корма для молоди рыб. — «Вопросы ихтиологии», 1961, № 4, с. 752—761.

23. Вельтищева И. Ф., Солдатова Е. В. Разведение дафний в земляных прудах на рыбоводных заводах. — Рыбное хозяйство, 1956, № 6, с. 49—50.

24. Верзилин Н. Н., Михайлов А. А., Ананьева Т. И. Использование минеральных удобрений при культивировании протококковых водорослей. — В кн.: Культивирование и применение микроводорослей в народном хозяйстве. Ташкент, 1977, с. 15—16.

25. Винберг Г. Г., Ляхнович В. П. Удобрение прудов. — М.: Пищевая промышленность, 1965.—270 с.

26. Виноградова З. А. Биохимический состав антарктического планктона. — В кн.: Биохимия морских организмов. Киев, 1967, с. 7—17.

27. Виноградова З. А. Биохимическое изучение синезеленых водорослей Днепровского лимана и северо-западной части Черного моря. — В кн.: Экология и физиология синезеленых водорослей. М. — Л.:—1965, с. 187—195.

28. Виноградов А. П. Химический элементарный состав организмов моря. — Труды биологической лаборатории АН СССР, 1944, т. 6, 223 с.

29. Владимиров М. Г., Семенов В. Е. Интенсивная культура одноклеточных водорослей. — М.: АН СССР, 1962. — 59 с.

30. Владимирова М. Г., Кузнецов Е. Д. Динамика изменений содержания азота и фосфора в среде в различных ус-

ловиях интенсивного выращивания хлореллы. — «Физиология растений», 1964, т. 11, вып. 5, с. 827—837.

31. Воронов П. М. Перспективы и биотехника использования артемии в морском рыбоводстве. — Киев: Наукова думка, 1977. — 71 с.

32. Воскресенский К. А., Хайдаров И. Ш. Стимуляция выклева науплиев из яиц артемий. — Вестник МГУ. Биология, почвоведение, 1967, № 1, с. 3—11.

33. Гаевская Н. С. Опыт установления кормового коэффициента для *D. magna* в полевых условиях. — Зоологический журнал, 1945, т. 24, вып. 2, с. 79—89.

34. Галковская Г. А. О продуктивных возможностях планктонных коловраток. — Научные доклады высшей школы, сер. биол., 1963, вып. 3, с. 7—10.

35. Галковская Г. А., Ляхнович В. П. Продукция прудового зоопланктона. Сообщение 1. Продукция ветвистоусых ракообразных *Daphnia pulex* (De Geer) и *Daphnia longispina* O. F. Muller в опытных прудах (рыбхоз Изобелино). — Гидробиологический журнал, 1966, т. 2, вып. 4, с. 8—15.

36. Глазычева И. В., Баранов С. А. Рекомендации по культивированию одноклеточных кормовых водорослей для нужд рыбного хозяйства. — М.: ВНИИПРХ, 1977, с. 10—14.

37. Горднечко О. Л. Опыт применения минеральных удобрений при разведении дафний. — Рыбное хозяйство, 1954, № 8.

38. Грезе В. Н. Темпы продукции в популяциях пелагических *Soropoda* Байкала. — В кн.: Круговорот вещества и энергии в озерных водоемах. — М.: Наука, 1967, с. 182—191.

39. Гунько А. Ф., Плескачевская Т. Г. Результаты применения артемий для питания молоди осетровых. — Вопросы ихтиологии, 1962, т. 2, вып. 2 (23), с. 220—228.

40. Гусев Е. Е. Богатство соленых озер. — Рыбоводство и рыболовство, 1980, № 2, с. 9—10.

41. Дажо Р. Основы экологии. — М.: Прогресс, 1975. — 408 с.

42. Данченко А. Д., Филатов В. И., Печникова Н. В. Массовое подращивание личинок карпа и других видов рыб при кормлении науплиусами *Artemia salina*. — Труды ВНИИПРХ, 1977, вып. 18, с. 224—227.

43. Есипова М. А. Роль детрита в питании некоторых *Cladocera*. Автореферат диссертации на соискание ученой степени кандидата биологических наук, М., 1971, с. 28.

