

Федеральное агентство по рыболовству (Росрыболовство)
Федеральное государственное бюджетное научное учреждение
«Всероссийский научно-исследовательский институт
рыбного хозяйства и океанографии»
(ФГБНУ «ВНИРО»)



**Борисов Р.Р., Ковачева Н.П., Жигин А.В.,
Никонова И.Н., Кряхова Н.В.**

**АКВАКУЛЬТУРА
АВСТРАЛИЙСКОГО
КРАСНОКЛЕШНЕВОГО РАКА
CHERAX QUADRICARINATUS
(VON MARTENS, 1868)**

**Москва
Издательство ВНИРО
2024**

УДК 639.517
ББК 47
А38

Рецензенты:

Бурлаченко И.В., доктор биологических наук,
директор департамента аквакультуры ФГБНУ «ВНИРО»
Пронина Г.И., доктор биологических наук,
профессор кафедры аквакультуры и пчеловодства
ФГБОУ ВО «РГАУ-МСХА имени К.А. Тимирязева»

A38 Борисов Р.Р., Ковачева Н.П., Жигин А.В., Никонова И.Н., Кряхова Н.В.
АКВАКУЛЬТУРА АВСТРАЛИЙСКОГО КРАСНОКЛЕШНЕВОГО РАКА *CHERAX*
***QUADRICARINATUS* (VON MARTENS, 1868). Монография. М.: Изд-во ВНИРО,**
2024. — 200 с.

В книге обобщен мировой и отечественный опыт научной и практической деятельности по изучению, разведению и выращиванию австралийского красноклешневого рака. В основу легли многочисленные экспериментальные работы, проведенные с 2013 по 2024 годы сотрудниками отдела аквакультуры беспозвоночных ФГБНУ «ВНИРО».

Рассмотрены особенности морфологии и поведения, рост и развитие, вопросы кормления, влияния абиотических факторов, проблема борьбы с каннибализмом на разных стадиях жизненного цикла в искусственных условиях содержания.

Изложена биотехника искусственного воспроизводства молоди заводским способом, подращивания молоди, выращивание в условиях прудов и бассейнов УЗВ, транспортировки товарных особей на дальние расстояния и их передержки.

Представлены технологическая схема и биотехнические показатели выращивания австралийского красноклешневого рака в условиях России.

Книга предназначена для специалистов аквакультуры, рыбохозяйственных научных и учебных учреждений, аспирантов, студентов высших учебных заведений, слушателей факультетов повышения квалификации работников агропромышленного и рыбохозяйственного комплексов (табл. 34, рис. 57, библи. 256).

ISBN 978-5-85382-541-3

© ФГБНУ «ВНИРО», 2024
© Борисов Р.Р., Ковачева Н.П., Жигин А.В.,
Никонова И.Н., Кряхова Н.В., 2024

ОГЛАВЛЕНИЕ

ВВЕДЕНИЕ	4
ГЛАВА 1. БИОЛОГИЯ АВСТРАЛИЙСКОГО КРАСНОКЛЕШНЕВОГО РАКА	6
1.1. Систематика и распространение	6
1.2. Морфо-физиологические особенности	10
1.3. Размножение и развитие	25
ГЛАВА 2. АВСТРАЛИЙСКИЙ КРАСНОКЛЕШНЕВЫЙ РАК КАК ОБЪЕКТ АКВАКУЛЬТУРЫ	30
2.1. Выращивание в мировой аквакультуре	30
2.2. Предпосылки и опыт выращивания в России	35
2.3. Основные факторы, влияющие на рост	39
2.3.1. Температура воды	39
2.3.2. Гидрохимические показатели	49
2.3.3. Корма и кормление	54
2.3.4. Плотность посадки и каннибализм	79
2.3.5. Биохимическая и гематологическая оценка физиологического состояния	95
2.4. Искусственное воспроизводство	99
2.4.1. Подбор производителей и формирование маточного стада	99
2.4.2. Получение и подращивание молоди	104
2.5. Товарное выращивание	113
2.5.1. Выращивание в прудах	113
2.5.2. Методы интенсификации прудового выращивания	131
2.5.3. Выращивание в бассейнах	134
2.6. Транспортировка и передержка	138
2.7. Заболевания и их профилактика	150
ГЛАВА 3. ТЕХНОЛОГИЧЕСКАЯ СХЕМА И БИОТЕХНИЧЕСКИЕ ПОКАЗАТЕЛИ	154
3.1. Общая технологическая схема	154
3.2. Характеристика этапов выращивания	158
3.2.1. Отбор и содержание производителей	158
3.2.2. Спаривание и получение самок с икрой	160
3.2.3. Содержание самок с икрой и ранней молодью	162
3.2.4. Подращивание молоди до 0,2-0,8 г	164
3.2.5. Подращивание молоди до 2-5 г	166
3.2.6. Выращивание товарных раков до массы 40-50 г в бассейнах ..	168
3.2.7. Выращивание товарных раков до массы 40-50 г в прудах ..	169
ЗАКЛЮЧЕНИЕ	171
ЛИТЕРАТУРА	176

ВВЕДЕНИЕ

Развитие аквакультуры в нашей стране планируется осуществлять в рамках общей Стратегии развития рыбохозяйственного комплекса Российской Федерации на период до 2030 года, которая предусматривает увеличение объема производства товарной аквакультуры до 618 тыс. т. При этом одна из задач, которая стоит перед отраслью, не просто нарастить количественные показатели, но и добиться расширения видового состава выращиваемых объектов и более активно использовать индустриальные методы.

Одним из путей увеличения разнообразия видового состава аквакультуры России может стать разведение ракообразных — группы гидробионтов, технологии выращивания которых в искусственных условиях находятся на стадии непрерывного совершенствования, а спектр их видов в мировой аквакультуре постоянно растет. В частности, доля десятиногих ракообразных в общем производстве аквакультуры составляет около 23% [FAO Fishstat Plus, 2017]. В 2012 году показатели производства десятиногих ракообразных методами аквакультуры превысили вылов из естественных водоемов. Разрыв продолжает увеличиваться, и в 2018 году методами аквакультуры выращено 10,5 млн т десятиногих ракообразных, что на 4,4 млн т больше вылова из естественных водоемов [Мировое производство..., 2019].

Австралийский красноклешневый рак сравнительно недавно стал объектом разведения — работы по его культивированию были начаты в 80-х

годах прошлого века, и его продуктивный потенциал еще не раскрыт в полной мере до настоящего времени. На территории европейских стран и России в качестве объекта аквакультуры и аквариумистики этот вид появился еще позднее — в начале нынешнего столетия [Souty-Grosset, et al., 2006]. По сравнению со многими другими ракообразными австралийский красноклешневый рак характеризуется высокой скоростью роста, неприхотливостью к условиям содержания, а самое главное — относительно низкими агрессивностью и проявлением каннибализма, что и делает его перспективным объектом раководства.

Данная работа знакомит читателя с особенностями биологии и выращивания австралийского красноклешневого рака (*Cherax quadricarinatus*), являясь результатом изучения и анализа мирового опыта его культивирования, а также выполненных в ФГБНУ «ВНИРО» собственных многолетних экспериментальных работ по изучению особенностей его разведения в специфических для вида климатических условиях России.

Считаем своим приятным долгом выразить искреннюю благодарность директору ФГБНУ «ВНИРО», доктору экономических наук К.В. Колончину и заместителю директора — руководителю Азово-Черноморского филиала, кандидату биологических наук А.В. Мирзояну за всестороннюю поддержку в процессе реализации научных программ по аквакультуре беспозвоночных и издание этого научного труда.

Авторы искренне признательны сотрудникам отдела аквакультуры беспозвоночных ЦИ ФГБНУ «ВНИРО», принимавшим на разных этапах участие в проведении исследований австралийского красноклешневого рака: кандидату биологических наук Д.С. Загорской, А.В. Паршину-Чудинову, М.Ю. Акимовой, Р.О. Лебедеву, Л.В. Воробьевой, кандидату сельскохозяйственных наук Д.В. Тырину. Особую благодарность хочется выразить сотрудникам Каспийского и Азовского филиалов ФГБНУ «ВНИРО» за предоставленную возможность принять участие в работах по прудовому культивированию красноклешневого рака.

Коллектив авторов также выражает благодарность доктору биологических наук И.В. Бурлаченко и доктору биологических наук Г.И. Прониной за ценные критические замечания и рекомендации по тексту книги.

ГЛАВА 1. БИОЛОГИЯ АВСТРАЛИЙСКОГО КРАСНОКЛЕШНЕВОГО РАКА

1.1. СИСТЕМАТИКА И РАСПРОСТРАНЕНИЕ

Cherax quadricarinatus (von Martens, 1868) — австралийский красноклешневый рак (синоним краснопалый рак). В англоязычной литературе употребляется название — *australian red claw crayfish* или коротко *redclaw crayfish*. Это речной рак, принадлежащий к семейству Parastacidae (тип Arthropoda; подтип Crustacea; класс Malacostraca; отряд Decapoda; подотряд Astacoidei; надсемейство Astacoidea). К семейству Parastacidae относят 151 вид речных раков из 9 родов, которые распространены преимущественно в южном полушарии [Crandall, Buhay, 2008].

Cherax quadricarinatus — достаточно крупный представитель речных раков — длиной тела до 20 см (рис. 1). В естественных условиях самцы могут достигать массы 500 г, а самки 400 г [Lawrence, Jones, 2002]. Средняя продолжительность жизни красноклешневого рака составляет около 5 лет. При содержании в аквариуме раки редко достигают размеров выросших в естественной среде особей [Хофштэттер, 2008]. Отличительной особенностью самцов данного вида является ярко-оранжевое пятно на внешней стороне клешни.

Австралийский красноклешневый рак — тропический вид обитает в реках на северо-западе Квинсленда и Северной Территории Австралии, а также юго-востока Папуа-Новой Гвинеи [Holthuis, 1986] (рис. 2). Будучи хорошо известным местным жителям, он оставался фактически неизвестным остальному миру до конца 1980-х годов, когда его начали выращивать в аквакультуре [Lawrence, Jones, 2002].

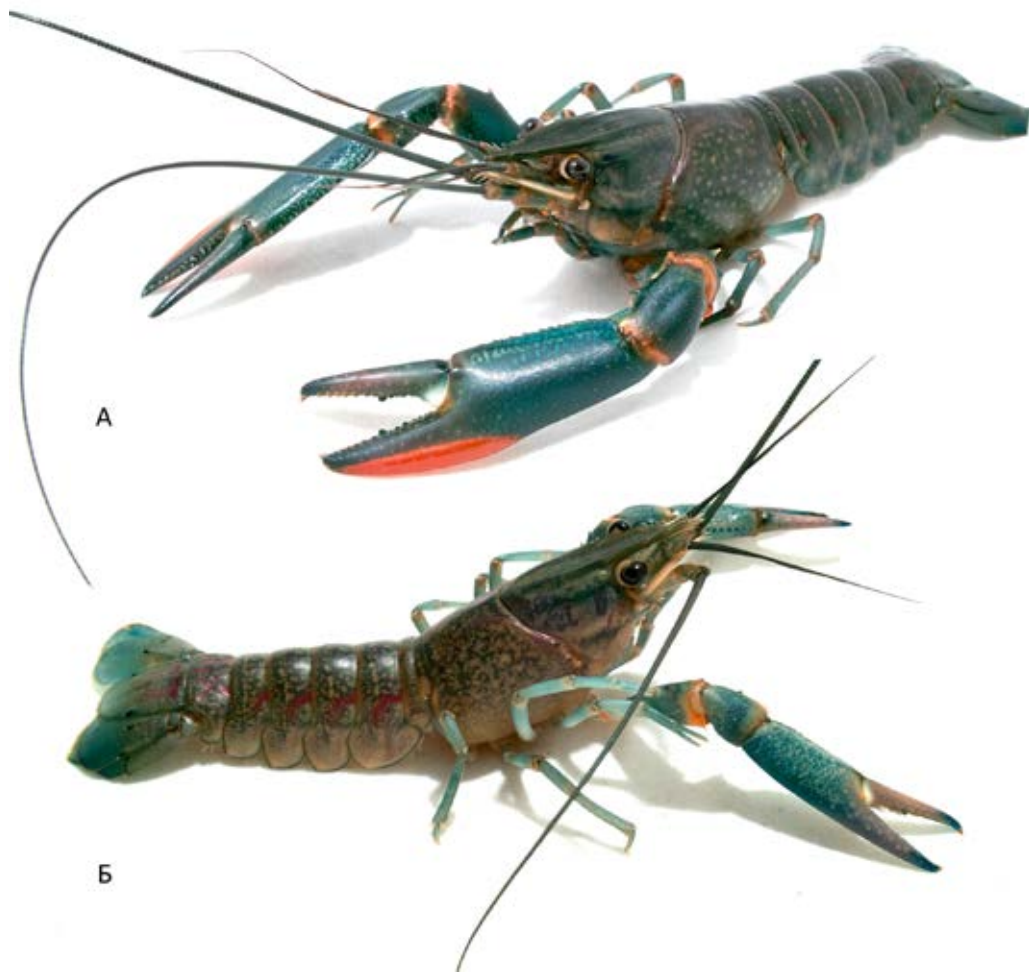


Рис. 1. Самец (А) и самка (Б) австралийского красноклешневого рака

Австралийский красноклешневый рак оказался подходящим для разведения объектом, и аквакультура этого вида начала активно распространяться по всей Австралии, а вскоре и в других странах Южной Азии, Северной и Южной Америки. На сегодняшний день австралийский красноклешневый рак отмечен в 67 странах/территориях, а его устойчивые популяции отмечены в естественных водоемах 22 стран на всех континентах, кроме Антар-



Рис. 2. Нативный ареал австралийского красноклешневого рака
[по Lawrence, Jones, 2002]

ктиды [Sallehuddin et al., 2021; Haubrock et al., 2021]. Задokumentированные популяции за пределами нативного ареала существуют в тропических или субтропических климатических зонах [Bergh et al., 2016]. Будучи тропическим видом, австралийский красноклешневый рак хорошо чувствует себя при высоких температурах, но не выдерживает длительного пребывания при температуре ниже 10 °C [King, 1994; Semple et al., 1995]. Смоделированный потенциальный ареал рака, основанный на климатических предпочтениях, не включает Европу [Larson, Olden, 2012]. Тем не менее, раки были зафиксированы в дикой природе в Германии, Нидерландах и Англии, хотя, по

всей вероятности, это особи, выпущенные из аквариумов и не образующие устойчивых популяций [Holdich et al., 2009; Bergh et al., 2016]. Устойчивая популяция отмечена в Словении, однако водоем не является типичным для Европы — это старичное озеро с термальными источниками [Jaklič, Vrezec, 2011]. Несколько особей также обнаружили в термальных водоемах Венгрии [Weiperth et al., 2019; Bláha et al., 2022]. Присутствие рака фиксировали несколько лет подряд в одной из рек Испании, при этом существование самовоспроизводящейся популяции не было подтверждено, т.к. не было встречено самок с икрой [Arias, Torralba-Burrial, 2021].

Австралийский красноклешневый рак предпочитает водоемы с высокой мутностью воды, слабым течением или стоячими участками, характерные для рек родного региона. В период муссонных дождей сильные потоки воды могут сносить раков вниз по течению. В связи с этим австралийский красноклешневый рак имеет склонность перемещаться вверх по течению рек, такое поведение также позволяет избегать мелеющих и пересыхающих в сухой сезон участков водотоков.

Климатические условия родного региона обусловили температурный диапазон существования красноклешневого рака. Предпочтительные температуры от 23 °С до 31 °С. Летальными для вида являются температуры ниже 10 °С и выше 36 °С. Для размножения температура воды должна быть выше 22–23 °С [King, 1993a; Lawrence, Jones, 2002; Humberto, Jose, 2006].

Хотя особи этого вида могут достигать достаточно крупных размеров, они считаются менее агрессивными, чем большинство представителей североамериканских видов [Medley et al., 1993]. Эта черта может отражать адаптацию к условиям окружающей среды, с которыми сталкивается этот вид в тропической Австралии, где ярко выражены сезоны дождей и засухи. В период сухого сезона обмеление водных объектов приводит к повышению плотности раков в водоемах, а с наступлением сезона дождей они рассеиваются, мигрируя в недавно затопленные участки. В этих условиях снижение агрессивности адаптивно для выживания и сохранения популяции. На всех этапах жизненного цикла особи австралийского красноклешневого рака нуждаются в убежищах, но они не ведут такой активной деятельности по рытью нор, как большинство других речных раков, предпочитая использовать иные доступные укрытия.

1.2. МОРФО-ФИЗИОЛОГИЧЕСКИЕ ОСОБЕННОСТИ

Тело речного рака состоит из головогруды (цефалоторакс) и брюшка (абдомен). Головогрудь со спины и боков прикрыта мощным панцирем (карапаксом), боковые части (брахиостегиты) которого, закрывая жабры, формируют жаберные камеры. Передняя часть карапакса вытянута в длинный клиновидный роstrum. Брюшко, образованное подвижно соединяющимися шестью члениками и тельсоном, легко подгибается под головогрудь.

Тело раков покрыто твердым экзоскелетом, имеющим кутикулярное происхождение и выполняющим как защитную, так и опорную функции. Жесткость покровов у речных раков обеспечивается не только за счет хитина, но и из-за присутствия большого количества карбоната кальция (CaCO_3) в кутикуле. Особенно большое количество кальция сосредоточено в мандибулах, что придает им необычайную прочность и позволяет выполнять механическую обработку пищи. На рис. 3 представлена схема покровов речного рака.

Кутикула покрывает все части тела рака, образованные эктодермой, включая глаза, жабры, пищевод, желудок и заднюю кишку. Толщина и степень кальцификации кутикулы при этом сильно варьирует в зависимости от функций, выполняемых конкретным органом. Так, на жабрах она минимальна и не препятствует процессу газообмена и ионному транспорту, а мандибулы и зубцы желудочной мельницы сильно кальцифицированы — это позволяет ракам раскалывать раковины и перетирать моллюсков.

Несмотря на явные преимущества, которые дают твердые, неподдающиеся растяжению внешние покровы, из-за их присутствия вытекает ряд ограничений. Наиболее важным из которых является то, что рост и изменения в морфологии особи становятся возможны только в результате линьки (смены кутикулярных покровов). Линьке предшествует процесс формирования новых покровов, выведение полезных веществ из старой кутикулы и ее отслоение. В процессе линьки кутикула сбрасывается полностью, включая выстилку желудка и задней кишки. После линьки новая кутикула остается мягкой и способной растягиваться. В этот короткий промежуток времени происходит увеличение размеров особи за счет поглощения воды в пищеварительной системе и осмотического транспорта в жабрах [de Fur et al., 1985; Neufeld, Cameron, 1994]. Это приводит к многократному увеличению давления гемолимфы и обеспечивает расправ-

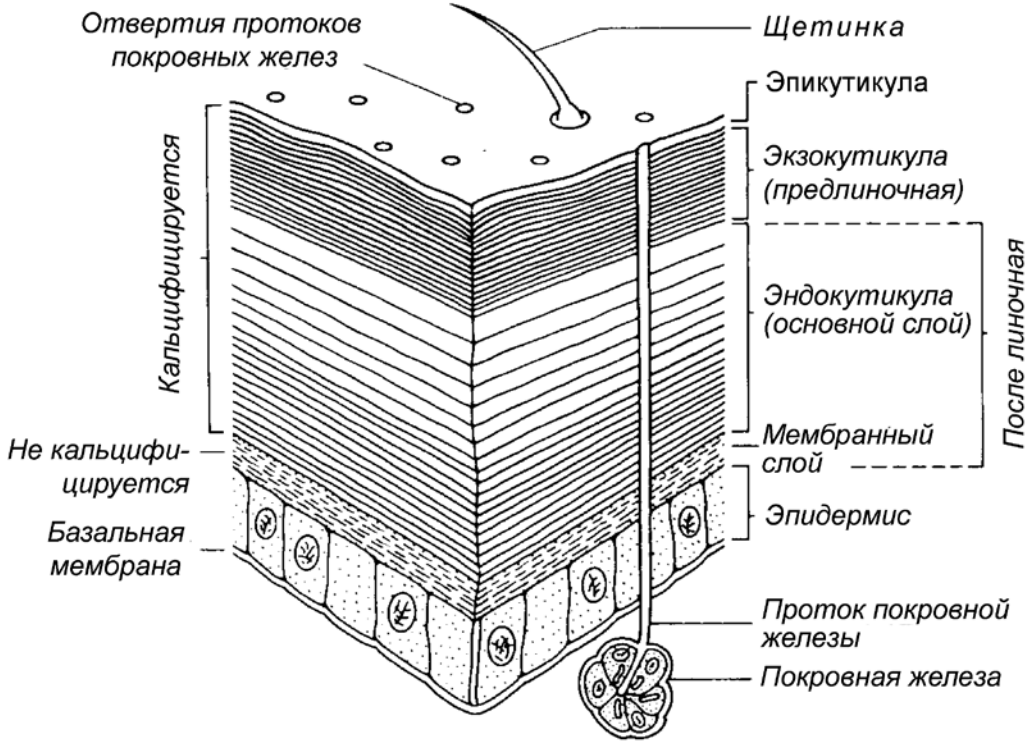


Рис. 3. Схема строения покровов речного рака [из Lowery, 1988]

ление новых покровов [Magnum, 1992]. Восстановление твердости панциря зависит от размера особи и может потребовать от нескольких часов у ранней молодежи до нескольких суток у крупных половозрелых особей.