44. Жданова Г. А. Сравнительная характеристика жизненного цикла и продуктивности *Bosmina longirostris* и *Bosmina coregoni* в Киевском водохранилище. — Гидробиологический журнал, 1969, т. 5, 1, с. 11—19.

45. Журавель П. А. Обогащение фауны водохранилищ. — Природа, 1962, № 10, с. 69—71.

46. Заар З. И. Влияние переменных температур на размножение инфузории *Paramecium caudatum*. Успехи протозоологии, Л., 1969, с. 204—205.

47. Занка В. Е. Удельная продукция популяций водных беспозвоночных. — В кн.: Удельная продукция водных беспозвоночных. Киев, 1972, с. 61—147.

48. Иванов С. Н. Интродукция мизид в пруды и карточки-

пруды как метод повышения их рыбопродуктивности. — Гидробиологический журнал, 1972, № 1, с. 32—36.

49. Ивлев В. С. Экспериментальная экология питания рыб. — Киев: Наукова думка, 1977. — 272 с.

50. Ивлев В. С., Протасов А. А. Получение живых кормов для массового рыборазведения. — Рыбное хозяйство, 1947, № 4, с. 67—68.

51. Ивлева И. В. Биологические основы и методы массового культивирования кормовых беспозвоночных. — М.: Наука, 1969. — 170 с.

52. Изучение антигенной структуры для штаммов хлореллы с различными физиолого-биохимическими свойствами/[Т. И. Касаткина, Н. Г. Тихоновская, М. Г. Владимирова и др.] — Физиология растений, 1974, т. 21, вып. 4, с. 752—755.

53. Иоффе Ц. И. Обогащение донных фауны Цимлянского водохранилища. — Известия ВНИОРХа, 1958, т. 45, с. 314—316.

54. Исакова-Кео М. М. Опыт заселения прудов Приозерского рыбоводного завода беспозвоночными животными. — Труды совещания по проблеме акклиматизации рыб и кормления беспозвоночных, 1952, с. 165—169.

55. Исакова-Кео М. М. Повышение кормовой базы водоемов методом зонального удобрения и акклиматизации беспозвоночных организмов. — Труды проблемных и тематических совещаний ЗИН, 1957, вып. 7, с. 62—67.

56. Исакова-Кео М. М. Методические указания по поднятню продуктивности водоемов. — Л.: 1959. — 23 с.

57. Йошев Л., Людсканова Ж. Выращивание *Artemia salina* в качестве корма для растительноядных рыб (Отглеждане *A. salina* като храна за линниките на растительноядните риби). — Рыбно стопанство, 1971, 18, № 7, с. 7—8 (болг.).

58. Канидьева А. Н., Гамыгин Е. А. Повышение эффективности полноценных гранулированных кормов для форели путем замены животного протеина на растительный. — Труды ВНИИПРХ, 1975, т. 24, с. 33—50.

59. Карлевич А. Ф. Теория и практика акклиматизации водных организмов. — М.: Пищевая промышленность, 1975. — 342 с.

60. Ковров Б. Г., Мельников Е. С., Белянин В. Н. Культиватор для интенсивного непрерывного выращивания микроводорослей. — В кн.: Непрерывное управляемое культивирование микроорганизмов. М., 1967, с. 14—30.

61. Кокова В. Е. Непропорционально-проточная культура коловраток. — Гидробиологический журнал, 1976, т. 12, № 5, с. 88—92.

62. Кокова В. Е., Андреев Р. И., Трубачева И. Н. Управление биосинтезом микроорганизмов. — В кн.: Тезисы 3 Всесоюзного совещания по управляемому биосинтезу и биофизике популяций. Красноярск, 1973.

63. Кокова В. Е., Лисовский Г. М. Непрерывная культура *Paramecium caudatum*. — В кн.: Управляемый биосинтез и биофизика популяций. Красноярск, 1969, с. 243—244.

64. Кокова В. Е., Лисовский Г. М. Интенсивная непропорционально-проточная культура парамециум каудатум. — Цитология, 1973, т. 15, 7, с. 929—934.

65. Константинова Н. С. Инструкция по разведению

энхетренд — корма для рыб. — М.: Пищепромиздат, 1955. — 27 с.

66. Константинов А. С. Инструкция по разведению хирономид — корма для молоди рыб. — М.: Пищепромиздат, 1965. — 46 с.

67. Константинов А. С. Биология хирономид и их разведение. — Саратов, 1958. — 333 с.

68. Константинов А. С. Общая гидробиология. — 3-е изд., перераб. и доп. — М.: Высшая школа, 1979. — 480 с.

69. Конструктивные особенности культивирования микроводорослей применительно к условиям средней полосы [О. Л. Анисимов, Н. Н. Задорин, П. А. Николаева и др.] — В кн.: Культивирование и применение микроводорослей в народном хозяйстве. Ташкент, 1977, с. 110—111.

70. Копец В. А. Консервация яиц артемии. — Рыбное хозяйство, 1970, № 3, с. 16.

71. Копылов А. И. О питании водных инфузорий. Информационный бюллетень Института биологии внутренних вод АН СССР, 1977, № 33, с. 19—23.

72. Кориенко Г. С. Инфузории некоторых водоемов Северного Кавказа и их роль в питании планктонных ракообразных и личинок рыб. Автореферат диссертации на соискание ученой степени канд. биол. наук, 1972. — 32 с.

73. Крючкова Н. М. Использование пищи на рост *Moira rectirostris* Jeydig. — Зоологический журнал, 1967, т. 46, № 7.

74. Крючкова Н. М. Эффективность использования пищи зоопланктоном. — В сб.: Биопродуктивность озер Белоруссии. Минск, Бел. гос. ун-т, 1971, с. 114—133.

75. Крючкова Н. М., Рыбак В. X. Утилизация энергии пищи ветвистоусыми рачками при разных трофических условиях. — Экология, 1971, № 4, с. 49—50.

76. Кэрде С. Р. Количественные исследования питания *Tetrahymena pyriformis* методом непрерывного культивирования. — Успехи протозоологии, 1969, с. 207—208.

77. Кязимов И. Б. Культивирование водных беспозвоночных на рыбоводных заводах Азербайджана. — В кн.: Материалы Всесоюзного совещания по культивированию живых кормов. — М., 1970, с. 47—60.

78. Ланская Л. А., Пшенная Т. И. Содержание белка, жира, углеводов и золы в некоторых массовых планктонных водорослях Черного моря, выращиваемых в культурах. — Труды Севастопольской биологической станции, 1961, т. 14, с. 294—302.

79. Лебедева Л. И. Рост, размножение и продукция *Daphnia longispina* в Учинском водохранилище. — Бюллетень МОИП, отд. биол., 1963, 68, с. 5.

80. Львов Ю. Д. Выращивание молоди осетра и севрюги на почвенных червях *Oligochaeta* (род *Enchytraeus*). — Труды Саратовского отделения ВНИРО, т. 1, 1949, с. 74—88.

81. Максимова Л. П. Биология мoin и коловраток и их разведение в качестве живых кормов для личинок сиговых рыб. — Известия ГосНИИОРХ, 1968, т. 67, с. 107—134.

82. Максимова Л. П. Методические указания по разведению мелкого планктонного рачка *Moira macrocopa* Straus. — Л.: ГосНИИОРХ, 1969. — 22 с.