Линька у речных раков регулируется гормонами. Гормон линьки — экдистероид, синтезируется в Y-органе. Этот орган представляет собой парную эпителиальную эндокринную железу, расположенную в сегменте максилл II. Ее клетки поглощают из гемолимфы холестерол и преобразуют его в экдизон — гормон линьки. Противоположное экдизону действие оказывает сдерживающий линьку гормон (MИH — moult inhibiting hormone), который тормозит выделение, а, возможно, и синтез гормона линьки. MИH является нейрогормоном, его синтез идет в X-органе, а накопление осуществляется в синусовой железе — нейрогемальном органе, из которого гормон выделяется. Комплекс X-органа и синусовой железы находится в глазном стебельке.

Процессы, связанные с линькой, и сам процесс линьки одинаковы для всех возрастных групп, но линяют молодые особи чаще, а с возрастом промежутки между линьками возрастают. Рост и частота линек зависят от условий содержания и внешней среды. Так, например, с повышением температуры воды происходит увеличение частоты линек. Наличие жестких внешних покровов и процесса линьки являются причинами большого количества особенностей биологии речных раков, которые необходимо учитывать при проведении работ по их культивированию (табл. 1).

Таблица 1. Особенности биологии речных раков, связанные с наличием у них экзоскелета и процесса линьки

Особенности	Проявление	Хозяйственное значение
Плотные наружные покровы.	Небольшие потери воды во время пребывания на воздухе. Терпимое отношение к обсыханию большей части внешних покровов.	Возможность длительной (несколько суток) транспортировки вне воды.
Твердость покровов придает карбонат кальция.	После линьки в организме образуется дефицит кальция. Отложение карбоната кальция зависит от pH воды.	Низкий pH и недостаток кальция в воде и пище приводят к истончению покровов и невозможности нормального прохождения линьки.
В процессе линьки происходит смена покровов ротовых конечностей и желудка.	Перед и после линьки ротовые конечности и зубы, расположенные в желудке утрачивают твердость, что делает невозможным питание.	Перед и после линьки речные раки не питаются. Продолжительность этого периода зависит от возраста особи и увеличивается по мере ее роста.
Перед линькой происходит размягчение старых покровов. После линьки новые покровы обретают твердость постепенно.	Линька – самый сложный и опасный период в жизни раков. В период линьки раки становятся особенно уязвимы, что может стать причиной хищничества и каннибализма.	Необходимо проводить работы, направленные на снижение контактов между особями в период линьки путем снижения плотности посадки, установки убежищ и структурирующих объем субстратов. Перед линькой и после невозможна транспортировка раков, и нежелательно проведение технологических операций.

Таблица 1. Продолжение.

Особенности	Проявление	Хозяйственное значение
Продолжительность линочных процессов зависит от возраста.	Молодь линяет чаще взрослых особей. Линочные процессы занимают больше времени и протекают сложнее у взрослых особей.	Рассинхронизация линек, совместное содержание особей разного возраста и пола увеличивает вероятность каннибализма.
Покровы раков становятся способными к растяжению только в короткий промежуток времени после линьки.	Увеличение размера и веса тела происходит непосредственно после линьки.	Рост раков происходит ступенчато и зависит от частоты линек.
Температура — один из основных факторов, влияющих на продолжительность межлиночных периодов.	С повышением температуры (в пределах оптимума) увеличивается частота линек. Понижение температуры (в пределах оптимума) снижает частоту линек.	С повышением температуры (в пределах оптимума) увеличивается скорость роста раков. Снижение температуры уменьшает частоту линек и случаев каннибализма.
Линька — энергетически затратный процесс.	Особь, находящаяся в плохой физической форме, может погибнуть во время линьки или же иметь низкий прирост.	Для успешного прохождения линьки ракам необходимо усиленное питание.
Перед линькой происходит формирование новых покровов.	Перед линькой у особи имеется два слоя достаточно мягких покровов.	Раки перед линькой обладают низкими потребительскими качествами.
В процессе линьки происходит смена покровов и регенерация конечностей.	В результате линьки происходит уменьшение количества повреждений и загрязнений покровов, снижается количество эктопаразитов, а также же восстанавливаются утраченных или поврежденные конечности.	Внешний вид раков после линьки улучшается.
Объем тела рака после линьки увеличивается за счет поступления в гемолимфу и ткани воды.	Ткани после линьки становятся водянистыми.	Сразу после линьки мясо раков обладает низкими потребительскими качествами.

Название отряда Decapoda «десятиногие» определяется наличием у его представителей пяти пар грудных конечностей (переопод). На самом деле речные раки имеют 18–19 пар конечностей (придатков тела): антенны, антеннулы, мандибулы, максиллулы, максиллы, три пары максиллипед,

пять пар переопод (первые три пары имеют клешни), пять пар плеопод (у австралийского красноклешневого рака только четыре пары), уropоды. Конечности ракообразных специализированы для выполнения большого числа функций и фактически являются основным инструментом взаимодействия особи с внешней средой [Павлов, 2000]. Конечности можно подразделить на группы (комплексы) в соответствии с их принадлежностью к определенному отделу тела и выполняемых ими функций: антенны I–II; ротовые конечности (мандибулы, максиллулы, максиллы, максиллипеды I–III); переоподы I–V; плеоподы I–V; хвостовой веер (уроподы и тельсон). У речных раков можно выделить следующие основные функции, выполняемые конечностями: хеморецепция (органы обоняния и вкуса); механорецепция; ориентация в пространстве (орган равновесия); механическая обработка пищи; поиск и захват корма; передвижение (хождение) по дну; дыхание (жабры на конечностях); груминг (чистка); пассивная чистка жабрного аппарата; создание тока воды через жабры; создание токов воды, которые связаны с выполнением ряда функций, в т.ч. с хемоориентацией в пространстве, вентиляцией норы и т.д.; защита и нападение; половое поведение и другие виды внутри групповых взаимодействий; реакция избегания (плавание назад); вынашивание икры; уход за икрой.

Важное значение для выполнения конечностями своих функций представляют расположенные на них многочисленные и разнообразные щетинки. Щетинки являются удлинненными выростами кутикулы, чаще всего имеющими сочленение в основании, что делает их более гибкими [Garm, 2004]. Щетинки выполняют множество функций от механической обработки пищи до участия в создании токов воды. Значительная часть щетинок в той или иной степени является частью сенсорной системы и относится к механорецепторным, хеморецепторным или бимодальным, выполняющим обе функции одновременно [Garm et al., 2003; Garm et al., 2004; Garm, Watling, 2013]. Наиболее богатое и разнообразное щетиночное вооружение располагается на конечностях ротового комплекса (рис. 4). Ротовые конечности образуют плотную группу, активно взаимодействуют друг с другом, образуя единый морфофункциональный комплекс, обеспечивающий эффективное выполнение различных функций: захват и обработка пищи, создание токов воды различного назначения (двига-

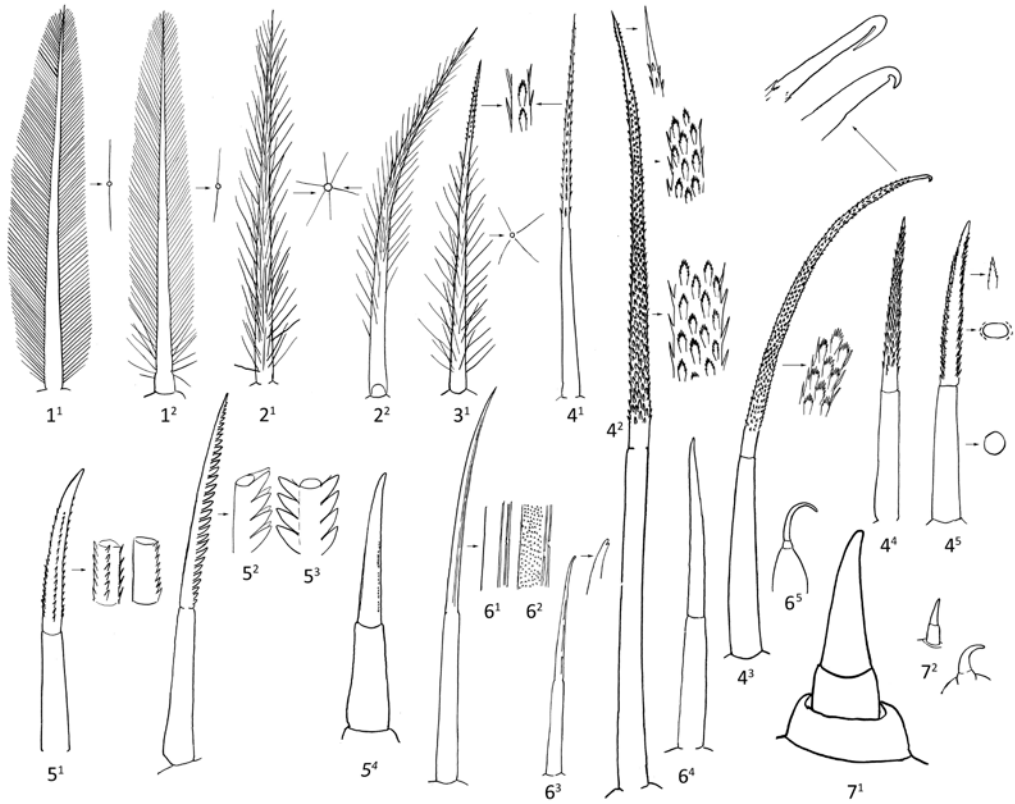


Рис. 4. Щетинки ротовых конечностей взрослой особи австралийского красноклешневого рака (ДК — 47 мм): 1 — перистые; 2 — хохлатые; 3 — хохлато-зубчатые; 4 — композитные; 5 — зубчатые; 6 — простые; 7 — остроконечные

тельных, дыхательных, фильтрационных, рецепторных), дыхание, хеморецепция, груминг и т.д. Специализация конечностей для выполнения определенных функций достигается за счет их морфологического строения, взаимного расположения, совершаемых движений и расположенного на них разнообразного щетиночного вооружения.

Переоподы — самая заметная группа конечностей десятиногих ракообразных. Спектр выполняемых ими функций у австралийского красноклешневого рака не ограничивается передвижением по дну. Важной морфологической модификацией переопод является наличие клешней. Клешненоносные конечности используются для сбора и на-

чальной обработки пищевых объектов. Первая пара клешней используется для защиты от хищников, а также для внутривидовой коммуникации, в т.ч. при агрессивных контактах (рис. 5), при спаривании и т.д. Кроме того, переоподы несут жабры и принимают участие в формировании дыхательных токов в жаберной камере. Щетиночное вооружение на переоподах менее развито в сравнении с конечностями ротового комплекса. Чаще всего, это различного рода чувствительные щетинки и сенсиллы [Фомичев, 1986].

Особенностью речных раков является способность к автотомии (отбрасывание самим животным при раздражении какого-нибудь органа или конечности) первой пары переопод, которые достаточно легко обламываются у основания. Потеря клешней — частое явление, происходящее при высокой плотности содержания в результате интенсивных агрессивных контактов. Здесь также можно отметить, что у речных раков хорошо развита способность к регенерации утерянных конечностей. Их восстано-



Рис. 5. Использование переопод при внутригрупповой конкуренции у австралийского красноклешневого рака

ление происходит в несколько этапов и так же, как и любой другой рост у ракообразных, связано с линькой. Однако процесс этот длительный, постепенный и энергетически затратный, сопровождается, как правило, замедлением общего роста особи. При утрате первой пары переопод взрослыми особями восстановить их в полном размере чаще всего не удается даже после прохождения особью нескольких линек.

Основные органы чувств речных раков сосредоточены в передней части головогруды: сложные фасетчатые глаза на подвижных глазных стебельках; короткие двуветвистые антеннулы — орган обоняния, расположенный в основании антеннул;статоцисты — орган равновесия; длинные одноветвистые антенны — орган осязания; хеморецепторы на ротовых конечностях — орган вкуса. Кроме того, на теле рака и его конечностях располагается большое количество механо- и хеморецепторов, ориентированных на выполнение различных задач.

Нервная система представлена надглоточным ганглием (головным мозгом), окологлоточными коннективами и брюшными нервными стволами с ганглиями в каждом сегменте. В состав ганглиев у раков входят нейросекреторные клетки, которые выделяют гормоны, поступающие в гемолимфу и влияющие на обменные процессы, линьку и развитие.

Для сбора пищи и ее первичной механической обработки речные раки используют три пары клешненосных переопод и ротовые конечности. Желудок раков имеет хитиновую выстилку и разделен на две камеры. Передняя — кардиальная часть желудка — представляет собой объемистый мешок, а ее спинная и заднебоковые части имеют сложную систему хитиновых пластинок и зубцов, предназначенных для измельчения пищи. Задняя (пилорическая) часть меньше по размеру и обладает сложной системой фильтров — для отделения жидких и мелкоизмельченных компонентов от более крупных частиц. Огромную роль в пищеварении раков играет пищеварительная железа гепатопанкреас, занимающая большую часть головогруды. Ферменты, синтезируемые в гепатопанкреасе, поступают в желудок, где под их действием начинается переваривание пищи. Жидкая, частично ферментированная фракция пищи, из пилорической части желудка попадает в протоки гепатопанкреаса, где продолжается резорбция пищи и происходит поглощение

питательных веществ. Пищеварительная система раков позволяет им использовать широкий спектр пищевых ресурсов. В частности, есть сведения о наличии у австралийского красноклешневого рака продукции ферментов целлюлаз, которые позволяют ему переваривать целлюлозу и аналогичные сахара [Xue et al., 1999].

Органом дыхания являются жабры, расположенные в жаберных камерах, ограниченных от внешней среды латеральными выростами карапакса — бранхиостегитами. Ток воды в жаберных камерах создается за счет дорзовентральных насосных движений скафогастритидов — пластинчатых придатков максилл, расположенных в жаберных камерах. Жабры имеют большую поверхность, тонкую кутикулу и эффективное кровоснабжение.

Кровеносная система красноклешневого рака, как и у других десятиногих ракообразных, относится к незамкнутому типу. Сердце расположено за желудком, на спинной стороне тела рака в полости перикардиальной (околосердечной) сумки. Сердце представляет собой небольшой мускулистый мешочек, в стенках которого имеются три пары остий. Кровь (гемолимфа) через остии попадает из околосердечной полости в сердце. При сокращении камер сердца гемолимфа поступает в артерии, а из них выливается в промежутки между органами. Венозная кровь по синусам поступает в систему капилляров в жабрах, затем обогащенная кислородом гемолимфа попадает в перикардиальный синус.

В гемолимфе присутствуют три основных типа клеток (гемоцитов): гиалиновые клетки (hyaline cells), полугранулоциты (semigranulocytes) и гранулоциты (granulocytes) [Lanz et al., 1993; Vogt, Rug, 1996]. Плазма, главным образом, состоит из воды, ионов и белков. Доминирующим белком в гемолимфе (более 90%) является гемоцианин — переносчик кислорода. Остальная часть белковой фракции включает белок свертывания, иммунные компоненты защиты и т.д.

Органы выделения у речного рака представлены одной парой антеннальных желез, отверстия которых открываются наружу у основания коксоподита антенн II. Основной их функцией является удаление излишней воды, поступающей в организм через жаберный эпителий, тогда как классическая функция удаления продуктов азотистого обмена принадлежит жабрам [Vogt, 2002]. Наряду с гепатопанкреасом анте-

нальные железы участвуют в детоксикации тяжелых металлов и органических ксенобиотиков.

Окраска особей австралийского красноклешневого рака из природной среды преимущественно зеленовато-бурая с синими элементами и с желтыми пестринами (рис. 6). Участки между сегментами обычно выделены красным, голубым, оранжевым или розовым цветами.

Окраска взрослых раков формируется в основном за счет пигментов, присутствующих в кутикуле, и линочный экзувий рака имеет яркую окраску (рис. 7А). Основу окраски составляет каротино-протеиновый комплекс белка краустацианина и свободного астаксантина. После термической обработки белковый комплекс распадается и экзувий приобретает ярко-красный цвет (рис. 7Б).

У раков, выращиваемых в искусственных условиях, в зависимости от состава кормов и условий содержания окраска особей может отличаться от окраски раков из естественной среды. Например, окраска может за-



Рис. 6. Австралийские красноклешневые раки, выращенные в прудах Центра аквакультуры «Взморье» Азово-Черноморского филиала ВНИРО

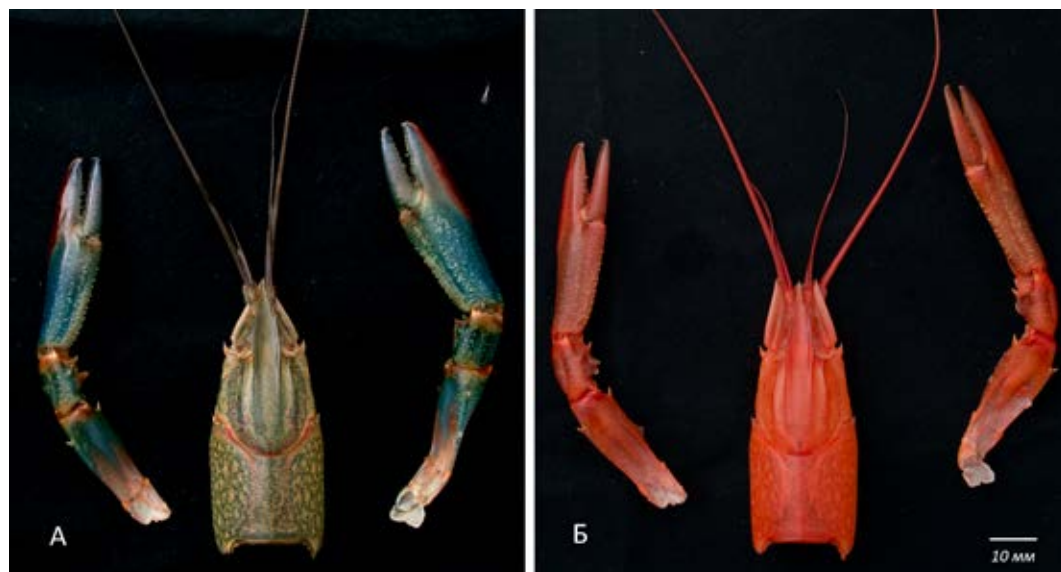


Рис. 7. Экзувий австралийского красноклешневого рака до (А) и после термической обработки (Б)

висеть от цвета емкости содержания (рис. 8). Особи из емкостей черного цвета имеют более темную окраску, а из емкостей светлого цвета более светлую, часто голубоватую. Поскольку окраска взрослых особей формируется преимущественно за счет пигментов, депонированных в кутикуле, для ее изменения требуются значительный временной промежуток и прохождения особью через одну или несколько линек.

Состав кормов также играет важную роль в формировании окраски. При использовании кормов с низким содержанием астаксантина окраска раков отличается от окраски раков из естественных водоемов. Например, при кормлении раков личинками домового мухи особи имели светлую окраску с преобладанием голубого цвета, а при кормлении комбикормом Tetra Wafer Mix (производства Tetra, Германия) с высоким содержанием астаксантина, имели темную насыщенную, зеленовато-синюю окраску (рис. 9).

Австралийский красноклешневый рак — раздельнополый вид с двусторонне симметричной половой системой. У самок половая система состоит из пары яичников и яйцеводов, открывающихся на коксоподитах третьей

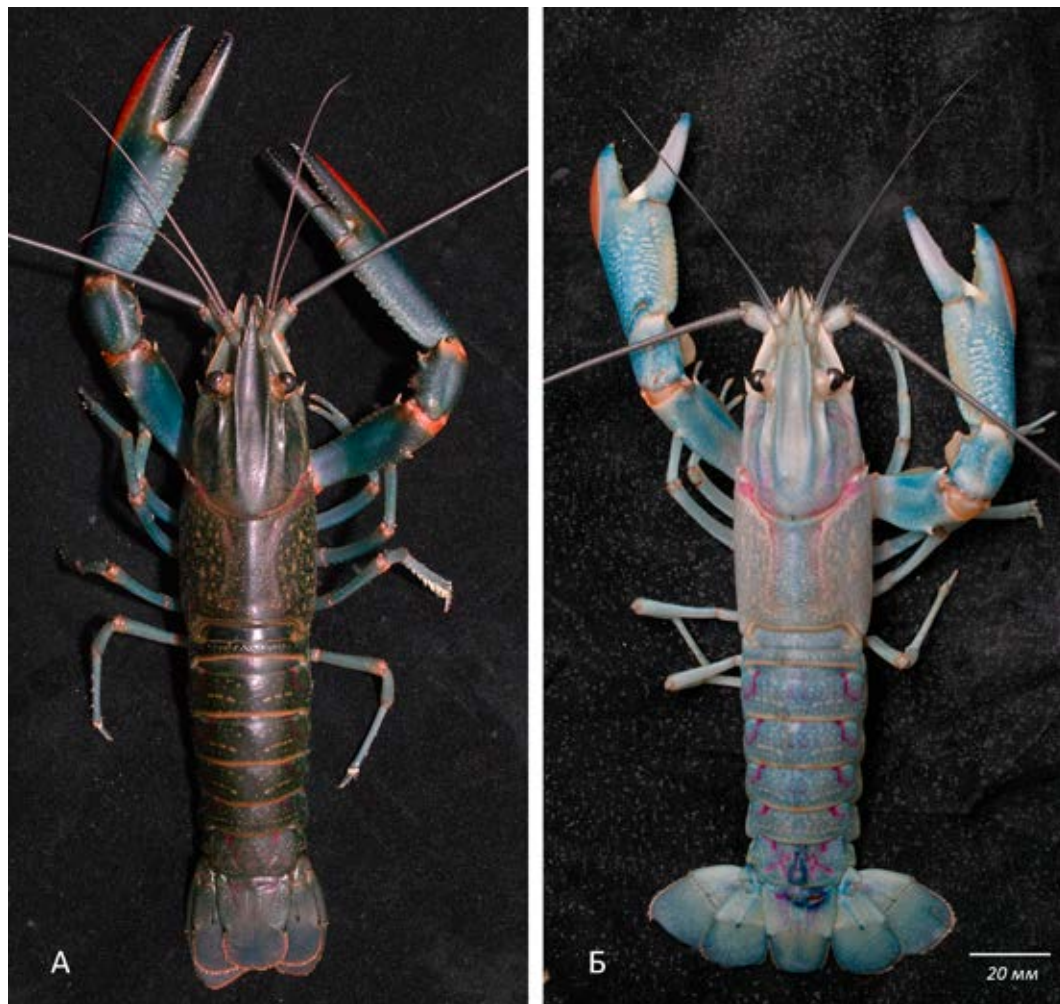


Рис. 8. Окраска самцов австралийского красноклешневого рак, содержащихся в черной (А) и светло-серой (Б) емкостях

пары переопод (ходильных ног) (рис. 10Б). Яичники расположены в головогрудном отделе, дорсально по отношению к желудку и гепатопанкреасу. У самцов имеются парные семенники и сперматоводы, которые открываются отверстиями на коксоподитах пятой пары переопод (рис. 10А), здесь же у самцов располагается мужской придаток (*appendix masculinae*).



Рис. 9. Окраска молоди австралийского красноклешневого рака при кормлении комбикормом Tetra Wafer Mix (А) и личинкой домашней мухи (Б)

Как уже говорилось, отличительной особенностью самцов являются ярко-оранжевые пятна, расположенные на внешнем крае клешней. Покровы тела особи в этом месте не только имеют яркую окраску, но и не склеротизированы (мягкие). Значение этого органа до конца не ясно. Предполагается, что пятна используются при коммуникации между особями популяции, в т.ч. сообщают информацию о физиологическом состоянии особи [Karplus et al., 2003]. Самцы, как правило, крупнее самок, быстрее растут [Curtis, Jones, 1995; Manor et al., 2002], имеют более высокий выход мяса и привлекательную, с коммерческой точки зрения, яркую окраску.

Формирование вторичных половых признаков у особи начинается достаточно рано. Уже на VI–VIII стадии молоди можно различить самцов и самок по расположению половых отверстий. Характерные для самцов оранжевые пятна начинают проявляться значительно позже. Однако их наличие или отсутствие не может быть однозначным маркером пола. Проявление оранжевых пятен на клешнях далеко не всегда зависит от размера особи. В результате самцы со слабо выраженными признаками могут быть

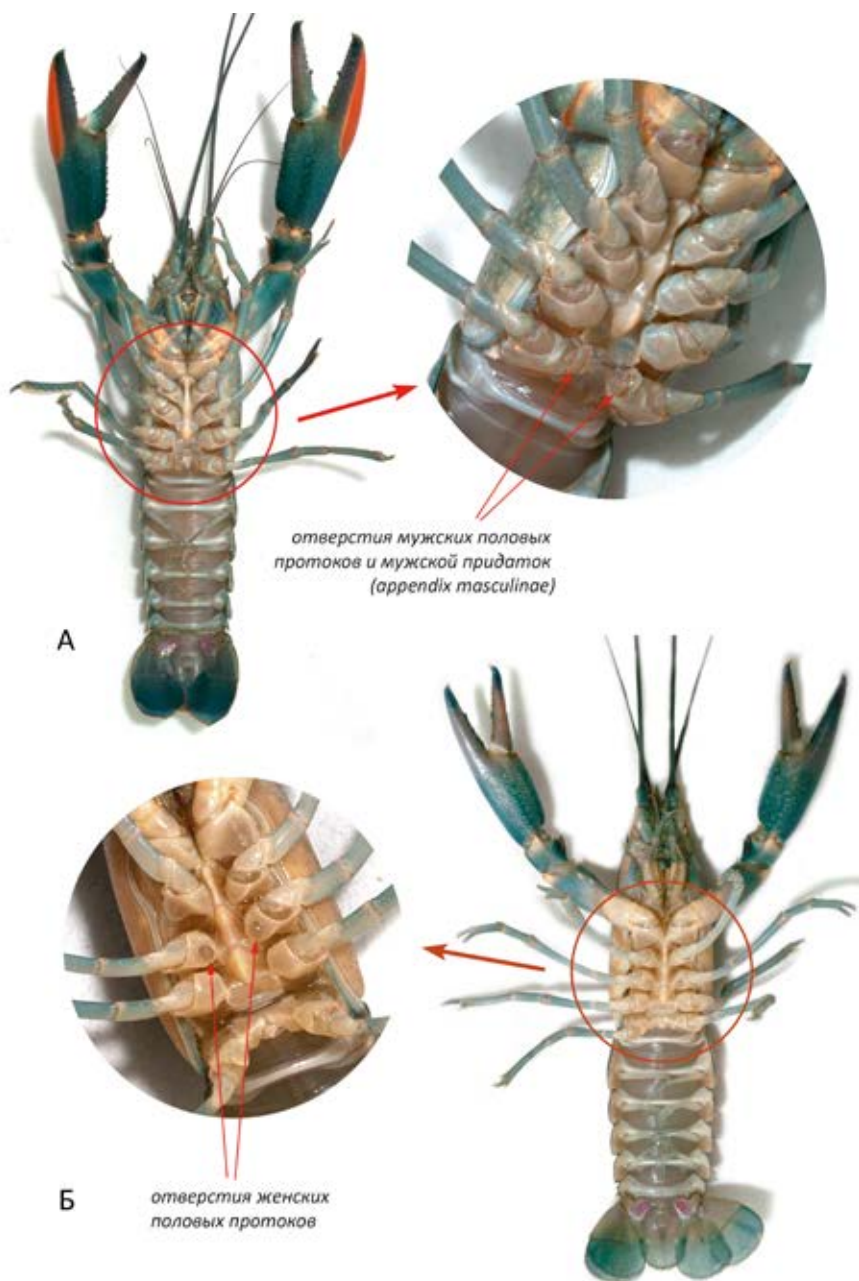


Рис. 10. Самец (А) и самка (Б)
австралийского красноклещевого рака

зачислены в разряд самок, что может создавать проблемы при раздельном выращивании самцов и самок. При культивировании *Cherax quadricarinatus* наблюдается появление интерсексов — особей, обладающих одновременно мужскими и женскими половыми признаками (рис. 11). У таких особей наблюдается одновременное наличие мужских и женских половых отверстий, причем в ряде случаев отверстия могут быть непарными. При этом физиологически особи являются или самками, или самцами. Как показали исследования, особи, имеющие мужской придаток (*appendix masculinae*) и оранжевое пятно на клешнях, физиологически являются самцами, но при этом могут иметь яичники на стадии превителлогенеза [Sagi et al., 1996]. А особи, имеющие мужские и женские половые отверстия, но не имеющие мужских придатков и оранжевого пятна, являются самками [Vazquez, López, 2007].



Рис. 11. Внешний вид особи, обладающей одновременно мужскими и женскими половыми признаками (интерсекс)

1.3. РАЗМНОЖЕНИЕ И РАЗВИТИЕ

Половая зрелость австралийских красноклешневых раков определяется в большей степени не возрастом, а размером тела. По сведениям ряда авторов [Jones, 1995a; Masser, Rouse, 1997], половая зрелость у самок наступает в 7–9 месяцев, массой — 50–100 г. Однако по нашим данным в условиях бассейнов УЗВ самцы и самки достигали половозрелости через 6–7 месяцев после выхода из яиц при массе более 30 и 20 г соответственно. Средняя продолжительность жизни красноклешневых раков составляет около 5 лет.

Жизненный цикл у австралийского красноклешневого рака, так же как и у других видов речных раков, упрощен, личиночные стадии отсутствуют. Утрата планктонной личинки характерна для большинства видов гидробионтов, перешедших к жизни в пресноводных водоемах. Существенная эмбрионизация развития сопровождается увеличением размера яиц и, как следствие, уменьшением их числа. Плодовитость красноклешневого рака составляет от 100 до 1000 яиц (в среднем от 300 до 800 яиц) на самку и зависит от размера особи [Jones, 1995a; Masser, Rouse, 1997], физиологического состояния, возраста самок, абиотических и биотических факторов [King, 1993b]. По данным К. Кинга [King, 1993b] для самок, масса которых составляла от 13 до 112 г, связь плодовитости (С, количество яиц на плеоподах) с массой особи (m, г) имела линейную зависимость:

$$C = 106 + 6,5 \times m.$$

Т.Т. Нгуен [2017] также отмечает, что более крупные самки откладывают больше икры и лучшего качества. Одна самка обычно может давать два-три потомства в год, размножение носит сезонный характер и происходит чаще всего весной и летом [King, 1993b; Saoud et al., 2013]. При содержании в круглогодичных благоприятных условиях (при температуре воды 26–29 °С) самки могут размножаться от 3 до 5 раз в год [Sammy, 1988; Jones, 1990; 1995a; Masser, Rouse, 1997].

Спаривание происходит между половозрелыми особями чаще всего по окончании процесса репродуктивной линьки у самки. У австралийских красноклешневых раков оплодотворение наружное. В период спаривания наблюдается повышенное внимание самцов к половозрелым самкам. Сам-

ки активно очищают вентральную часть брюшка. В процессе спаривания самец, находясь сверху, выделяет из семяпровода сперматофорную массу на брюшко самки вблизи ее половых отверстий (между III и V парами ходильных ног). После соприкосновения с водой эта масса твердеет. По прошествии определенного времени, чаще всего после 12–24 часов самки приступают к откладке яиц.

Обычно у речных раков до откладки яиц самка подгибает брюшко под голову и в образованное замкнутое пространство выделяется слизистая жидкость. Уже в процессе откладки яиц в эту выводковую камеру выделяется также секрет половых желез самки. Осуществляя ритмические движения брюшными ножками, самка смешивает слизистую жидкость с секретом половых желез, которые попадают на оболочки сперматофоров и растворяют их. Освободившиеся сперматозоиды оплодотворяют отложенные яйца, которые затем прикрепляются к плеоподам самки.

Сразу после откладки икра имеет оливковый или более темный почти коричневый цвет (рис. 40). Варианты окраски икры, по-видимому, зависят от конкретной самки и могут варьировать как между популяциями, так и внутри одной популяции. Самка выступает в качестве живого инкубатора, не только оберегая яйца, но и активно вентилируя и чистя их. Продолжительность эмбрионального развития зависит, в первую очередь, от температуры инкубации, а также от индивидуальных особенностей особи.

Оптимальным для развития эмбрионов является диапазон температуры 25–30 °C [King, 1993a; Zhao et al., 2000]. Так, по данным М. Гарсиа-Гуэро с соавторами [2003] при температуре 26 °C длительность инкубационного периода составляет 31 день. По нашим данным средняя продолжительность развития икры при 28 °C составляла около 25–30 суток. Температура 22 °C является критической для развития икры [King, 1993a], процесс эмбрионального развития при этой температуре составляет около двух месяцев, а при более низких температурах икра не развивается.

Выклев эмбрионов из икры происходит путем разрыва оболочки. Вылупившийся рачок по плану строения в целом соответствует взрослой особи, но еще сильно недоразвит и имеет ряд существенных отличий (12А), многие из которых сохраняются и после первой линьки (рис. 12Б). В связи с этим первые две стадии развития после выхода из яиц часто называют

личиночными или постэмбриональными, и только после второй линьки, когда рачок становится окончательно похож на взрослую особь, его называют молодью (рис. 12В).

На первой стадии у рачка головогрудь выпуклая из-за большого количества желтка, занимающего большую ее часть (рис. 12А). Покровы тела практически прозрачные. Глаза сидячие, антенны и антеннулы загнуты вниз и назад. Щетинки на конечностях практически полностью отсутствуют. Рострум маленький и загнут вниз. Уроподы и тельсон находятся внутри единой хвостовой лопасти. Первое время после выхода из яйца особь остается связана с яйцевыми оболочками концом хвостовой лопасти [Borisov, Tertitskaya, 2010]. Дактилусы 4–5 пары переопод оканчиваются загнутыми крючками (рис. 12А), при помощи которых особь удерживается за яйцевые оболочки и щетинки на плеоподах самки. Особь не способна самостоятельно передвигаться и находится на самке практически неподвижно. Продолжительность первой стадии при температуре 28 °С в среднем составляет около 5 суток.

После линьки особь становится больше похожа на взрослых раков (рис. 12Б), но все еще не может самостоятельно перемещаться и практически без движения продолжает висеть на плеоподах самки. В головогрудь сохраняются существенные запасы желтка. Начинает появляться пигментация покровов. Глаза располагаются на стебельках. На конечностях появляются отдельные щетинки. Тельсон и уроподы все еще объединены вместе. Продолжительность второй стадии (при температуре 28 °С) в среднем составляет около 5 суток. Фактически на первой и второй стадии под защитой самки, но уже за пределами яйца, происходит окончательное формирования особи. При этом процесс развития происходит за счет запасов желтка. К самостоятельной жизни особь становится готова только после второй линьки.

Третья стадия формой и пропорциями тела уже соответствует взрослой особи (рис. 12В). На конечностях появляются многочисленные щетинки. Тельсон и уроподы становятся независимы и имеют щетинки. На этой стадии особь наконец-то обретает способность самостоятельно перемещаться и питаться. Первое время в головогрудь видны остатки желтка, которые быстро исчезают. Постепенно происходит формирование пигментации

покровов. Рачки могут покидать самку в поисках корма, но чаще всего еще в течение одной-двух недель продолжают возвращаться на нее в случае опасности. Снятые с плеопод самки рачки первое время, по-видимому,



Рис. 12. Молодь австралийского красноклешневого рака:
А — первая стадия; Б — вторая стадия;
В — третья стадия; Г — третья стадия (эффект склещивания)

инстинктивно пытаются за что-то ухватиться клешнями. В результате они часто образуют скопления, хватаясь клешнями друг за друга — эффект склеживания (рис. 12Г). Такое поведение иногда может быть проблемой при работе с большим количеством молоди. Для уменьшения травмирования особей необходимо использовать структурирующий объем субстрат, например, сетки или скрученные пластиковые нити.

В дальнейшем наиболее интенсивный рост раков отмечается у молоди, после достижения особями половозрелости темпы роста снижаются.

После схода молоди самка в скором времени может быть снова оплодотворена. При этом самки могут линять не после каждого цикла размножения [Barki et al., 1997]. В проведенных нами экспериментах при содержании в условиях замкнутой системы водообеспечения самки чаще всего линяли в промежутке между спариваниями. Однако были зарегистрированы случаи, когда спаривание и откладка икры происходили два раза подряд без линьки. Процесс размножения требует больших энергетических затрат и существенно тормозит рост особи. В этой связи понимание репродуктивных и физиологических параметров жизненного цикла раков позволит с большей эффективностью управлять процессами их роста и размножения в искусственной среде.

ГЛАВА 2. АВСТРАЛИЙСКИЙ КРАСНОКЛЕШНЕВЫЙ РАК КАК ОБЪЕКТ АКВАКУЛЬТУРЫ

2.1. ВЫРАЩИВАНИЕ В МИРОВОЙ АКВАКУЛЬТУРЕ

Изучение биологических особенностей австралийского красноклешневого рака в процессе постоянного поиска новых объектов аквакультуры показало перспективность этого вида для товарного выращивания и получения ценной пищевой продукции.

Австралийский красноклешневый рак обладает рядом преимуществ перед основными объектами аквакультуры ракообразных. Например, австралийский красноклешневый рак за один вегетационный период (5-6 месяцев) вырастает до 60-120 г, а очень популярный в аквакультуре американский красный болотный рак *Procambarus clarkii* (Girard, 1852) до 28 до 40 г [Holdich, 2002]. Скорость роста длиннопалого рака *Pontastacus leptodactylus* (Eschscholtz, 1823) еще ниже, и даже в южных регионах товарного размера он достигает только на второй год культивирования [Черкашина, 2007]. При этом выход мяса у красноклешневого рака составляет 27,4% у самцов и 27,9% у самок по данным К.Р. Томсона с соавторами [Thompson et al., 2004], а по нашим данным 31,9 и 32,8% соответственно. Это примерно в полтора раза выше, чем у длиннопалого рака [Александрова, 2013; 2014].

В сравнении с привычным для нас длиннопалым раком, австралийский красноклешневый рак после варки имеет менее яркую красную окраску, с сохранившимся коричневатым рисунком (рис. 13). Покровы красноклешневого рака более твердые, и для разделки могут понадобиться специальные нож или ножницы. Мясо сосредоточено в абдомене (клешни небольшие) и имеет более плотную консистенцию, чем у длиннопалого рака. Текстурой и ароматом оно напоминает мясо морских ракообразных, что



Рис. 13. Австралийский красноклешневый рак (слева) и длиннопалый рак (справа) до (А) и после варки (Б)

позволяет расположить его в премиальном сегменте рынка между пресноводными креветками и морскими десятиногими ракообразными. Состав мяса красноклешневого рака характеризуется следующими показателями: вода — 81,0%, белки — 16,46%, жиры — 0,16%, клетчатка — 0,1%, зола 1,42% [Thompson et al., 2004]. Для улучшения вкусовых качеств перед отправкой на продажу этих раков иногда выдерживают в солоноватой воде [Jones, Grady, 2000; Rigg et al., 2020; FAO, 2024].

В Австралии в силу особенностей и строгости природоохранного законодательства, различных административных барьеров коммерческое производство красноклешневых раков зародилось только на рубеже 80-90-х годов прошлого века. Вид оставался неизвестным в западной части страны до конца 1980-х годов [Michael, 1997; Lawrence, Jones, 2002], так как был запрещен для ввоза в западную Австралию. И только когда для оценки производственного потенциала были выданы разрешения на осуществление разведения этого рака в реке Орд в восточном Кимберли в западной Австралии [Doupe et al., 2004], удалось получить первые положительные результаты его культивирования. В частности, работы, выполненные в 1988-1989 годы, продемонстрировали значительный потенциал красноклешневого рака, который превзошел другие виды австралийских раков, в частности, маррона *Cherax tenuimanus* (Smith, 1912) и ябби *Cherax destructor* (Clark, 1936) по многим показателям разведения [Jones, 1990; 1998] и был признан Австралийским бюро экономики сельского хозяйства и ресурсов одним из самых перспективных видов аквакультуры ракообразных [Treadwell et al., 1991].

Однако, несмотря на многочисленные прогнозы, что австралийский красноклешневый рак может составить конкуренцию на рынке гигантской пресноводной креветке *Macrobrachium rosenbergii* (De Man, 1879), объем производства этого вида все еще мал и составляет в среднем около 400 т в год.

С одной стороны, расхождение между продуктивным потенциалом рака и его развитием объясняется отсутствием опыта и знаний в области аквакультуры в частном секторе, сдерживанием инвестиций, нормативно-правовой базой, регулирующей в странах охрану окружающей среды, а также отсутствием разработанных и проверенных технологий. С другой стороны,

ГЛАВА 2.
АВСТРАЛИЙСКИЙ КРАСНОКЛЕШНЕВЫЙ РАК КАК ОБЪЕКТ АКВАКУЛЬТУРЫ

статистические данные ФАО по объему выращивания этого вида в мировой аквакультуре достаточно противоречивы, фрагментарны и, видимо, не отражают в полной мере объемы его культивирования (табл. 2). Это связано с тем, что по ряду стран статистика показывает объем выращивания «пресноводных ракообразных» в целом, не разделяя его по видам (это относится и к статистическим данным из России) [Мировое производство аквакультуры..., 2022]. При этом хорошо известно, что с 1990-х годов в ряде стран с субтропическим и тропическим климатом красноклешневый рак акклиматизирован и используется в аквакультуре, к ним относятся Аргентина, Белиз, Израиль, Индонезия, Испания, Италия, Китай, Марокко, Мексика, Панама, США, Уругвай, Эквадор и ряд других государств [Rigg et al., 2020; ФАО, 2024].