83. Малюкова Е. М. Пищевая ценность некоторых беспозвоночных как корма для рыб. — Биохимия, 1956, т. 21, вып. 6, с. 173—181.
84. Мартышев Ф. Г. Прудовое рыбоводство. — М.: Высшая школа, 1973. — 425 с.
85. Маслов Ю. И., Верзилин Н. М. Эвглена как объект массового культивирования. — В кн.: Культивирование и применение микроводорослей в народном хозяйстве. Ташкент: ФАН, 1977, с. 8—9.
86. Мелешко Г. И., Лебедева Е. К., Галкина Т. Г. О балансе микроэлементов при интенсивном культивировании хлореллы. — В кн.: Управляемый биосинтез. М., 1966, с. 122—127.
87. Мельников Е. С., Родичева Э. К. Фотоэлектрическое измерение интенсивности агглютинации. — В кн.: Непрерывное управляемое культивирование микроорганизмов. М., 1967, с. 33—37.
88. Методические рекомендации по минеральному удобрению рыбоводных прудов. — М.: МРХ СССР, 1969. — 35 с.
89. Накатани С., Кимото Т. Способ разведения водяных блох. Япония, пат. № 29835—68. 5 с.
90. Овинникова В. В. К вопросу о культивировании коловратки *Boschionus calyciflorus* Pallas. — Материалы Всесоюзного совещания по культивированию живых кормов. М., 1970, с. 92—109.
91. Одум Ю. Основы экологии. — М.: Мир, 1975. — 740 с.
92. Олейникова Ф. А. Материалы по биологии размножения артемии. — В кн.: Биологические основы рыбного хозяйства республик Средней Азии и Казахстана. кн. 1, Ашхабад, 1974, с. 91—93.
93. Патак Т. З. Способ разведения кормов для мальков и молоди рыб и система прудов для его осуществления. — В кн.: Изобретения в рыбной промышленности. М., 1967, с. 5.
94. Печень Г. А. Продукция ветвистоусых ракообразных озерного зоопланктона. — Гидробиологический журнал, т. 1, № 4, 1965, с. 19—27.
95. Пиневиц В. В., Верзилин Н. Н. Культивирование протококковых водорослей в установках под открытым небом. — Вестник ЛГУ, 1963, № 15, с. 75—97.
96. Полянский Ю. И., Познанская Т. М. Длительное культивирование *Paramecium caudatum* при 0°. — Acta protozoa, 1964, 2, 27, с. 217—278.
97. Промышленные установки для культивирования микроводорослей. — М.: Колос, 1973. — 48 с.
98. Про хімічний склад деяких синьо-зелених водорослей/ [М. Я. Ратушина, Л. В. Косенко, В. С. Кириллова, В. С. Сакода]. — Микробиологічний журнал, 1967, т. 29, с. 30—33.
99. Родина А. Г. Растворенное органическое вещество в питании *Cladocera*. — Зоологический журнал, 1948, т. 27, вып. 5, с. 403—410.
100. Родина А. Г. Роль бактерий и дрожжевых грибов в питании *Cladocera* (*Daphnia magna*). — Труды зоологического института, 1948, вып. 3, с. 585—600.
101. Романьчева О. Д. О разведении дафний при помощи сетчатых садков. — Рыбное хозяйство, 1968, № 8, с. 15—17.
102. Садыхова Е. Я. Устройство для выращивания водных организмов. — А. с. 464291 (СССР). Б. И., 1975, № 11.

103. Садыхов Д. Р., Богатова И. Б., Филатов В. И. Аминокислотный состав некоторых представителей пресноводного зоопланктона. — Гидробиологический журнал, 1975, т. 11, № 6, с. 55—57.

104. Сальникова М. Я. Хлорелла — новый вид корма. — М.: Колос, 1977. — 94 с.

105. Серенко Г. П., Барашков Г. К. Биохимический анализ планктонных дальневосточных диатомовых. — Вестник МГУ, 1954, № 12, с. 95—101.

106. Способ инкубации низших морских ракообразных и применяемый состав. Патент Франции № 2114535 МКИ А ОИК 61/00, публикация 1972, № 31.

107. Стариков Е. А. Культивирование *Daphnia magna* в выростных прудах и экономическая эффективность метода. — В кн.: Интенсификация прудового рыбоводства. М., 1974, вып. 11, с. 315—327.

108. Тагирова Н. А. *Ceriodaphnia reticulata* (Gurine) — новый объект массового культивирования. — В кн.: Материалы Всесоюзного совещания по культивированию живых кормов. М., 1970, с. 81—89.

109. Танеева А. И., Долгопольская М. А. Действие постоянного магнитного поля на яйца *Artemia salina*. — Биофизика, 1973, 18, № 5, с. 944—946.

110. Тимм Т. Э. О методах разведения водных олигохет. — Сб.: Водные малошетниковые черви. М.: Наука, 1972, с. 106—113.

111. Федоров В. И., Сорокин Ю. И. Определение усвояемости водорослей, дрожжей и бактерий некоторыми представителями *Cladocera*. — ДАН СССР, 1967, т. 174, № 6, с. 969—970.