Таблица 2. Выращивание и вылов австралийского красноклешневого рака в мире, т
[Мировое производство аквакультуры..., 2022; Мировые уловы..., 2022;
Fishery and Aquaculture ..., 2023]

Страна	Год					
	2016	2017	2018	2019	2020	2021
Австралия	51,3	64,8	48,8	44,9	61,6	32,6
Барбадос	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5
Индонезия	-	275,0	-	8693,0	-	2,38
Камбоджа	-	-	-	70,0	100,0	150,0
Малайзия	233,9	173,4	82,5	56,3	64,4	80,5
Мексика	20,1	-	-	-	-	-
Выращивание всего	305,8	513,7	131,8	8864,7	226,5	266,0
Вылов всего	6,0	12,0	9,0	27,3	49,8	660,5*

* – 651,1 тонн заявленный вылов в Индонезии

Официальные данные, представленные в табл. 2, подтверждают фрагментарность сведений по объемам выращивания красноклешневого рака, например, в таблице отсутствует Китай. Хотя австралийский красноклеш-

невый рак был впервые завезен в Китай в 1992 году, он постепенно стал очень важным видом для культивирования в интегрированной системе выращивания риса и водных животных [Hou et al., 2023]. Обращает на себя внимание и резкое колебание показателя величины культивирования и вылова этого вида в Индонезии (табл. 2).

Однако, несмотря на данные по суммарному вылову красноклешневых раков в 2021 году и имея в виду отсутствие статистических данных по целому ряду стран, где его аквакультура достаточно хорошо развита [Sallehuddin et al., 2021; Haubrock et al., 2021], можно предположить, что, в целом объем выращивания красноклешневого рака в мире все же превышает объем его мирового вылова из естественных водоемов.

Известно, что красноклешневые раки акклиматизировались в естественных водоемах во многих из этих стран. Например, в 2005 году обнаружены популяции красноклешневых раков в Мексике, где внутренний рынок устойчиво снабжается этой продукцией как за счет аквакультуры, так и уловами местных рыбаков [Bortolini-Rosales et al., 2007].

В ряде стран Европы, особенно на севере континента, из-за вспышки афаномикоза с целью сохранения и восстановления автохтонных речных раков (широкопалого и длиннопалого) введены законодательные меры, ограничивающие распространение вселенцев, а также строгий контроль над деятельностью фермеров, культивирующих экзотические виды раков [Holdich, 1988].

Однако, несмотря на то, что австралийского красноклешневого рака относят к числу потенциально инвазивных видов (видов, способных распространиться за пределы естественного ареала), его биологические особенности не характерны для высоко инвазивных видов. В частности, он очень чувствителен к снижению температуры и не может существовать в водоемах, где температура воды опускается ниже 10 °C. Вид характеризуется относительно низкими плодовитостью, агрессивностью и уязвим к воздействию хищников. Таким образом, неконтролируемое расселение данного вида в естественной среде возможно только в тропических и субтропических широтах в водоемах со стабильно высокими температурами. Соответственно, на территории России австралийский красноклешневый рак не может существовать в естественных условиях. Риск образования

диких гибридов с нативными видами раков и нарушений природного генофонда в случае с красноклешневым раком отсутствует полностью. Вместе с тем он может быть опасен для нативных видов раков в качестве распространителя заболеваний [Bergh et al., 2016], хотя и в меньшей степени, чем американские виды раков. В связи с этим при культивировании данного чужеродного вида в нашей стране необходимо соблюдать профилактические карантинные мероприятия и предпринимать меры по предотвращению попадания этих раков в естественную среду [Arthur et al., 2008].

2.2. ПРЕДПОСЫЛКИ И ОПЫТ ВЫРАЩИВАНИЯ В РОССИИ

На протяжении многих десятилетий изыскания в области аквакультуры ракообразных в СССР и России были направлены на исследование аборигенных речных видов раков, главным образом, широкопалого и длиннопалого. Этой проблеме посвящены работы многих исследователей: К.Н. Будникова [1932], С.Я. Бродского [1981], Я.М. Цукерзиса [1970; 1989], В.Н. Нефедова [1991], Е.В. Колмыкова [1997], В.П. Федотова [1993; 2000], О.Я. Мицкевич [2006], Н.Я. Черкашиной [2002; 2007], Е.Н. Александровой [1994; 2005; 2013; 2014; 2016] и др.

Однако на сегодняшний день потребительский рынок живых речных раков в России обеспечивается, главным образом, за счет их вылова в естественных водоемах нашей страны и стран Таможенного союза.

Во внутренних водоемах России в 2024 году Росрыболовством официально разрешено осуществлять промышленную добычу речных раков в объеме около 530 т, наибольшее количество — в Саратовской области и Алтайском крае (табл. 3). При этом значительная часть этих запасов сформирована в результате акклиматизации речных раков в водоемах новых для них регионов [Борисов, 2016].

**АКВАКУЛЬТУРА АВСТРАЛИЙСКОГО КРАСНОКЛЕШНЕВОГО РАКА
CHERAX QUADRICARINATUS (VON MARTENS, 1868)**

Таблица 3. Разрешенные объемы вылова речных раков
в России в 2022-2024 годах

Регион	Разрешенный объем вылова, т		
	2022	2023	2024
Саратовская обл.	191,00	188,00	207,00
Алтайский край	65,20	94,70	94,70
Республика Татарстан	–	36,94	46,90
Оренбургская обл.	26,00	20,00	25,00
Ульяновская обл.	3,00	20,00	23,80
Ростовская обл.	25,26	18,37	23,00
Самарская обл.	23,00	26,50	22,60
Астраханская обл.	24,00	22,50	21,00
Новосибирская обл.	31,43	31,40	16,00
Республика Башкортостан	8,00	10,00	11,70
Волгоградская обл.	10,50	10,50	11,50
Республика Марий Эл	7,50	9,80	8,10
Нижегородская обл.	4,50	6,30	6,20
Псковская обл.	4,00	4,00	4,00
Другие регионы	3,82	7,43	8,18
ИТОГО	427,21	506,44	529,68

Проблема восстановления, сохранения и поддержания численности естественных популяций речных раков в нашей стране для многих рыбохозяйственных водоемов является актуальной. Однако современное критическое состояние естественных популяций и нереализованный опыт искусственного воспроизводства аборигенных видов раков в силу биологических особенностей развития оставляют очень слабую надежду на восстановление численности в результате естественного и искусственного воспроизводства и не позволяют существенно повысить их промысловый

запас. Кроме того, приходится констатировать, что и товарное раководство в нашей стране находится в зачаточном состоянии.

В сложившихся условиях астраханскими исследователями в качестве альтернативы выращиванию долго растущих аборигенных видов речных раков были предприняты попытки культивирования новых быстро растущих тропических видов — гигантской пресноводной креветки и австралийского красноклешневого рака, имеющих биологические преимущества перед нашими речными раками [Суханова, 1999; Сальников, Суханова, 2000; Ковачева, 2001; Хорошко и др., 2002; Лагуткина, Пономарев, 2008; Хорошко, Крючков, 2014; Ковачева и др., 2015; Пятикопова и др., 2022; 2023].

При этом красноклешневый рак стал приобретать все большую популярность в силу меньших проявлений каннибализма, отсутствия многочисленных пелагических стадий развития и необходимости использования солоноватой воды при выращивании личинок. Учитывая имеющийся положительный отечественный опыт, можно сказать, что наращивание объемов его выращивания может стать одним из важных путей удовлетворения нарастающих потребностей рынка живых и переработанных раков.

В России по имеющимся данным впервые в качестве объекта аквакультуры австралийских красноклешневых раков начали разводить в Астраханской области в 2005 году на предприятии ООО «Шримп-консалтинг». Там проводились работы по изучению его биологических особенностей и перспектив товарного выращивания [Хорошко, 2008; Хорошко и др., 2010; Ноздрин и др., 2010; Ульянова и др., 2010]. Первые производители раков были приобретены в 2005 г. в Москве, где они содержались в аквариальных условиях зоомагазина в течение длительного времени. Установить, сколько поколений было выращено в таких условиях, не представляется возможным. Более поздние партии, полученные в 2009 г., были поставлены из Индонезии в возрасте не более 1 мес. Можно считать, что эти раки выращены в естественных климатических условиях — в тропической зоне — и наиболее близки к исходному природному генотипу [Шокашева, 2018в].

Начальный опыт культивирования тропического рака в Астрахани сводился лишь к изучению его адаптивного, поведенческого и репродуктивно-

го потенциалов. Австралийский красноклешневый рак, имея тропическое происхождение, культивировался в открытых прудах 3–4 летних месяца, питаясь либо естественным, либо искусственным кормом. В зимний период раки находятся в теплом закрытом помещении, в бассейнах или аквариумах разного объема, при этом происходит смена рациона, контролируемая человеком: из числа привычных для лета кормовых объектов исчезают живые беспозвоночные, мелкая рыба, моллюски, живые водоросли, что сопровождается глубокой стрессовой перестройкой состава и активности ферментной системы пищеварительного тракта. Такие изменения, несомненно, могут влиять на физиологические процессы в организме рака. Поэтому постепенная domestикация тропических раков на протяжении многих лет в специфических условиях промышленного содержания позволила сформировать стадо, которое способно сохранить и усилить видовые признаки, наиболее значимые для выживания в новых для вида условиях [Шокашева, 2018б]. Позднее в регионе проводились и другие исследования, направленные на более глубокое изучение частных вопросов, касающихся методов разведения австралийских красноклешневых раков в южных регионах страны [Крючков, 2015; Нгуен, Крючков, 2014; Kryuchkov et al., 2017a].

В дальнейшем интерес к разведению красноклешневого рака в нашей стране постепенно распространился на другие южные регионы России с относительно теплым и продолжительным летним периодом — в частности, в Краснодарском и Ставропольском краях, Ростовской, Волгоградской областях, Республике Крым, где стали появляться единичные опытно-промышленные хозяйства пока с небольшим объемом производства — до 1 т раков в год.

Широкое внедрение в аквакультуру нашей страны установок с замкнутым водоиспользованием (УЗВ) способствовало расширению возможности выращивания этого вида раков в более северных регионах — Воронежской, Московской и даже Архангельской областях, а также в других регионах. Красноклешневые раки остаются популярным объектом в аквариумистике [Хофштэттер, 2008]. Кроме того, учеными из Санкт-Петербурга была разработана методика, позволившая использовать австралийского красноклешневого рака в качестве тестового объекта при определении качества воды [Мельник и др., 2013].

В целом для климатических условий нашей страны можно выделить три возможные направления выращивания красноклешневого рака:

- в прудах южных областей России (5–6 зоны рыбоводства) в естественных климатических условиях (летний период);
- в прудах, садках и бассейнах на теплых водах энергетических объектов;
- в установках с замкнутым водоиспользованием.

При этом все перечисленные направления связаны с использованием замкнутых систем для содержания производителей в зимнее время, проведения нереста, инкубации и подращивания молоди.

2.3. ОСНОВНЫЕ ФАКТОРЫ, ВЛИЯЮЩИЕ НА РОСТ

Речные раки обладают твердым, неподдающимся растяжению экзоскелетом. По этой причине рост и изменения в морфологии у них происходят только в результате линьки. В качестве показателей роста чаще всего используют: массу и длину тела (зоологическая длина измеряется с учетом длины рострума, промысловая без учета длины рострума). Изменения показателей массы и длины тела связаны между собой. Это позволяет производить расчет длины или массы тела особей путем измерения лишь одного из названных параметров с определением пола, снижая физическое воздействие на раков при проведении бонитировочных мероприятий (рис. 14).

2.3.1. Температура воды

Поскольку австралийский красноклешневый рак, как и другие ракообразные, является пойкилотермным животным с непостоянной температурой тела, меняющейся в зависимости от температуры внешней среды. Влияние температурного фактора на основные физиологические процессы и результаты его выращивания имеет первостепенное значение и изучалось многими авторами [Tropea et al., 2010; De Bock, Lopez Greco, 2010; Нгуен, Крючков, 2014; Жигин и др., 2017б; 2017в и др.].

Температура содержания влияет на синхронность и интенсивность половой активности, продолжительность инкубационного периода и по-

следующую скорость роста молоди. Как уже отмечалось, летальными для вида являются температуры ниже 10 °С и выше 36 °С [Lawrence, Jones, 2002]. В ряде экспериментов было показано, что красноклешневые раки могут выдерживать в течение некоторого времени и более низкие температуры, но не могут перезимовать в условиях Европы [Veselý et al., 2015]. В проведенных нами экспериментах раки утрачивали подвижность при температуре 7–8 °С. У молоди при температурах ниже 20 °С происходит значительное снижение активности, скорости роста, устойчивости к болезням, а температуры выше 32–34 °С являются критическими [King, 1994]. Проблемы с развитием икры могут наблюдаться уже при температуре ниже 21–22 °С [King, 1993a], а для спаривания нужна температура выше 23 °С [Lawrence, Jones, 2002].

В целом считается, что оптимальным для культивирования красноклешневого рака является диапазон температур 25–30 °С [Xiaoxuan et al., 1995;

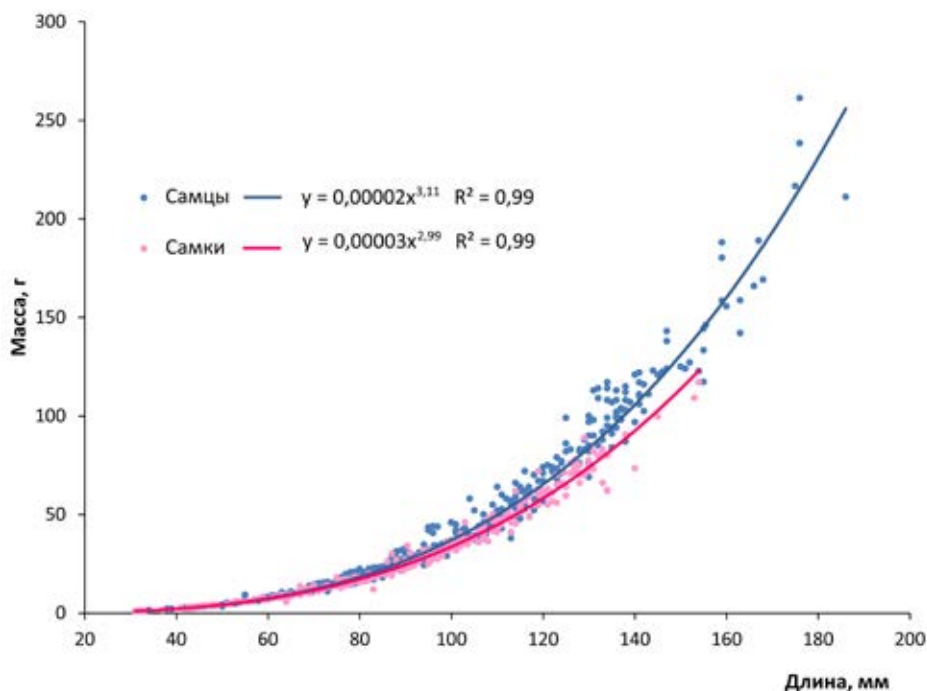


Рис. 14. Соотношение промысловой длины (без учета рострума) и массы тела у самцов и самок австралийского красноклешневого рака

Meade et al., 2002]. При этих значениях наблюдаются активное размножение, максимальные скорости развития икры и роста молоди [Jones, 1990; 1995a; King, 1994; Yeh, Rouse, 1994]. Длительное воздействие температуры 27–30 °С благоприятно влияет на созревание яичников и нерест у самок и ускоряет сперматогенез у самцов, однако негативно сказывается на соматическом росте последних [Tropea et al., 2010]. При сохранении оптимальных значений температуры воды раки способны размножаться на протяжении всего года [King, 1993b], при этом может наблюдаться повышение активности размножения в определенные сезоны, чаще всего весной.

Температура воды оказывает влияние на развитие гонад австралийских раков. Так, было показано, что размер женских половых клеток достигает наибольшего значения у австралийских раков, выращенных при высокой температуре (30±1 °С), которая стимулирует развитие гонад самок. Формирование желтка ооцитов у самок, содержавшихся при более высокой температуре, происходит лучше по сравнению с теми раками, которые содержались в других температурных условиях. В отличие от самок гонады самцов были лучше развиты при температуре 27±1 °С, при этом размер и количество сперматогенных долек гонад у самцов, которых содержали при этой температуре, оказались больше, чем у представителей «высокотемпературной» и «низкотемпературной» групп. Кроме того, температура влияет на дифференцировку пола на ранних стадиях развития австралийских красноклешневых раков [Нгуен, Крючков, 2014], о чем будет сказано ниже.

По мнению К.М. Джонса и Дж.А. Грейди [Jones, Grady, 2000] молодь красноклешневого рака предпочтительно выращивать в интервале температур 23–31 °С. При этом важно определить оптимальную температуру для выращивания, позволяющую достичь максимально быстрого роста без негативного влияния на выживаемость [Rigg et al., 2020]. Так М. Гарсиа-Герреро с соавторами [García-Guerrero et al., 2013] показали, что хотя при температуре 28 °С прирост биомассы больше, но выживаемость лучше при 25 °С, что объясняется более эффективным усвоением корма, а также снижением частоты линек и, как следствие, меньшим количеством случаев гибели особей из-за каннибализма.

Проведенные нами исследования влияния температуры воды на результаты выращивания молоди красноклешневого рака в четырех диа-

пазонах температуры воды показали (табл. 4), что наибольшие удельная скорость роста молоди (0,042), абсолютный прирост биомассы — 8,03 г, среднесуточный прирост — 0,134 г и продуктивность — почти 245 г/м² были достигнуты при температуре воды 27–29 °С [Арыстангалиева, 2017; Жигин и др., 2017б; 2017в].

Таблица 4. Влияние температуры воды на результаты выращивания молоди австралийского красноклешневого рака

Показатели	Температура воды, °С			
	23-25	25-27	27-29	29-31
Кол-во особей в начале, экз.	20	20	20	20
Начальная плотность, экз./м ²	44	44	44	44
Продолжительность, сут.	60			
Кол-во особей в конце, экз.	11	14	13	17
Выживаемость, %	55	70	65	85
Масса исходная, г	0,57 ±0,06	0,46±0,05	0,44 ±0,04	0,47±0,04
Масса конечная, г	5,87 ±0,80	6,23 ±0,72	8,47 ±1,20	5,42±0,65
Прирост массы, г	5,30	5,77	8,03	4,94
Прирост биомассы, г	53,17	78,02	101,31	82,74
Удельная скорость роста	0,034	0,037	0,042	0,035
Среднесуточный прирост, г	0,088	0,096	0,134	0,082
Расход корма, г	90,3	85,92	96,9	96,87
Затраты корма, г/г	1,7	1,1	0,9	1,2
Продуктивность, г/м ²	143,49	193,82	244,69	204,76

При этом температура выше 29 °С, по-видимому, угнетала жизнедеятельность молоди, что привело к минимальному приросту индивидуальной массы особей — 4,94 г. Различия в приросте в вариантах температур 27–29 °С и 29–31 °С были статистически значимы. Однако в данном слу-

чае выживаемость раков оказалась выше — 85% против 55-70% в других вариантах опыта. Это можно объяснить меньшей скоростью роста раков, поскольку в этом случае ниже и частота их линек, а значит ниже уровень проявления каннибализма.

При температуре воды 23–25 °С молодь росла заметно медленнее, чем в других диапазонах температур, при этом затраты корма на 1 г прироста биомассы были выше — 1,7 г.

Выращивание раков в диапазоне температур 25–27 °С показало хорошие, хотя и ниже, чем при температуре 27–29 °С, показатели скорости роста (табл. 4).

Близкие данные были получены в исследованиях В.П. Зволинского с соавторами [2017б] и Д.И. Шокашевой [2018а], которые подтвердили, что максимальная эффективность выращивания молоди рака достигалась при температуре 25–27 °С, а при температуре 30 °С и выше скорость роста и выживаемость существенно снижались. В данном случае сокращение оптимального диапазона связано с методикой проведения опыта, в котором интервал 27–29 °С просто не рассматривался.

Рассматривая приведенные выше данные, следует отметить, что они выполнены на группах особей. При этом помимо температуры воды на результаты оказывали влияние плотность посадки, складывающиеся иерархические взаимоотношения в группах и гибель особей в результате каннибализма. Во избежание влияния этих факторов были выполнены исследования влияния температуры на рост молоди красноклешневого рака в условиях индивидуального содержания.

Для проведения исследования использовали экспериментальную установку на 48 емкостей объемом по 3,2 л для индивидуального содержания гидробионтов (рис. 15). Емкости были объединены в три группы (по 16 емкостей) с независимыми циркуляционными контурами, включающими системы биологической фильтрации и терморегуляции. Исследования скорости роста выполнялись при температурах 19–20, 23–24 и 27–28 °С в течение 60 суток.

В емкости индивидуально рассаживали молодь австралийского красноклешневого рака в возрасте одного месяца с момента схода с самки и массой 0,20–0,45 г. В качестве корма использовали комбикорм Tetra Wafer Mix (Германия).



Рис. 15. Установка для проведения экспериментов при индивидуальном содержании гидробионтов (А) и молодь австралийского красноклешневого рака в емкостях (Б, В)

Поскольку особи содержались индивидуально, их выживаемость в эксперименте закономерно была высокой и составила 100% при температуре 23–24 °С и 94% при температурах 27–28 и 19–20 °С (табл. 5). Вместе с тем в ходе эксперимента часть особей характеризовалась низким физиологическим статусом: у них наблюдалось удлинение межличночных периодов в 2–3 раза по сравнению с другими особями, а также значительное снижение или отказ от потребления корма на протяжении длитель-

ных промежутков времени. Доля таких особей при температуре 27–28 °С составила 31%, а для двух других вариантов — 6% (табл. 5). Данные по скорости роста, полученные для особей, характеризующихся низким физиологическим статусом, а также погибших особей, не учитывались при обобщении результатов.

Таблица 5. Скорость роста и выживаемость молоди австралийского красноклешневого рака при различной температуре воды

Показатель	Температура воды, °С		
	19-20	23-24	27-28
Количество особей, экз.	16	16	16
Масса исходная, г	0,60±0,21	0,46±0,16	0,51±0,19
Продолжительность, сут.	60		
Масса конечная, г	1,22±0,28	2,0±0,61	2,78±0,95
Прирост массы, г	0,62	1,54	2,27
Выживаемость, %	94	100	94
Среднее количество линек	2,4±0,5	3,7±0,7	4,4±0,5
Полных межлиночных периодов	1,4±0,5	2,7±0,7	3,4±0,5

Самую высокую скорость роста продемонстрировали раки, содержащиеся при температуре 27–28 °С (рис. 16), у которых прирост массы составил 2,27 г. При температуре 23–24 °С прирост был ниже и составил 1,54 г. Однако отличия в приросте между этими двумя вариантами не были статистически значимы ($p > 0,38$). Величина прироста при температуре 19–20 °С оказалась существенно ниже и составила всего 0,62 г. В данном случае наблюдаемые различия были статистически значимы по сравнению с вариантами эксперимента при более высоких температурах ($p < 0,0001$).

Поскольку рост у ракообразных происходит в период линьки, то наиболее важными показателями его скорости являются продолжительность межлиночных периодов и прирост за линьку.

В большинстве случаев короткие межлиночные периоды коррелируют с высокой скоростью роста. Наибольшее количество линек (табл. 5) и, следовательно, наиболее короткие межлиночные периоды отмечены нами при температурах 23–24 °С и 27–28 °С (рис. 17). В варианте с более высокой температурой 27–28 °С продолжительность межлиночных периодов была ожидаемо меньше, чем при температуре 23–24 °С. Вместе с тем эти различия оказались невелики и составляли на протяжении эксперимента в среднем 2–3 суток. В варианте с температурой 19–20 °С наблюдалось существенное удлинение межлиночных периодов до 25 сут., что в среднем в два раза больше, чем в варианте с температурой 27–28 °С.

За весь период эксперимента наибольший прирост отмечен при температуре 27–28 °С (табл. 5). Однако прирост непосредственно за конкретные межлиночные периоды в этом температурном диапазоне оказался ниже, чем при температурах 23–24 и 19–20 °С (рис. 18). Таким образом, более интенсивный рост при температуре 27–28 °С, в первую очередь, обуславливался большей частотой линек. Очень низкие показатели роста и существенное удлинение межлиночных промежутков при температуре 19–20 °С свидетельствуют, что этот температурный диапазон

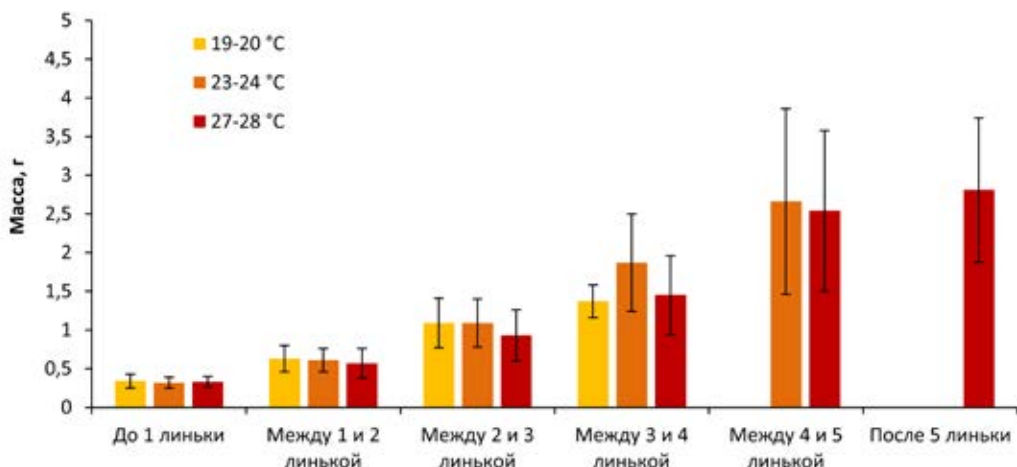


Рис. 16. Динамика массы молоди австралийского красноклешневого рака в зависимости от температуры воды (данные усреднены по межлиночным периодам)

ГЛАВА 2.
АВСТРАЛИЙСКИЙ КРАСНОКЛЕШНЕВЫЙ РАК КАК ОБЪЕКТ АКВАКУЛЬТУРЫ

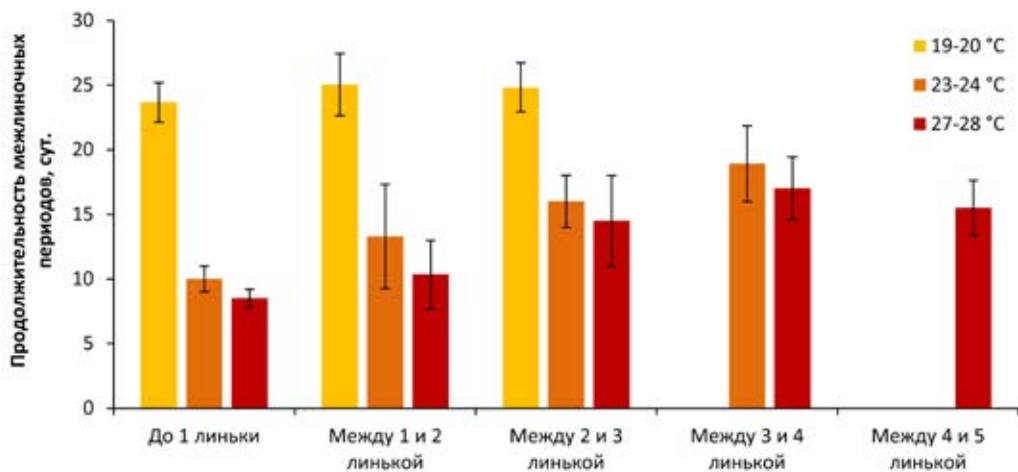


Рис. 17. Продолжительность межлиночных периодов у молоди австралийского красно-клетшевого рака в зависимости от температуры воды

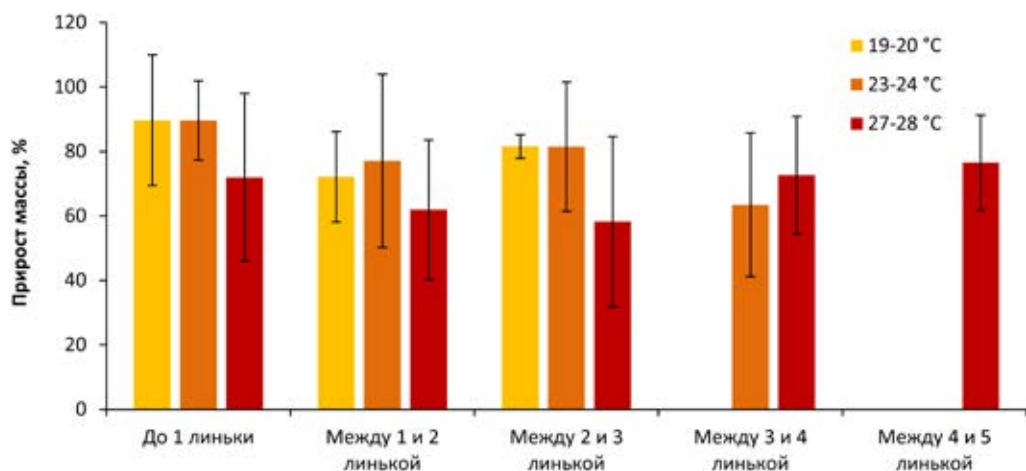


Рис. 18. Прирост массы тела за межлиночный период у молоди австралийского красно-клетшевого рака в зависимости от температуры воды

не обеспечивает темпов роста для эффективного культивирования молоди. При этом данный температурный диапазон не является критическим для выживания молоди и позволяет осуществлять ее выпуск в пруды.

По мере роста молоди наблюдалось снижение суточного потребления корма, рассчитанного в процентах от массы тела (рис. 19). Однако в абсолютных показателях потребление корма закономерно возрастало (рис. 20). При этом оба показателя зависели от температуры содержания.

Рацион раков при массе менее 0,5 г составлял при температуре 23–24 °С 4,8% от массы особи в сутки, а при температуре 27–28 °С — 5,3%. Через два месяца при массе молоди более 2,5 г средние рационы составили 1,5 и 2,1% соответственно. Полученные данные подтверждают известную зависимость величины рациона от массы особей и температуры культивирования.

В целом, полученные данные еще раз убедительно и наглядно подтвердили результаты приведенных выше многочисленных исследований [Jones, 1990; 1995a; King, 1994; Yeh, Rouse, 1994; Xiaoxuan et al., 1995; Meade et al., 2002; García-Guerrero et al., 2013; Арыстангалиева, 2017; Жигин и др., 2017б; 2017в; Шокашева, 2018а и др.], показав, что наиболее благоприятными для роста и развития молоди австралийского красноклешневого рака являются

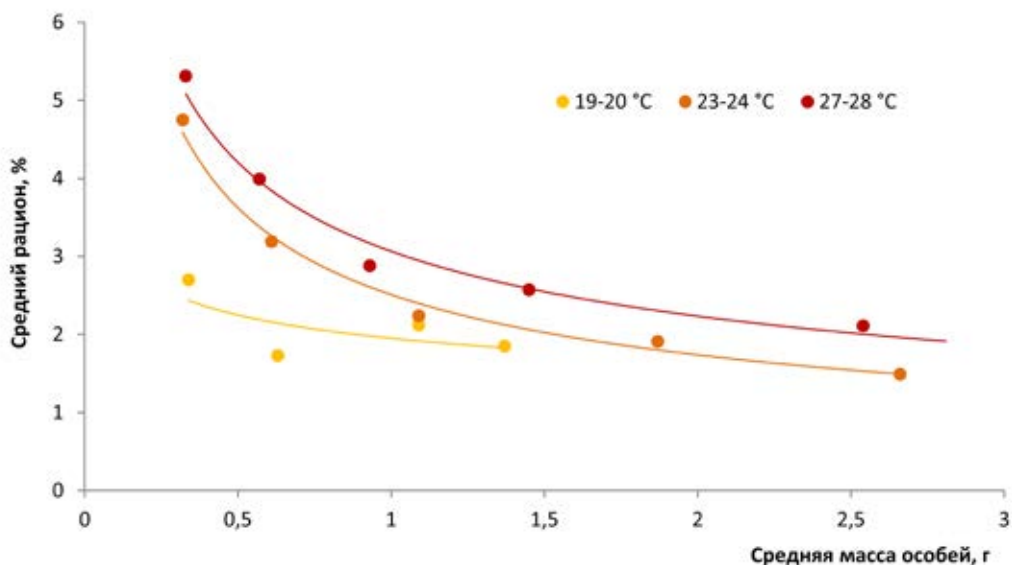


Рис. 19. Динамика рациона молоди австралийского красноклешневого рака (в процентах от массы тела) в зависимости от массы особи и температуры воды

температуры от 23 до 29 °С. При этом максимальная скорость роста отмечена у раков, содержавшихся при температуре 27–28 °С.

Таким образом, для выращивания молоди в качестве оптимального можно рекомендовать диапазон температур 27–29 °С, а температуру воды 25–27 °С считать допустимой для эффективного выращивания.

2.3.2. Гидрохимические показатели

По сравнению с температурой влияние других абиотических факторов среды на содержание и выращивание красноклешневого рака изучено гораздо меньше. Наиболее информативными и важными с точки зрения аквакультуры показателями интенсивности обменных процессов у водных животных являются скорость потребления кислорода и интенсивность азотистого обмена. Это важнейшие эколого-физиологические характеристики животных, тесно связанные с их ростом, питанием, выражающие

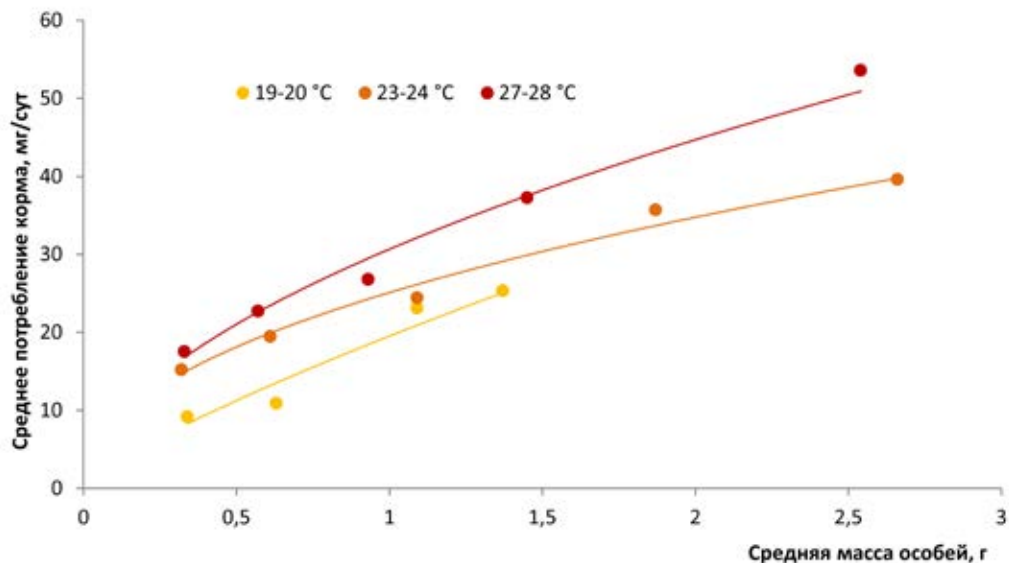


Рис. 20. Динамика потребления корма молодь австралийского красноклешневого рака в зависимости от массы и температуры воды

совокупный результат физиологических и биохимических процессов, протекающих в живом организме [Алимов, 1989].

Содержание кислорода является одним из самых критических параметров среды. Существуют рекомендации ФАО [FAO, 2024] не допускать при культивировании красноклешневого рака понижения концентрации растворенного кислорода ниже 4 мг/л. Есть сведения, что особи красноклешневого рака нормально переносили кратковременное снижение кислорода в прудах до 2,5–2,8 мг/л [Зволинский и др., 2017б; Пятикопова и др., 2022]. Кроме того, имеются данные, что взрослые раки благополучно переносили снижение содержания растворенного кислорода до 1 мг/л, но молодь была более чувствительна к столь низкому его содержанию [Masser, Rouse, 1997].

В исследованиях В.П. Зволинского с соавторами [2017б] показано, что активность молоди раков (масса 3–5 г) сохранялась при снижении содержания кислорода до 1,4–1,5 мг/л. Они активно реагировали на тактильные раздражители, сохраняя оборонительный рефлекс: принимали характерную позу, приподнимаясь на ходильных ногах, поднимая вверх клешневые конечности. При падении содержания кислорода до значений менее 0,5 мг/л особи проявили беспокойство и попытку выбраться из воды, а затем практически не реагировали на тактильные раздражители. Только через 4 часа нахождения в воде с уровнем содержания кислорода менее 1,0 мг/л, когда прибор зафиксировал содержание кислорода всего 0,1 мг/л, погибло 10% особей (2 рака из 20).

Закономерно возникает вопрос, насколько обратимо состояние, возникающее у раков при острой гипоксии. Последующие исследования показали, что после пребывания в течение 5 часов в условиях острой гипоксии (0,5 мг/л) гибели раков отмечено не было, однако у некоторых особей были отмечены стрессовые линьки и значительное снижение резистентности раков к стрессовым факторам [Зволинский и др., 2017б].

Нами исследовалось потребление кислорода при подращивании молоди австралийского красноклешневого рака в оптимальном диапазоне температур 27–29 °С. Установлено, что при средней массе особи 7,23±1,62 г удельное потребление составило 871,1±273,8 мг кислорода на 1 кг живой массы в час и снижалось до 427,7±107,2 мг/кг в час по мере роста массы особи до 14,81±3,07 г [Жигин и др., 2017в; 2017г].

Еще в одном эксперименте нами исследовано влияние температуры на интенсивность дыхания. В эксперименте были задействованы 7 самцов и 5 самок средней массой $45,1 \pm 12,1$ и $41,5 \pm 6,7$ г, соответственно. Отмечено закономерное увеличение интенсивности дыхания у раков при повышении температуры (рис. 21). Раки при температуре 19-20 °С в среднем потребляли $57,6 (\pm 15,0)$ мг/кг в час кислорода, а при 23-24 °С и 26-27 °С — $68,6 (\pm 16,2)$ и $86,4 (\pm 17,2)$ мг/кг в час, соответственно.

Раки являются ярко выраженными аммонотеликами — главным конечным продуктом их азотистого обмена является аммиак. При этом большая часть аммиака выделяется через жаберный эпителий. Свободный аммиак активно взаимодействует с водой, образуя менее токсичное соединение — аммоний (NH_4OH или в ионизированной форме — NH_4^+). В воде между аммиаком и ионом аммония устанавливается равновесие, которое зависит от pH, давления, солености и температуры [Erickson, 1985; Lin et al., 2023]. В результате воздействия аммиака снижается способность крови к пере-

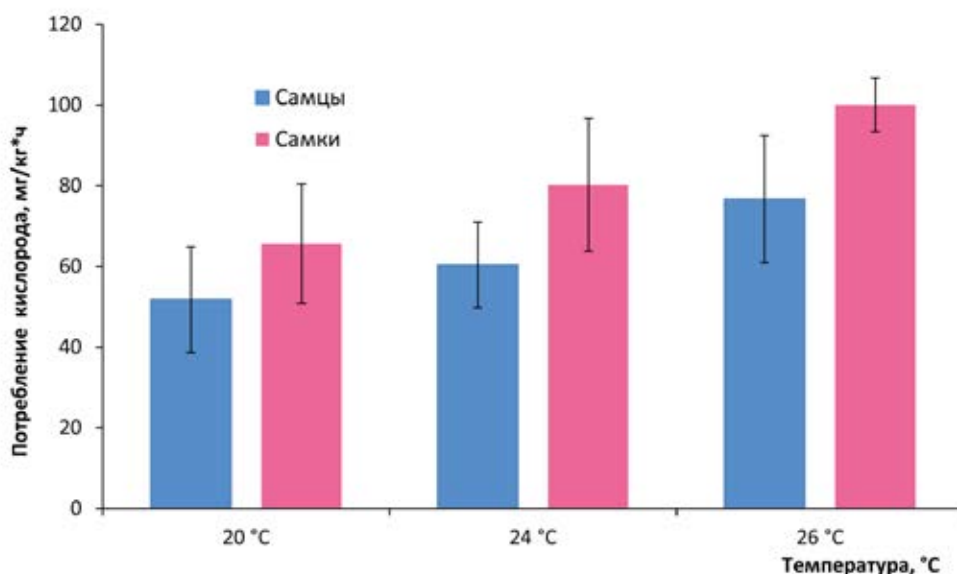


Рис. 21. Потребление кислорода (мг/кг живой массы в час) австралийскими красноклещевыми раками в зависимости от пола и температуры содержания

носу кислорода, что, в свою очередь, приводит к повреждению структуры органов и тканей, в частности, жабр и гепатопанкреаса [Lin et al., 2023], развитию хронического стресса [Liang et al., 2016], угнетению иммунной системы [Foss et al., 2020; Ni et al., 2023], снижению скорости роста [Foss et al., 2003], аномалиям поведения, увеличению риска восприимчивости патогенов [Ni et al., 2023], нарушает процесс осморегуляции [Svobodova et al., 1993; Eddi, 2005]. Все это может являться причиной существенного ухудшения физиологического состояния и повышения смертности гидробионтов и указывает на необходимость количественного определения выделяемого раками аммония для дальнейшего использования полученных данных при проектировании систем УЗВ.