112. Чесноков В. А. Некоторые физиологические аспекты повышения продуктивности одноклеточных водорослей. — Вестник ЛГУ, 1962, № 9, с. 113—122.

113. Шорыгин А. А. Питание и пищевые взаимоотношения рыб Каспийского моря. — М.: Пищевая промышленность, 1952. — 253 с.

114. Шпет Г. И. Указания по разведению живого корма в рыбных хозяйствах (для рыбоводов). — Киев, изд. Ин-та рыбного хозяйства, 1949. — 23 с.

115. Шпет Г. И. Разведение дафний как живого корма в рыбоводстве. — Труды НИИ прудового рыбного хозяйства, 1950, № 7, с. 105—106.

116. Штоль А. А., Мельников Е. С., Ковров Б. Г. Расчет и конструирование культиваторов для одноклеточных водорослей. — Красноярск, 1976. — 95 с.

117. Щербакова Г. Я., Антониук М. П., Терсаков И. А. Агглютинация клеток как показатель состояния культуры. — В кн.: Непрерывное управляемое культивирование микроорганизмов. М., 1967, с. 159—164.

118. Щербина М. А. Содержание аминокислот в сыром протеине прудовых рыб и некоторых кормов. — Труды ВНИИПРХ, 1962, т. 11, с. 5—13.

119. Щербина М. А. Переваримость и эффективность использования питательных веществ искусственных кормов у карпа. — М.: Пищевая промышленность, 1973. — 132 с.