Повышенное содержание аммиака является ключевым фактором риска в интенсивных системах аквакультуры, поскольку он имеет выраженное токсическое действие [Romano, Zeng, 2013; Timmons, Eberling, 2013]. Технологическая норма содержания аммиака в оборотной воде УЗВ составляет всего 0,05 мг/л [Jones, 2000; Жигин, 2011]. При этом известно, что в течение короткого периода времени красноклешневые раки переносят концентрации неионизированного аммиака до 1,0 мг/л и нитритов до 0,5 мг/л без заметных побочных эффектов [Masser, Rouse, 1997].

Изучение гидрохимических условий выращивания австралийского красноклешневого рака в Астраханской области показало, что особи нормально переносили концентрацию нитритов 0,07 мг/л. При этом авторы считают необходимым провести дополнительное изучение влияния нитритного азота на основные физиологические и размерно-массовые характеристики красноклешневых раков [Пятикопова и др., 2022].

В работе В.П. Зволинского с соавторами [2017б] приводятся данные исследований, которые показали, что концентрация аммонийного азота 2 мг/л в течение 15 часов не приводила к гибели раков, а концентрация 20 мг/л вызывала гибель 20% особей после 15 часов эксперимента (табл. 6).

Таблица 6. Гибель молоди австралийского красноклещевого рака при экспериментальном воздействии аммонийного азота, %
[Зволинский и др., 2017б]

Концентрация аммония, мг/л	Экспозиция, час						
	5	10	11	12	13	14	15
2,0	0	0	0	0	0	0	0
10,0	0	0	0	0	0	0	5
20,0	0	0	0	5	5	10	20

Наши исследования показали, что удельное выделение аммонийного азота не зависело от массы особей в диапазоне 7,6-23,8 г (средняя — 14,18±4,32 г) и составила 96,7±31,12 мг/кг в сутки (4,03 мг/кг в час) [Жигин и др., 2017].

В рекомендациях ФАО рН водной среды при выращивании красноклещевого рака допустим в пределах 6,5-8,0, жесткость воды должна составлять не менее 40 мг/л, а соленость — не превышать 5‰. Рекомендовано контролировать содержание железа и марганца, концентрация которых в воде должна быть ниже 0,1 мг/л [FAO, 2024]. Хотя ранее М.П. Массер и Д.Б. Руз [1997] указывали более высокую допустимую верхнюю границу рН — 9,0, а величину жесткости и щелочности в диапазоне от 20 до 300 мг/л, на сходные диапазоны допустимых показателей указывает и ряд других авторов [Villarreal, Peláez, 1999; Jones, 2003; Humberto, Jose, 2006].

Кроме того, очень опасным при содержании раков является наличие в воде ионов меди [Лагуткина, Пономарев, 2008; Борисов и др., 2011].

Проведенный в Астраханской области в процессе содержания красноклещевого рака гидрохимический мониторинг [Пятикопова и др., 2022] позволил сделать предположение, что поскольку красноклещевые раки более неприхотливы, требования к их содержанию по ряду параметров среды могут быть не столь строгими, как для нативных видов, приводимых ранее Р.Р. Борисовым с соавторами [Борисов и др., 2011]. То, что австралийский красноклещевый рак, по-видимому, хорошо переносит широкий спектр условий качества воды, полностью согласуется с мнением

других исследователей [Masser, Rouse, 1997; Villarreal, Peláez, 1999; Jones, 2000; Humberto, Jose, 2006].

На основе обобщения собственных и литературных данных [Villarreal, Peláez, 1999; Jones, 2000; Humberto, Jose, 2006] нами предложены оптимальные и допустимые значения гидрохимических параметров при культивировании австралийского красноклешневого рака (табл. 7).

Таблица 7. Допустимые гидрохимические параметры при выращивании австралийского красноклешневого рака на основе собственных и литературных данных [Villarreal, Peláez, 1999; Jones, 2000; Humberto, Jose, 2006]

Показатели	Оптимум	Допустимые значения
Содержание кислорода, мг/л	> 5	> 4
Водородный показатель (рН)	7,0-8,5	6,5-9,0
Нитриты, мг N/л	< 0,05	< 0,5
Общий аммонийный азот, мг N/л	< 0,05	< 1,0
Общая жесткость, мг/л	100-200	> 50
Кальций, мг/л	> 50	> 20
Щелочность, мг/л	> 50	> 50
Железо общее, мг/л	< 0,1	< 0,5

Вместе с тем, в целом для успешного выращивания красноклешневого рака следует руководствоваться существующими общими нормативами к воде для рыбоводных хозяйств [ОСТ 15.372-87].

2.3.3. Корма и кормление

Австралийский красноклешневый рак всеяден, что дает возможность включать в состав кормов для аквакультуры широкий спектр ингредиентов животного и растительного происхождения [D’Abramo, Robinson, 1989; Jones, 1990]. На первом этапе освоения этого вида раков в качестве объекта аквакультуры в мировой практике использовали уже разработанные ранее рецептуры комбикормов, применяемых для выращивания креветок и других ракообразных.

В состав кормов, используемых в процессе выращивания креветок, входят такие компоненты как аттрактанты, ферментоллизаты (гидролизаты), стимуляторы роста, протекторы от токсинов, липиды, витамины, аминокислотные препараты, минеральные вещества, пигменты, антиоксиданты. Всего при составлении рецептов кормов для ракообразных используются до 110 компонентов, но этим список не исчерпывается: Американским комитетом продовольствия и Администрацией используемых препаратов (FDA) их зарегистрировано более 2 500 [Пономарев, Лагуткина, 2005; Лагуткина, Пономарев, 2008].

Сегодня на мировом рынке представлены специализированные комбикорма для ракообразных различных изготовителей, однако в силу неразвитости аквакультуры ракообразных в России в нашу страну они практически не поставляются. Специализированные корма таких производителей как Tetra, Sera, Coppens, AlerAqua, которые все же попадали на рынок России, имеют достаточно высокую стоимость и их использование при промышленном выращивании раков ведет к высоким экономическим затратам и применимо только для кормления ракообразных в аквариумной культуре [Загорская и др., 2016; Гобелков, 2020]. Эти трудности привели к необходимости поиска методов удешевления состава комбикормов.

Одним из наиболее критичных факторов в условиях нашей страны, определяющих выживаемость и нормальное развитие производителей красноклешневого рака при резком изменении содержания (неоднократная пересадка из пруда в бассейны зимнего цеха и обратно в течение одного годового цикла), является изменение химического состава воды и рациона. Именно в эти моменты наблюдается наибольшая встречаемость неудачно линяющих особей, отход, появление сапролегниоза и т.д. Поэтому проблема унифицированных кормов в разные периоды выращивания должна рассматриваться как ключевая для достижения максимального биологического и экономического эффекта организации промышленного культивирования красноклешневых раков. Поиск предпочтительного состава кормов для производителей и ранней молодежи показал, что наибольшая эффективность по темпу роста и выживаемости достигается только при использовании смеси растительных и животных компонентов [Saoud, 2012].

В этой связи для кормления раков в нашей стране часто используют либо рыбные комбикорма в чистом виде (чаще осетровые), либо корма с добавлением растительных компонентов [Лагуткина, Пономарев, 2008; Шумейко и др., 2022; Рубцова и др., 2023]. Кроме того, разрабатывают и специальные кормосмеси, приготавливаемые непосредственно в хозяйстве. В частности, в аквакомплексе Астраханского государственного технического университета для кормления красноклешневого рака в качестве растительного компонента использовали овощи (морковь, капуста), а в качестве высокомолекулярного животного белка — кильку при суточной норме кормления 2% от массы тела особей [Лагуткина, Пономарев, 2008].

При содержании взрослых особей красноклешневых раков в бассейнах основа рациона состояла из мяса рыб, боенских отходов (печень, селезенка), зерновых культур (ячмень, рис, пшено, геркулес), овощей (морковь, тыква, пророщенное зерно) [Шокашева, 2018в]. Такой подбор компонентов обусловлен основной задачей, стоящей в период содержания производителей в зимнее время, — необходимостью обеспечить созревание половых продуктов (развитие ооцитов и эмбрионов) у производителей. Так как резкий переход с природных, в основном живых кормов, присутствовавших в рационе все лето, на искусственные комбикорма в УЗВ может отрицательно сказаться на полноценном размножении.

Испытания различных рецептур кормосмесей проводили в Южном федеральном университете (г. Ростов-на-Дону) [Гобелков, 2020]. Основу кормов для раков с начальной массой 10,5 г составляли дубовый опад и отходы рыбного производства. В состав кормов так же включали рыбий жир, витаминный премикс и в части вариантов был добавлен кормовой мел и гаммарус. В качестве контроля использовали корм для раков марки AllerAqua (*Astacus*). Продолжительность эксперимента составила 6 месяцев, корм вносили из расчета 5% от общей массы 1 раз в сутки. Результаты исследования показали, что корма, содержащие добавки кормового мела и гаммаруса, давали лучший результат среди экспериментальных смесей — на них отдельные особи достигали массы в 42 г, для остальных вариантов кормосмесей максимальные показатели массы раков не превысили 33 г. Сделано предположение, что присутствие данных компонентов в корме

благоприятно сказывается на процессах линьки и уменьшает агрессивность раков по отношению друг к другу [Гобелков, 2020].

В целях снижения затрат на кормление молоди красноклешневого рака нами проводились исследования по использованию для кормления замороженных личинок комнатной мухи (*Musca domestica*), получаемых при утилизации органического субстрата (жмых пивной дробины) и любезно предоставленных нам ООО «ИнАгроБио» [Загорская и др., 2016; Жигин и др., 2016; Жигин и др., 2017a]. Был выполнен эксперимент, включавший три варианта кормления (табл. 8). В первом раков кормили аквариумным кормом Tetra Wafer Mix (Германия) (контроль), во втором — личинками мух, в третьем половину рациона (по сухому весу) составлял комбикорм, а половину — личинки.

В состав корма Tetra Wafer Mix входят экстракты растительного белка, рыба и отходы рыбопереработки, зерновые культуры, растительные продукты, моллюски и ракообразные, дрожжи, водоросли, масла и жиры, витамины и микроэлементы.

Личинки комнатной мухи содержат 30% сухого вещества, из которых 54% приходится на сырой белок, что делает их перспективным кормом для молоди рыб и других гидробионтов. При поедании личинок гидробионты получают лизина — 38%, метионина — 28%, треонина — 31%, белка 16–18% (по сырой массе) [Привезенцев, Серветник, 1979; Серветник, 1982].

Таблица 8. Скорость роста и выживаемость молоди австралийского красноклешневого рака при кормлении личинками комнатной мухи

Показатели	Вид корма		
	Tetra Wafer Mix (контроль)	Личинки мух	Tetra Wafer Mix + личинки мух
Кол-во особей в начале, экз.	20	20	20
Начальная плотность, экз./м ²	44	44	44
Продолжительность, сут.	58		
Кол-во особей в конце, экз.	19	16	16
Выживаемость, %	95	80	80
Масса исходная, г	2,08±0,87	2,09±1,05	2,02±0,91
Масса конечная, г	9,27±4,11	11,76±7,72	11,98±6,18
Прирост средней массы, г	7,19	9,67	9,96
Прирост биомассы, г	134,53	146,36	151,28
Удельная скорость роста	0,025	0,029	0,030
Среднесуточный прирост, г	0,124	0,166	0,172
Расход корма, г	157,75	533,11	336,34*
Затраты корма, г/г	1,17	3,64	2,22**
Продуктивность, г/м ²	391,40	418,13	425,96

* – 79,35 г комбикорм и 256,99 г личинок мухи

** – 0,52 г комбикорм и 1,70 г личинок мухи

Наибольшие удельная скорость роста молоди, абсолютный прирост биомассы, среднесуточный прирост и биопродуктивность отмечены в обоих вариантах опыта с использованием личинок мух. Однако различия средней массы особей по сравнению с контролем не были статистически значимы.

Результаты биохимических исследований мяса выращенных раков показали отсутствие существенных различий (табл. 9). Вместе с тем, можно отметить некоторую тенденцию к снижению содержания белка в мясе

и его калорийности у раков, кормление которых осуществлялось личинками комнатной мухи. В целом, результаты проведенного эксперимента показывают принципиальную возможность использования личинок комнатной мухи для кормления особей красноклещевого рака.

Таблица 9. Химический состав мяса и пищевая ценность австралийского красноклещевого рака при кормлении личинками комнатной мухи

Показатель	Вид корма		
	Комбикорм (контроль)	Комбикорм + личинки мух	Личинки мух
Вода, %	79,05	79,17	80,60
Белок, %	18,60	18,70	17,1
Жир, %	0,89	0,70	0,87
Зола, %	1,46	1,43	1,43
Пищевая ценность, ккал	83	80	76

Другим подходом к поиску оптимальных кормов для австралийского красноклещевого рака стало определение его пищевых предпочтений через поведенческие реакции [Борисов и др., 2023]. В ходе наблюдений регистрировали реакцию раков на 11 видов кормовых объектов растительного и 4 вида животного происхождения, а также на комбикорм Tetra Wafer Mix в качестве контроля. Среди растительных компонентов для речных раков наиболее привлекательными являются объекты с высоким содержанием крахмала [Momot, 1995], в этой связи в первую очередь были испытаны различные виды зерновых культур, семена подсолнечника, части корнеплодов свеклы и клубней картофеля. Многие из них также часто рассматриваются в качестве основных ингредиентов комбикормов и дополнительной подкормки раков при культивировании [Muzinic et al., 2004; Gutierrez, Rodríguez, 2010; Saoud et al., 2012; Chaoshu et al., 2014]. Семена предлагали ракам в очищенном виде. В качестве растительного корма с низкими показателями калорийности тестировали листья сушеной крапивы в гранулах. Используемые в эксперименте корма животного происхождения

включали личинок насекомых, ракообразных (замороженные амфиподы), мясо кальмара. В ходе исследования животных содержали индивидуально (рис. 22), в общей сложности выполнено 616 наблюдений.

В ходе наблюдений как для кормовых объектов, так и для комбикорма Tetra Wafer Mix (контроль) регистрировали следующие показатели: наличие активных действий по поиску корма; время, затраченное на поиск и захват кормового объекта после его внесения в емкость; время, затраченное на поедание корма; характер манипуляций с кормом. Для оценки кормов не учитывали данные, полученные для особей за сутки до и после дня их линьки, а также особей, отказавшихся от контрольного образца корма.

Характер действий, проводимых активно питающимся раком с кормовым объектом, зависел от химической привлекательности корма, его твердости и скорости размягчения в воде. Мы выделили следующие варианты поведения: минимальная механическая обработка и быстрое поглощение пищевого объекта; механическая обработка (откусывание кусков) и поглощение корма; выбрасывание пищевого объекта без его механической

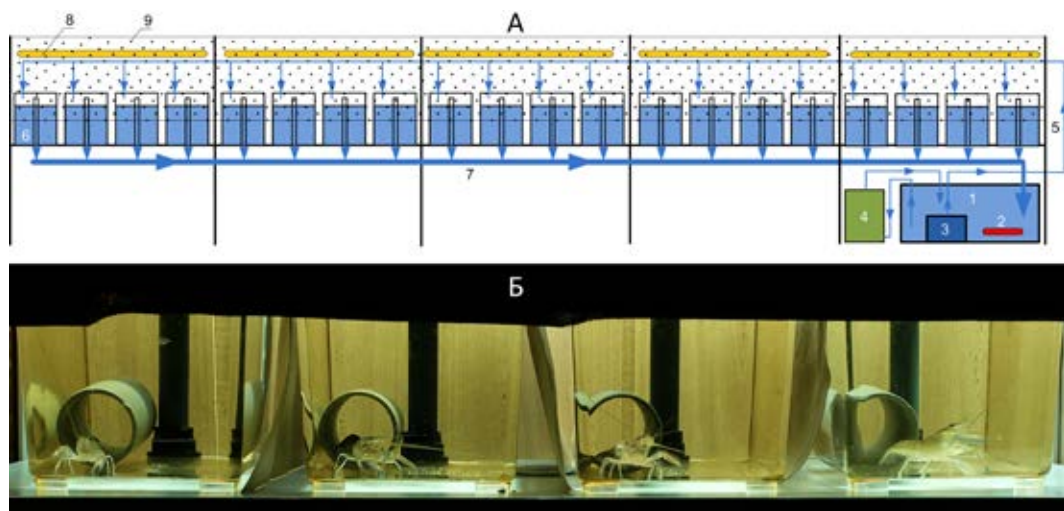


Рис. 22. Схема (А) и внешний вид (Б) экспериментальной установки:
1 — накопительная емкость; 2 — нагреватель; 3 — насос; 4 — биофильтр;
5 — коллектор подачи воды; 6 — емкости с раками; 7 — водоотводящий
коллектор; 8 — светильники; 9 — черная ткань

обработки; откусывание крупных кусков и выбрасывание их; крошение пищевого объекта на мелкие куски. В некоторых случаях наблюдали как особь длительное время (более минуты) удерживает корм ротовыми конечностями, не предпринимая действий по его механической обработке.

Наличие длительных перерывов в механической обработке кормового объекта можно рассматривать как следствие низкой пищевой привлекательности корма, но еще одной причиной такого поведения могут быть его твердость и медленное размокание в воде.

В межлиночный период выбрасывание корма, его крупных кусков или крошение, по нашему мнению, должны рассматриваться как проявление негативной реакции на пищевые качества корма. Фактически все три варианта соответствовали отказу от корма, а четкую границу между ними в некоторых случаях было достаточно сложно провести. Поэтому мы объединили все три варианта поведения в один показатель — «выбрасывание корма или его частей» (табл. 10). Случаи, когда особи не съедали тестируемый образец, но съедали корм в контроле, рассматривались как проявление негативной реакции на тестируемый образец.

Таким образом, для дальнейшей интерпретации оказались наиболее интересными два показателя: доля особей, бросивших и/или раскрошивших тестовый образец и доля особей, длительное время удерживавших корм ротовыми конечностями.

Большинство предложенных кормовых объектов (11 из 15) обладали привлекательными характеристиками для молоди рака (табл. 10). Активней всего молодь потребляла корма животного происхождения (личинок *Chironomus sp.* и *Hermetia illucens*, мясо кальмара, *Gammarus sp.*), а среди кормов растительного происхождения наибольшей привлекательностью обладали семена овса, пшеницы и обжаренной гречихи, а также свекла и картофель.

Таблица 10. Характеристики тестируемых кормов и реакция на них молоди австралийского красноклешневого рака

Название корма	Характеристики тестируемых кормов				Проявление реакции, на корм					
	Белки, %	Жиры, %	Углеводы, %	Масса, мг	Размер, мм	Съели корм за 30 мин., %	Не съели корм, %	Выбросили корм полностью или частично, %	Долгое время удерживали корм, но не ели, %	
Растения										
Овес, семена (целые) ¹	10,0	6,2	55,1	17	2,4/5,5	100,0	0,0	2,9	0,0	
Гречиха, семена зеленые (целые) ²	12,6	3,3	62,0	19	3,1/3,8	35,1	10,8	81,1	32,4	
Гречиха, семена обжаренные (целые) ¹	12,6	3,3	56,0	16	3,1/3,4	94,6	0,0	0,0	0,0	
Пшеница, семена (целые) ¹	11,8	2,2	59,5	26	2,8/5,5	54,1	0,0	2,7	0,0	
Чечевица, семена (целые) ¹	24,0	1,5	46,3	15	4,3/1,5	82,1	14,3	14,3	25,0	
Соя, семена (кусок) ¹	34,9	17,3	17,3	17	3,8/2,3	25,0	21,9	12,5	71,9	
Горох, семена (кусок) ¹	20,5	2,0	49,5	17	3,6/3,0	42,4	18,2	12,1	57,6	
Подсолнечник, семена (кусок) ¹	20,7	52,9	10,5	17	4,5/2,4	47,2	30,6	36,1	13,9	
Крапива, сушеная (гранула) ²	2,8	0,5	3,7	16	5,2/2,4	100,0	0,0	56,8	0,0	
Свекла, корнеплод (кусок) ¹	1,5	0,1	8,8	36	3,7/3,0	100,0	0,0	0,0	0,0	
Картофель, клубень (кусок) ¹	2,0	0,4	16,3	36	3,7/3,0	100,0	0,0	3,4	6,9	
Животные										
Мясо кальмара (кусок) ²	18,0	2,2	2,0	41	3,7/1,7	100,0	0,0	0,0	0,0	
Личинки <i>Chironomus sp.</i> (целые) ²	6,2	1,4	2,4	41	20,0/1,4	100,0	0,0	0,0	0,0	
Личинки <i>Hermetia illucens</i> (кусок) ²	11,1	9,3	0,6	31	5,3/3,8	95,5	4,5	0,0	16,7	
<i>Gammarus sp.</i> (целые) ²	7,2	0,7	0,4	31	9,0/2,5	100,0	0,0	0,0	3,7	
Контроль										
Комбикорм Tetra Wafer Mix (кусок) ²	45,0	6,0	38,0	16	3,4/4,8	100,0	0,0	5,3	5,3	

¹ – Химический состав ..., 2002; ² – данные производителя.

Негативные реакции наблюдались в отношении сои, гороха, семян подсолнечника, необжаренных (зеленых) семян гречихи и сушеной крапивы. Более 15% особей, не съевших тестовый образец корма (табл. 10), наблюдали в экспериментах с соей (21,9%), горохом (18,2%) и семенами подсолнечника (30,6%), но только доля особей, не съевших корм, была статистически значимой в варианте с подсолнечником.

Доля особей, бросивших и/или раскрошивших тестовый образец при кормлении в вариантах с необжаренными (зелеными) семенами гречихи составила 81,1%, подсолнечником — 36,1% и сушеной крапивой в гранулах — 56,8%. Эти показатели были статистически значимо выше, чем в контроле (комбикорм Tetra Wafer Mix). При этом в случае с сушеной крапивой более половины особей сначала выбрасывало и крошило тестовый образец, а затем, в отсутствии других кормов, возвращалось и съедало его.

Доля особей, длительное время удерживавших корм ротовыми конечностями, была статистически значимо выше в случае необжаренных семян гречихи (32,4%), сои (71,9%) и гороха (57,6%).

Результаты исследований показали, что скорость поедания раками предлагаемых кормов оказалась не столь информативна, поскольку она зависит от твердости предлагаемых компонентов, скорости их размягчения в воде, размера особей и поэтому не может напрямую характеризовать пищевую привлекательность корма. Время потребления кормов в большей степени иллюстрирует возможности их механической обработки ротовыми конечностями, а не пищевые предпочтения раков. Так, на поедание овса, пшеницы или обжаренной гречихи у раков уходило существенно больше времени, чем на животные корма или картофель и свеклу (рис. 23). При этом негативных поведенческих реакций на овес, пшеницу или обжаренную гречиху у раков отмечено не было (табл. 10). Вместе с тем следует отметить высокую скорость потребления кормов животного происхождения, которая примерно соответствовала или была даже выше скорости потребления комбикорма Tetra Wafer Mix, выступавшего в качестве контроля (рис. 23).

По результатам эксперимента можно заключить, что молодь рака отдавала предпочтение и активней всего потребляла корма животного происхождения, а среди кормов растительного происхождения наи-

большей пищевой привлекательностью для нее обладали семена овса, пшеницы и обжаренной гречихи, а также свекла и картофель.

Полученные данные могут послужить основой для разработки новых рецептур кормов для австралийского красноклешневого рака, а методические подходы использованы для оценки пищевой привлекательности различных пищевых объектов для ракообразных.

Одним из наиболее важных показателей является содержание белка в комбикормах. Большое количество белка необходимо для быстрого роста гидробионтов, особенно на ранних стадиях жизненного цикла. Рыбная мука, которая в большинстве кормовых рецептур выступает в качестве основного источника белка, является наиболее дорогим ингредиентом. В этой связи поиск баланса между скоростью роста и стоимостью корма становится одной из важнейших задач повышения рентабельности культури-

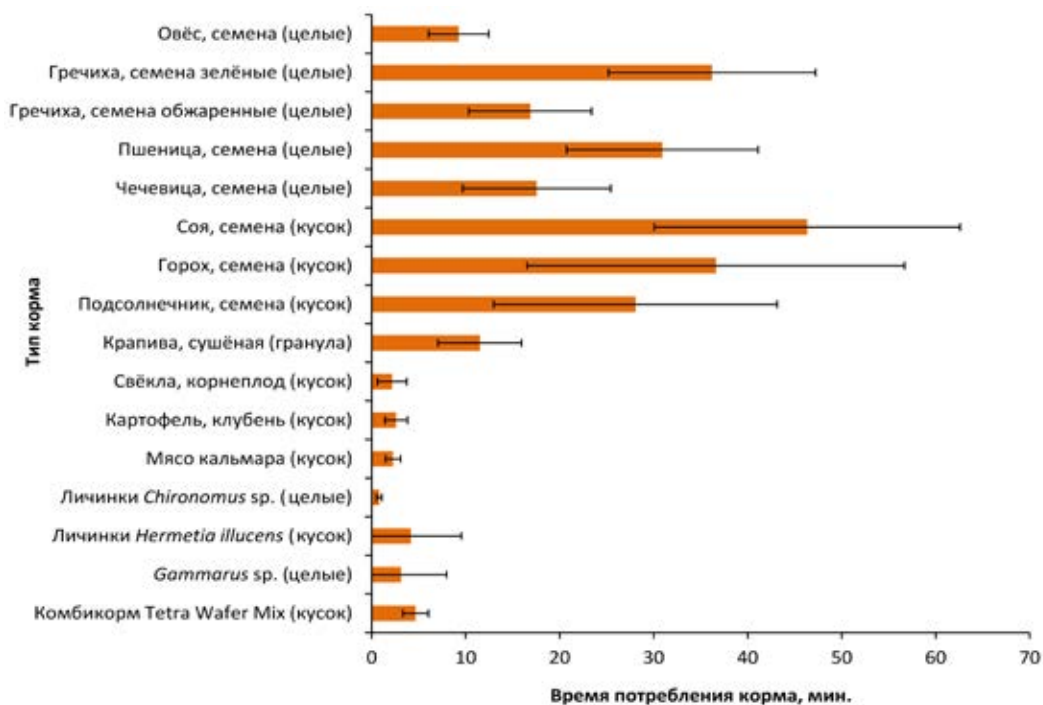


Рис. 23. Потребление молодью австралийского красноклешневого рака тестируемых кормовых объектов

вирования [Saoud et al., 2012]. Как уже отмечалось выше, снижение затрат на производство кормов может быть достигнуто как за счет уменьшения доли белка, так и путем замены рыбной муки на более дешевые источники белка растительного происхождения. При этом оба эти подхода могут приводить к снижению скорости роста.

В процессе развития аквакультуры австралийского красноклешневого рака выполнены многочисленные исследования по поиску эффективного состава искусственных кормов, включая содержание белка для взрослых особей [Thompson et al., 2004; 2006] и молоди [Webster et al., 1994; Keefe, Rouse, 1999; Hernandez et al., 2001; Cortes-Jacinto et al., 2003; Gutierrez, Rodriguez, 2010]. Следует учитывать, что рецептуры кормов могут влиять на эффективность их потребления и стать причиной снижения скорости роста, что особенно критично на ранних стадиях развития. В этой связи создание новых рецептов требует дополнительной проверки и проведения испытаний.

В целом, для культивирования австралийского красноклешневого рака рекомендуются тонущие гранулы, содержащие 30–45% сырого белка, 5–8% липидов, 20–40% углеводов, 1–2% хитина с добавкой витаминов, каротиноидов и минеральных веществ [Saoud et al., 2012]. Для взрослых особей австралийского красноклешневого рака корма с содержанием протеина 25% и более подходят для выращивания в прудах с естественной кормовой базой, а рецепты с белком 35% и более рекомендуются для его выращивания в УЗВ [Thompson et al., 2006]. Несмотря на имеющиеся данные, вопрос определения оптимального содержания белка в кормах особенно для ранней молоди австралийского красноклешневого рака остается не до конца решенным.

Дальнейшие исследования привели отечественных специалистов к необходимости разработки специализированных комбикормов. Такая острая необходимость вызвана тем, что большую часть года, а иногда и круглогодично, содержание австралийского красноклешневого рака в нашей стране осуществляется в бассейнах УЗВ. Отсутствие в этих условиях естественной кормовой базы диктует необходимость создания полнорационных комбикормов для разных возрастных групп, стадий онтогенеза и технологических этапов.

Активные работы по созданию специализированных кормов для различных этапов культивирования австралийского красноклешневого рака ведутся в департаменте прикладных исследований комбикормов и научного сопровождения производств совместно с отделом аквакультуры беспозвоночных ЦИ ФГБНУ «ВНИРО» [Борисов и др., 2022; Борисов и др., 2023; Никонова и др., 2023; 2024].

Для уточнения имеющихся данных и отработки рецептов кормов для разных этапов роста молоди нами выполнены два эксперимента: с молодью сразу после того, как она покинула самку (3 стадия развития), и подрошенной молодью возрастом 30 сут. после схода с самки [Борисов и др., 2022]. Масса молоди 3 стадии составляла $0,017 \pm 0,004$ г при длине $0,87 \pm 0,08$ мм, а масса подрошенной молоди $0,31 \pm 0,14$ г и $23,7 \pm 3,9$ мм, соответственно. Кормление молоди осуществляли тремя вариантами рецептов комбикормов с расчетной долей белка 25, 35 и 45% (табл. 11). В рецептуры включали компоненты животного и растительного происхождения. Источниками белка служили рыбная мука, кровяная мука, гаммарус, соевый шрот, кукурузный глютен, пивные дрожжи. Продолжительность экспериментов составила 30 и 40 сут. соответственно.

Таблица 11. Химический состав опытных комбикормов для молоди австралийского красноклешневого рака

Показатель	Рецепт		
	КРАК 25	КРАК 35	КРАК 45
Сырой протеин, %	$25,84 \pm 0,22$	$35,34 \pm 0,15$	$47,66 \pm 0,19$
Сырой жир, %	$5,77 \pm 0,03$	$5,95 \pm 0,26$	$5,65 \pm 0,25$
БЭВ, %	$49,54 \pm 0,45$	$42,09 \pm 0,28$	$34,99 \pm 0,20$
Сырая зола, %	$6,99 \pm 0,02$	$6,60 \pm 0,02$	$6,08 \pm 0,04$
Клетчатка, %	$7,79 \pm 0,30$	$6,22 \pm 0,20$	$3,95 \pm 0,20$
Влага, %	$3,98 \pm 0,19$	$3,61 \pm 0,30$	$3,34 \pm 0,36$
Валовая энергия, МДж/кг	17,1	18,0	19,4

Проведенные эксперименты показали, что скорость роста молоди рака находилась в прямой зависимости от доли белка в корме как в случае с ранней молодью 3 стадии (рис. 24), так и в варианте с подощенной молодью (рис. 25). Результаты кормления кормом КРАК 25 в обоих экспериментах свидетельствуют, что 25% белка в корме недостаточно для обеспечения нормального роста молоди австралийского красноклешневого рака в условиях бассейнов.

Гибель особей в процессе эксперимента при всех рецептурах кормов в подавляющем числе случаев была обусловлена каннибализмом. У десятигогих ракообразных большинство случаев каннибализма происходит в период линьки [Борисов, 2020]. При низкой скорости роста в варианте КРАК 25 отмечен относительно высокий показатель выживаемости, что, видимо, обусловлено низкой личинной активностью особей и, как следствие, уменьшением возможности каннибализма. Однако уменьшение доли белка в кормах нельзя рассматривать в качестве подхода, который позволил бы снизить каннибализм в процессе культивирования.

Установлено, что относительное содержания протеина в мышцах раков зависит от его содержания в комбикормах. В образцах мышечной ткани подощенной молоди наблюдалось повышение уровня белка от варианта

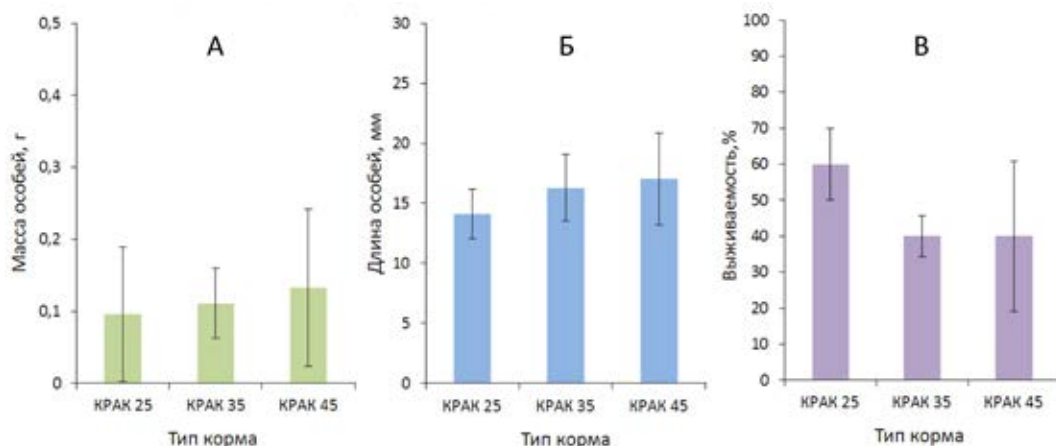


Рис. 24. Влияние рецептуры корма на массу (А), длину (Б) и выживаемость (В) ранней молоди австралийского красноклешневого рака (3 стадия развития)

с применением КРАК 25 к варианту с использованием КРАК 45 (табл. 12). Кроме того, содержание липидов возросло от 0,16% для корма с наименьшим содержанием белка до 0,20% на корме, содержащем 45% белка.

Таблица 12. Влияние рецептуры корма на химический состав мышечной ткани молоди австралийского красноклешневого рака

Рецепт комбикорма	Содержание, %			
	Белок	Жир	Влага	Зола
КРАК 25	14,63±0,20	0,16±0,02	84,10±0,80	1,11±0,09
КРАК 35	16,12±0,15	0,18±0,04	82,39±0,63	1,24±0,02
КРАК 45	16,26±0,13	0,20±0,06	82,37±0,47	1,17±0,03

Проведенные исследования продемонстрировали, что, как и у других видов ракообразных, молодь австралийского красноклешневого рака является более требовательной к содержанию белка в корме, чем взрослые особи. Также было установлено, что в установках замкнутого водоиспользования к качеству кормов должны предъявляться повышенные требования, поскольку в этом случае животные не имеют возможности пополнить

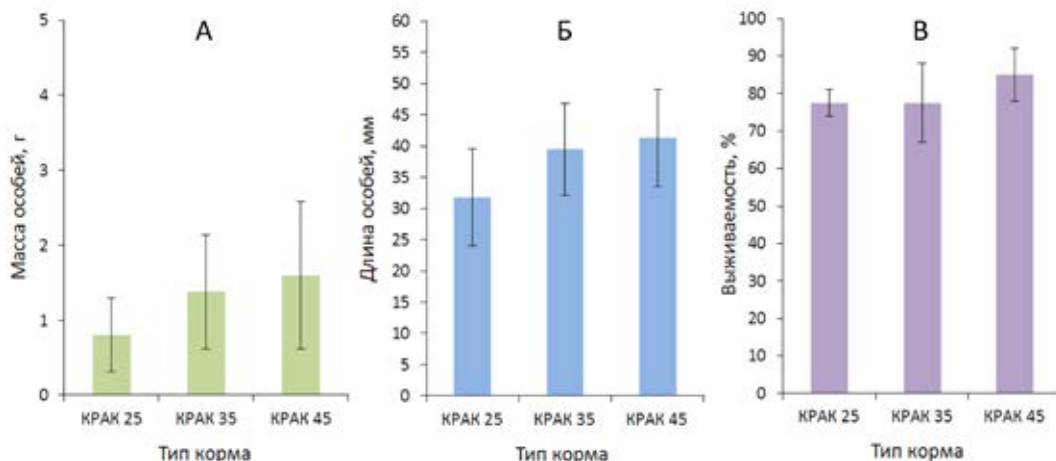


Рис. 25. Влияние рецептуры кормов на массу (А), длину (Б) и выживаемость (В) подращенной молоди австралийского красноклешневого рака (возраст 1 мес.)

свой рацион за счет использования естественной кормовой базы. Анализ собственных и литературных данных [Webster et al., 1994; Keefe, Rouse, 1999; Hernandez et al., 2001; Cortes-Jacinto et al., 2003; Gutierrez, Rodriguez, 2010] свидетельствует о том, что корма с содержанием белка ниже 35% не могут быть рекомендованы для выращивания молоди австралийского красноклешневого рака. Оптимальными для роста молоди являются корма с содержанием белка 45%.

Так же совместно с департаментом прикладных исследований комбикормов и научного сопровождения производств нами проведены работы по испытанию комбикормов для подращенной молоди раков массой от 5 г, в которых апробированы три варианта рецептов с содержанием белка 50%, 40%, 30%, шифры КРРАКС1, КРРАКС2, КРРАКС3 соответственно [Никонова и др., 2024]. В своей основе корма содержали: муку пшеничную, дрожжи спиртовые, метионин (98%), монокальций фосфат, биомос, карофилл, гемоглобин, масло соевое, масло рапсовое, соевый белковый концентрат, жмых подсолнечный, лизин (98%), чеснок сухой, морковь сухую, глютен пшеничный, гаммарус сухой, концентрат белковый из личинки черной львинки, крахмал кукурузный, премикс. Корма изготовлены в форме слайсов диаметром 3 мм (рис. 26). В качестве контроля использовали корм Tetra Wafer Mix производство Германия (белок — 46%), шифр ТWM.

Средняя масса особей, которые выращивались при средней температуре воды 27 °С и плотности посадки 15 экз./емкость или 33 экз./м², на мо-



Рис. 26. Экспериментальные корма для молоди австралийского красноклешневого рака массой более 5 г

мент начала эксперимента составила $4,6 \pm 1,1$ г. В ходе эксперимента продолжительностью 80 суток максимальная выживаемость зафиксирована в варианте с кормом КРРАКС2 — в среднем она составила 73%. Для двух других вариантов кормов (КРРАКС1 и КРРАКС3) она составила 56 и 50% соответственно.

На протяжении эксперимента отмечалась тенденция к постепенному снижению потребления корма в пересчете на массу тела раков в зависимости от типа корма с 1,3–1,9% до 1,1–1,5% (рис. 27.А). При этом потребление корма на особь по мере роста раков напротив, увеличивалось (рис. 27.Б). От количества белка в корме зависела интенсивность его потребления раками и наименьшим оно было в варианте высокобелкового корма (50%) — КРРАКС1 (рис. 27).

Для всех вариантов кормов на протяжении эксперимента наблюдалась схожая картина роста особей (рис. 28), характерными чертами которой были: существенная разница в скорости роста особей в группах, появление отдельных крупных особей и большое количество мелких особей в группах.

При этом раки при кормлении всеми тремя видами испытываемых комбикормов продемонстрировали показатели роста, схожие с контролем, что позволяет сделать заключение о возможности их использования при товарном выращивании на этапе кормления подрощенной молоди (рис. 28). Однако, несмотря на то, что конечная средняя масса особей в варианте с кормом КРРАКС2 (40% белка) была меньше, чем в вариантах с кормами КРРАКС1 (50% белка) и КРРАКС3 (30% белка), именно в этом варианте зафиксированы достижение отдельными особями максимальных размерно-весовых характеристик (рис. 28) и наибольшая итоговая продуктивность. В связи с этим именно данный вариант корма можно рассматривать в качестве наиболее перспективного.