120. Эрман Л. А. Питание и размножение планктонных ко-

- ловраток *Brachionus calyciflorus* Pallas в массовых культурах. — ДАН СССР, 1962, т. 144, № 4, с. 926—929.
121. Яаска В. Влияние режима азотного питания на лимнический состав некоторых видов водорослей. — Известия Академии наук Эстонской ССР, сер. биол., 1964, т. 13, № 1, с. 33—39.
122. Яаска В. Зависимость продуктивности и химического состава некоторых штаммов зеленых водорослей от азотного питания. — Известия Академии наук Эстонской ССР, сер. биол., 1965, т. 14, № 1, с. 49—56.
123. Block J. R. The approximate amino acid composition of wild and hatchery trout (*Salvelinus fontinalis*) and some of their principal foods (*Gammarus* and *Hexagenia bilineata*). — Contr. Boyce Thompson inst. (1959), 20 s. 103—105.
124. Busse Technische Probleme bei der Protein-Gewinnung durch Massenkultur von Microalgen. Cheme-Ing-Techn. 43, Jahrg, 1971, № 1+2, 84—86.
125. Cleg J. S. The control of emergence and metabolism by external osmotic pressure and the role of free glicerol in developing cysts of *Artemia salina*. «J. Exp. Biol», 1964, 41, 4, 879—892.
126. Corti U. A. Essentielle Aminosauern in *Abramis* und *salmo* (Pisces) sowie *Tubifex* (Vermes) Schweir Z. Hydrol. 12 (1950), s. 94—98.
127. Curds C. R. An ecological study of the activated protozoa in activated sludge. «Oikos», 1969, 15, 2, 282—289.
128. Edlen A. Wachstum und Millen bei *Daphnia magna*. Acad. Abhandl, von Ake Edlen, Lund, 1943.
129. Fuchs J, Person-Le Ruyet. Stude comparative des possibilits d'elavage larvaire de quelques poissons marins avec une nouvelle souche d'ocufs d'*Artemia salina*, 1976, ICES, E: 24.
130. Grebecki A. and Kuznicki. Autoprotection in *Paramecium caudatum* by influencing the chemical properties of its medium. «Acta Biol. Exp.», 1955, 17, 72—118.
131. Green J. Size and reproduction in *Daphnia magna*. «Proceedings of the Zoological Society of London», 1964, vol. 124, № 1, 535—545.
132. Prammert F., Mefifert M. E. and Stratmann H. Nonsterille large scale culture of *Chlorella* in greenhouse and open air. Carnegie Inst. of Washington. Publ. 60, 1953, p. 166—176.
133. Huslin S. C. Hatchery for brine shrimp eggs or the like. VS Patent № 3604395, int. cl. AOIk 61/00, 1971, 3 pp.
134. Kanasawa T., Fujita C., Yuhara T., Sasa T. Mass culture of unicellular algae using the open circulation method. «J. gen. Appl. Microbiol.», 1958, v. 4, № 3, 135—152.
135. Kerherve G. B. de La descendance d'une *Daphnia* (*Daphnia magna*) on millions de germes en une saison. Ann. Biol. lacustr. 1927, 15.
136. Little A. D. Pilot-plant studies in the production of *Cladocera*. Carnegie Inst. of Washington. Publ. 60, 1953, p. 235—272.
137. Meyer K. Aquatic simulation on secondary cooling for ECCS «Winter simul. conf., Washington, D. C. 1974, vol. 2» Elmont, N. J. 1974, p. 767—768.
138. Monod J. La technique de culture continue, theorie et applications. «Ann. Inst. Pasteur», 1950, 79, 390—397.
139. Morton, Cook. 1966.
140. Myers J., Clark L. B. On apparatuses for the continuous culture of *Chlorella*. «J. Gen. Physiol.», 1944, 28, 103—112.
141. Nakamura H. Producing method of edible *Chlorella*—peas and *Chlorella spagetti* as foods. Reports from Microalgae research Institute of Japan, Tokyo, 1961, v. 2, № 1, 33—37.
142. Naumann E. Die Zucht von *Daphnia magna* Straus. Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, Abt., 1929, 9, v. 2.
143. Negus Ch. L. A quantitative study of growth and production of unionid mussels in the river Thames at Reading. «J. Anim. Ecol.», 1966, 35, 3.
144. Prescott D. Relation between multiplication rate and temperature in *Tetrahynema pyriformis* strains CZ and H. S. J. «Protozool.», 1957, 4, 4, 252—257.
145. Soeder C. I. Zum Entwicklungsstand der technischen Produktion von Mikroalgen. Chemic-Ing-Techn, 43, Jahrg, 1971, № 1—2, 87—88.
146. Sorgeloos P. First report on the triggering effect of light on the hatching mechanism of *Artemia salina* dry cysts. «Mar. Biol.», 1973, 22, № 1, 75—76.
147. Sorgeloos P., Bossuyt E., Lavina E., Boeza-Mesa M., Person G. Decapsulation of *Artemia* cyst a simple technique for the improvement of the Erive shrimp in aquaculture. «Aquacult.», 1977, 12 (11), p. 311—316.
148. Tasawa E., Gwanawi W. Вылупление молоди из яиц артемии, вымоченных в органических растворителях, Dobutsagaku Zasshi. Z. Mag. 1974, 83, № 3, p. 267—269.
149. Whitaker D. M. The tolerance of *Artemia salina* for cold and high vacuum. «J. Exp. Zool.», 1940, v. 83, 391—399.

ОГЛАВЛЕНИЕ

Введение	3
Глава I. Рыбоводная гидробиология: предмет, основные задачи и метод	7
Глава II. Естественная кормовая база — основа выбора объектов рыбоводной гидробиологии	11
Глава III. Культивирование планктонных водорослей	25
Методы и способы культивирования	25
Устройства для интенсивного культивирования микроводорослей	27
Питательные среды	36
Контроль за физиологическим состоянием	39
Определение биомассы культивируемых микроводорослей, урожайность	40
Глава IV. Получение живых кормов для рыб методом инкубации яиц водных беспозвоночных	42
Получение науплиусов <i>Artemia salina</i> — стартового корма для молоди рыб	47
Заготовка и очистка яиц	48
Хранение и активация яиц	51
Инкубация яиц	55
Глава V. Культивирование водных беспозвоночных	61
Инфузории	61
Нематоды	66
Коловратки	69
Олигохеты	75
Белый энхитрей	75
Тубифициды	81
Ракообразные	82
Личинки насекомых, хирономиды	106
Глава VI. Поликультура водных беспозвоночных одного трофического уровня	112
Глава VII. Пути изменения структуры пресноводных биоценозов и повышения продуктивности экосистем	122
Воздействие на биотоп водной экосистемы	124
Воздействие на биоценозы	130
Список использованной литературы	159