Существенному удешевлению затрат на культивирование раков способствовала бы частичная или полная замена дорогостоящей рыбной муки на более дешевые источники белка. В ряде исследований изучалась возможность замены рыбной муки различными растительными источниками белка и липидов. Было показано, что для красноклешневого рака подходят диеты, содержащие недорогие растительные ингредиенты без

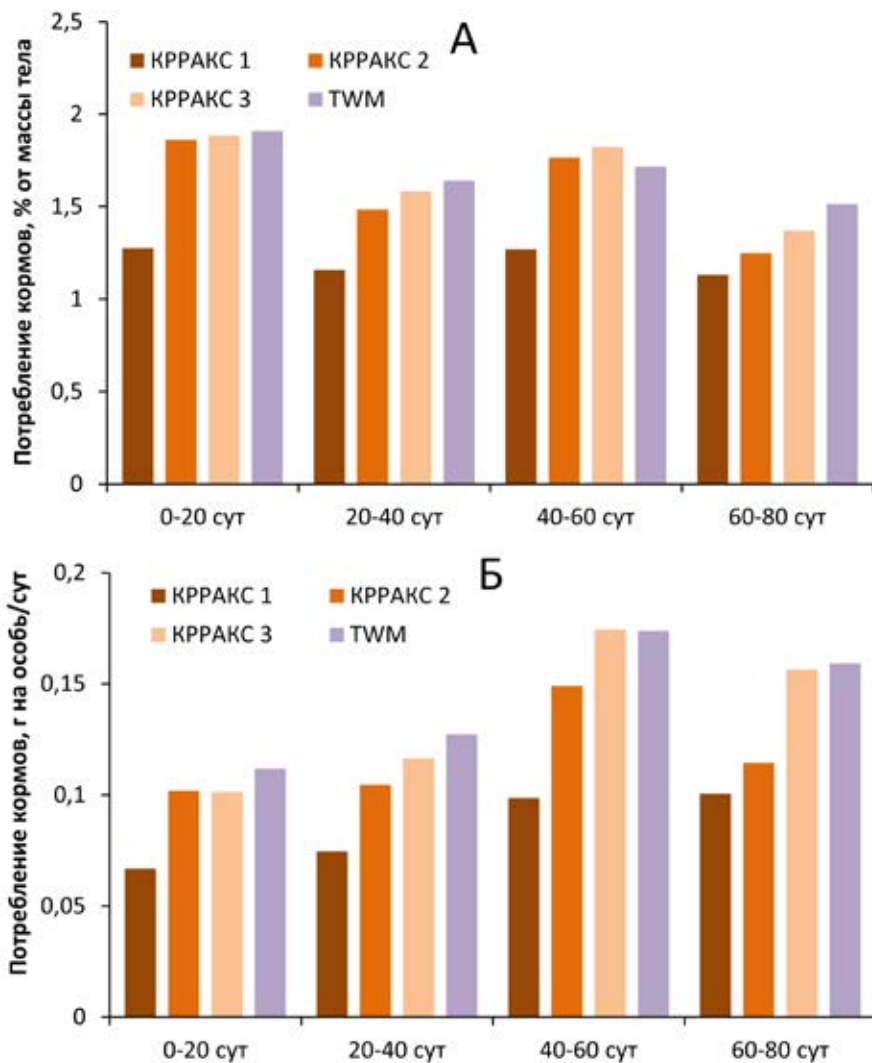


Рис. 27. Потребление кормов молодью австралийского красноклешневого рака массой более 5 г: в процентах от массы тела в сутки (А); в граммах на особь в сутки (Б)

ущерба для выживания и роста [Saoud et al., 2012]. Имеются данные, что замена до 50% белка в рационе рыбной муки соевой дает лучший рост при минимальных затратах [Gutierrez, Rodríguez, 2010]. Успешная возможность замены рыбной муки на источники белка растительного происхож-

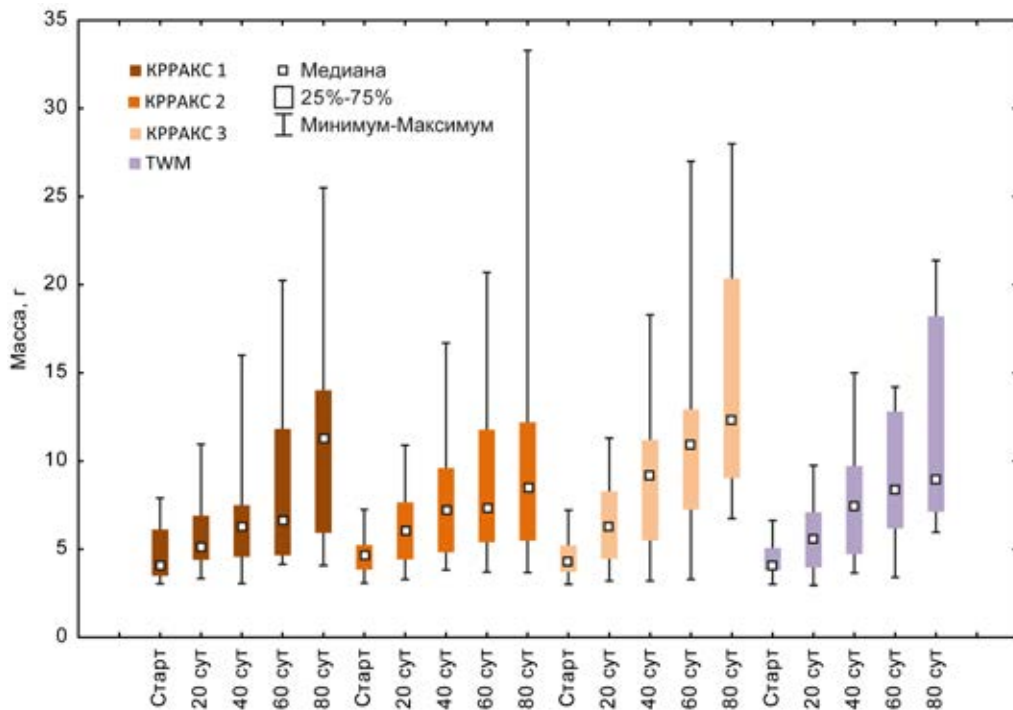


Рис. 28. Изменение массы молоди австралийского красноклешневого рака в зависимости от типа тестируемого корма

дения указывается и другими авторами [Muzinic et al., 2005; Thompson et al., 2005; Gutierrez, Rodriguez, 2010; Ширина и т.д., 2023б]. При этом для лучшего усвоения растительных компонентов исследователями рекомендовано добавление в корма комплексного ферментного препарата «Натузим» из расчета 350 мг на 1 кг корма [Kotelnikov et al., 2023; Ширина и др., 2023б], а также предложено использовать в качестве комплексной кормовой добавки опоку — природный минерал, преимущественно опал [Ширина и др., 2023а]. В итоге авторами предложен рецепт комбикорма для тропических раков, включающий следующее соотношение компонентов: рыбная мука — 20%, мука из гаммарусов — 10%, пшеница — 15%, горох — 15%, кормовые дрожжи — 10%, листья дуба — 6%, морковь вареная — 6%, петрушка — 6%, кальций — 6%, опока — 5%, премикс — 1% [Ширина и др., 2023а]. Однако к введению новых компонентов в корма следует подходить

с осторожностью, так как в некоторых случаях это может стать причиной снижения их пищевой привлекательности.

Другим примером создания специализированного комбикорма для условий УЗВ с использованием альтернативных источников белка является разработка астраханских исследователей, создавших «Комбикорм для тропических раков и пресноводных креветок», содержащий кормовую добавку на основе биомассы растительного и животного планктона прудовых экосистем [Лагуткина и др., 2011]. В качестве сырья для приготовления используется биомасса, получаемая при спуске выростных прудов, содержащая все кормовые организмы водоема: личинки жуков, циклопы, дафнии, липтостерии, рачки рода *Streptocephalus*. Собранную биомассу высушивали в центробежной сушилке, и на ее основе изготавливали комбикорм способом влажного прессования. Кормовая добавка содержала: 56-64% протеина, 4,4-5,2% жира, 11,7-11,9% минеральных веществ, 8,2-19,6% эссенциальных жирных кислот (n3) линоленового ряда в общих липидах, до 35% фосфолипидов, высокий уровень незаменимых аминокислот — лизина (9,0%), аргинина (5,2%), триптофана (0,9%) и метионина (2,0%), высокое количество витамина Е (60 мг/100 г). Состав рецепта предлагаемого корма включал: высушенную биомассу растительного и животного планктона прудовых экосистем — 70,0%; рыбий жир — 13,0%; водорослевую муку — 15,0%; витаминный премикс — 1,0%; минеральные добавки — 1,0%.

Вместе с тем некоторым недостатком разработанных кормов является трудность получения кормовой добавки из высушенной биомассы растительного и животного планктона прудовых экосистем в связи с редким спуском воды на прудовых площадях. Кроме того, есть данные, что внесение более 0,25 г таких кормов на 1 л воды может являться опасным, так как данная концентрация негативно влияет на качество воды, что особенно опасно для бассейновых условий содержания. Данное обстоятельство можно объяснить тем, что в состав корма входит большое количество веществ органического и минерального происхождения, которые могут вызвать эвтрофикацию водной среды.

Стремление найти альтернативный рыбной муке источник животного белка приводит исследователей к использованию белка насекомых. Выше уже было сказано о применении нами с этой целью личинок комнатной мухи.

Другим примером может служить муха черная львинка (*Hermetia illucens*) — перспективный на сегодняшний день организм, разрешенный в ЕС, США, Канаде, который может быть использован для получения кормовых продуктов для аквакультуры. По инициативе Росрыбхоза в нормативную базу нашей страны также внесены изменения, позволяющие использовать в качестве источника белка при производстве рыбных кормов насекомых. Продукция, получаемая из личинок черной львинки, в различных ее формах — жиры, мука, гранулы, и пюре, — включена в перечень сельскохозяйственной продукции [Распоряжение Правительства РФ от 10.10.2023 N 2761-р].

Возможность использования личинок мухи черная львинка в качестве компонента в кормопроизводстве обусловлена их высокой питательностью, уникальным аминокислотным составом и высокой биоконверсией органических отходов. Согласно результатам определения массовой доли сырого протеина установлено, что его доля в рыбной муке незначительно превышает величину данного показателя в муке из личинок мухи ($56,7 \pm 1,1$ и $50,8 \pm 1,0$ соответственно) [Антонов и др., 2022].

В ходе исследований в «Северном (Арктическом) федеральном университете имени М.В. Ломоносова» были разработаны и опробованы две рецептуры комбикормов. Корм 1: рыбная мука — 40%, проросшая пшеница — 30%, ламинария — 5%, морковь — 15%, подсолнечный жмых — 10%. Корм 2: протеин личинок мухи черная львинка — 40%, проросшая пшеница — 30%, ламинария — 5%, морковь — 15%, подсолнечный жмых — 10%.

Результаты двухмесячного выращивания красноклешневых раков в условиях бассейнов показали, что особи, получавшие корм с протеином насекомых, имели достоверно более высокие показатели относительного прироста по массе — 82% и по длине тела раков — 22%, по сравнению с питавшимися кормами на основе рыбной муки, где прирост по массе на конец эксперимента — 29%, прирост по длине тела — 14% [Антонов и др., 2022].

По результатам исследований авторами запатентована рецептура корма на основе протеина мухи черная львинка с добавлением ламинарии Белого моря [Антонов и др., 2022].

На следующем этапе исследований по разведению красноклешневых раков авторы перешли от использования «универсальной» рецептуры ком-

бикорма к дифференцированным рецептурам на разных этапах онтогенеза, с учетом местных источников применяемых компонентов.

Учитывая, что в естественных условиях австралийские раки употребляют в пищу корни растений, беспозвоночных, мелких ракообразных, водную растительность и мелкую рыбу, были определены усредненные показатели питательных свойств естественной пищи австралийских раков: протеин — 40%, жиры — 2-4%, углеводы — 14%. Исходя из этого, выбор для кормления был в пользу следующих компонентов, в том числе частично высокобелковых: пища растительного происхождения — зеленые ростки пшеницы (витграсс), петрушка, морковь, чеснок; пища животного происхождения — гаммарусы, дафнии, биомасса прудовых экосистем; источник кальция — яичная скорлупа и минеральная вода (дополнительный источник кальция). При выборе элементов питания руководствовались доступностью и сходством процентного содержания основных элементов кормов с пищевыми потребностями объекта [Пономарев и др., 2021].

Традиционный набор компонентов из местного сырья и новые решения позволили расширить линейку рецептур кормов TechSA для красноклешневых раков [Лагуткина, 2022]. Разработанные рецептуры стартового, продукционного, адаптационного кормов для красноклешневого рака в сопоставлении с импортными комбикормами представлены в табл. 13.

По данным Л.Ю. Лагуткиной [2022] разработанная линейка кормов TechSA показала неплохие результаты при апробации на различных возрастных группах раков. При использовании этих кормов наблюдались высокий темп роста и выживаемость, отмечен прирост биомассы на 27% больше по сравнению с комбикормом производства «Tetra» и комбикормом «Sera Crabs Natural». Кроме того, увеличивалось содержание общего белка в гемолимфе в 1,1–1,3 раза по сравнению с контролем, что указывало на хорошее физиологическое состояние выращиваемых объектов.

**АКВАКУЛЬТУРА АВСТРАЛИЙСКОГО КРАСНОКЛЕШНЕВОГО РАКА
CHERAX QUADRICARINATUS (VON MARTENS, 1868)**

Таблица 13. Состав российских комбикормов линейки TechSA Crayfish для австралийского красноклешневого рака в сопоставлении с импортными кормами для аквариумных рыб и ракообразных производства Tetra и Sera, % [Лагуткина, 2022]

Компонент	Tetra	Sera	TechSA Crayfish		
			Pro	Start	Growth
Компоненты животного происхождения					
Рыбная мука	*	-	15,0	20,0	20,0
Мясокостная мука	*	-	-	1,5	2,5
Жаброногие ракообразные	*	-	25,0	15,0	12,0
Дафнии	-	-	5,0	15,0	12,0
Мука из новозеландских зеленых мидии	*	-	-	-	-
Компоненты растительного происхождения					
Пшеничная мука	*	-	3,0	5,0	2,5
Витграсс	*	-	10,0	5,0	-
Спирулина	*	*	-	-	-
Морские водоросли	*	*	-	-	-
Люцерна	*	-	5,0	5,0	-
Крапива	*	*	-	-	-
Древесное волокно	*	*	5,0	-	-
Ольховые шишки	*	*	-	-	-
Петрушка	*	-	2,0	2,5	1,5
Паприка	*	*	-	-	-
Шпинат	*	-	-	-	-
Тархун	-	-	-	1,0	0,5
Сельдерей	-	-	-	1,0	0,5
Морковь	*	-	3,0	4,5	3,0
Чеснок	*	-	0,5	1,0	0,5

Таблица 13. Продолжение.

Компонент	Tetra	Sera	TechSA Crayfish		
			Pro	Start	Growth
Другие компоненты					
Кальциевая добавка	*	-	5,0	10,0	-
Рыбий жир	*	-	3,0	3,5	4,5
Растительное масло	*	-	-	-	-
Пивные дрожжи	*	-	2,0	3,5	4,5
Минеральный премикс	*	-	1,0	1,5	1,0
БПЭ	-	-	15,0	5,0	35,0
Пробиотик Olin	-	-	0,5	-	-
Биохимический состав, %					
Протеин	43	25	50	45	40
Жир	8	5	8	8	9
Клетчатка	*	*	7	8	6

* – наличие компонента

У австралийского красноклешневого рака так же как и у других десятиногих ракообразных на интенсивность питания существенное влияние оказывают процессы, связанные с линькой [Борисов, 2020; Борисов и др., 2023]. Раки перестают питаться перед линькой, не питаются во время нее и некоторое время после, пока их покровы вновь не станут достаточно твердыми (рис. 29). Продолжительность периода отказа от корма во многом зависит от размера особи и увеличивается от нескольких часов у молоди до нескольких дней у взрослых особей. Кроме того, часто наблюдаются снижение интенсивности питания за несколько дней до линьки и увеличение рациона после линьки и затвердения покровов.

Другим важным моментом является отработка норм кормления раков в процессе выращивания в разных условиях содержания на разных технологических этапах. Количество потребляемого корма зависит от размера

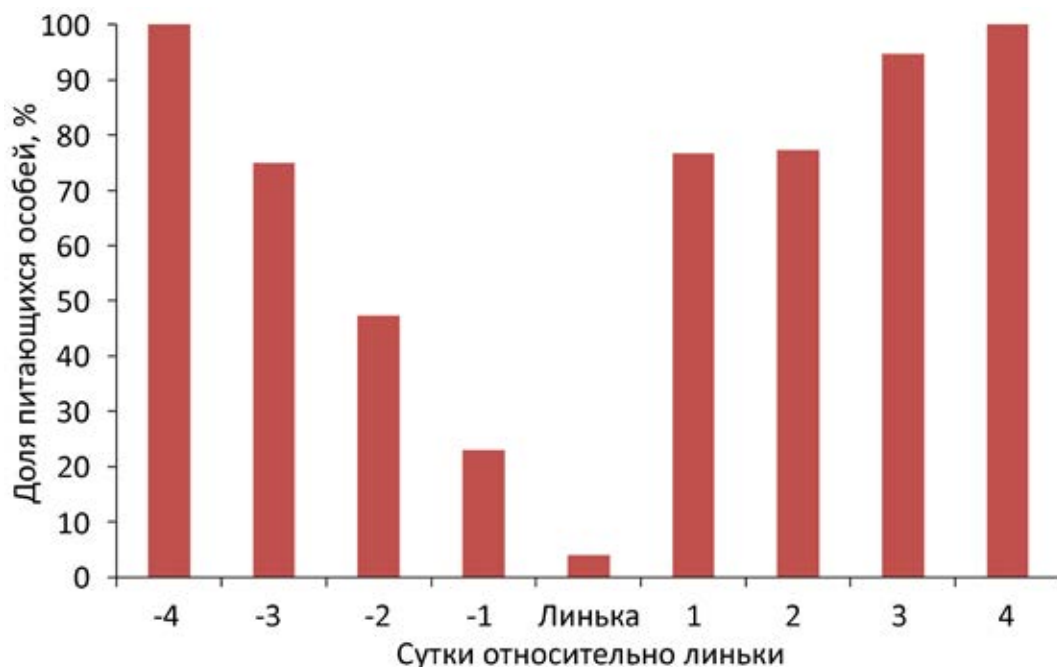


Рис. 29. Влияние линьки на активность питания (доля питающихся особей) у молоди австралийского красноклешневого рака массой 2-5 г

особей и температуры содержания. Наиболее интенсивно раки питаются в диапазоне температурного оптимума. Снижение температуры приводит к уменьшению интенсивности питания (рис. 19 и 20). В частности, нами установлено, что при содержании в УЗВ при температуре 27–28 °С количество вносимого в сутки комбикорма для молоди массой 0,2-0,5 г не должно быть ниже 5,3% от массы тела, а для молоди массой 2-4 г — 2,1%. При температуре 23-24 °С данные показатели оказались ниже и составили 4,8 и 1,5% от массы тела.

По мере роста особи наблюдается снижение суточной нормы кормления, рассчитанной в процентах от массы тела (рис. 19). При этом абсолютное количество потребляемого в сутки корма по мере роста особи, как правило, возрастает (рис. 20). Максимальные значения рациона отмечены у ранней молоди после того как она окончательно покинет самку. В этот период рекомендуется вносить корм из расчета 10–15% от массы тела при

использовании комбикормов и 30–50% при использовании влажных или живых кормов. У молоди массой 0,2–0,5 г рацион при использовании комбикормов составляет около 5–6% от массы тела особей, а у молоди массой 2,0–4,0 г снижается до 2–3% (рис. 19). Аналогичная закономерность изменения рациона, рассчитанного в процентах от массы, предполагается и у взрослых особей (рис. 30).

2.3.4. Плотность посадки и каннибализм

Агрессивное поведение и каннибализм являются одной из главных проблем на пути интенсификации культивирования ракообразных. Свойственный ракам каннибализм особенно сильно проявляется при повышенных плотностях посадки в бассейнах [Борисов, Тертицкая, 2005; Борисов и др., 2007; Jeffs, 2010; Shelley, Lovatelli, 2011; Franke et al., 2013].

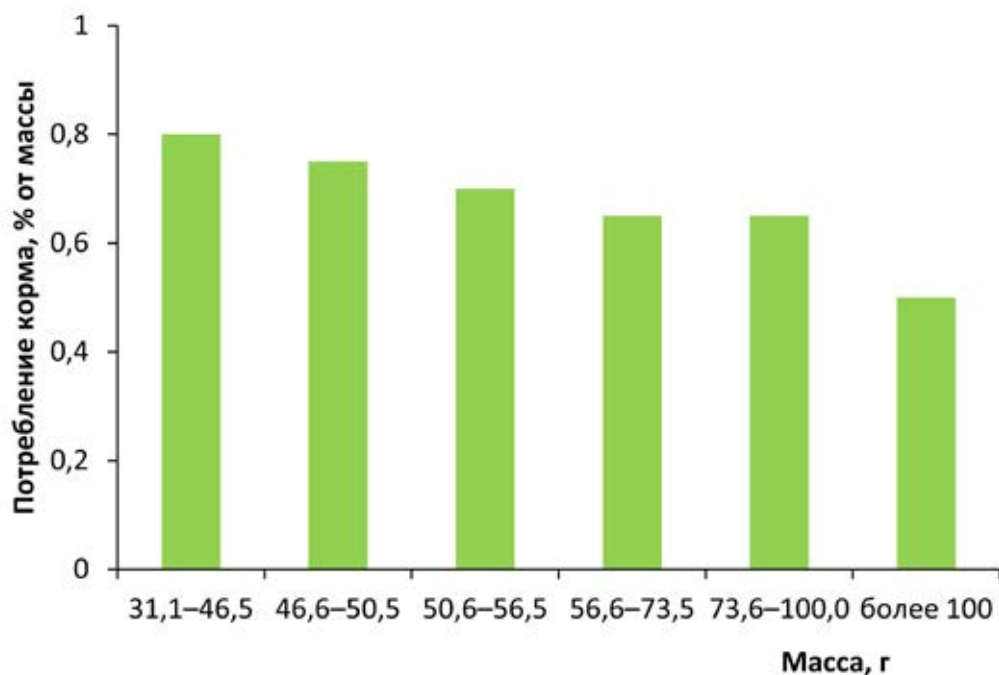


Рис. 30. Зависимость количества вносимого корма от массы тела для взрослых австралийских красноклещневых раков [Naranjo-Páramo et al., 2018]

Речные раки обладают плотными покровами и могут получить существенные повреждения или погибнуть только в период линьки, или если нападающая особь значительно превосходит их по размеру. В этот период вероятность возникновения агрессивных взаимодействий, результатом которых будет гибель недавно перелинявшей особи, выше всего и напрямую зависит от плотности содержания. В естественных условиях при низких плотностях посадки частота таких встреч незначительна. Линяющие особи до момента затвердения покровов предпочитают не покидать убежищ.

Молодь и взрослые раки занимают разные биотопы. Кроме того, молодь чаще всего старается избегать агрессии со стороны взрослых особей и является для них слишком подвижной добычей. При содержании в искусственных условиях при высоких плотностях посадки частота нежелательных контактов увеличивается, что приводит к повреждению и гибели особей. Эту опасность следует также учитывать, когда молодь содержится вместе с производителями.

Австралийские красноклешневые раки в сравнении со многими другими видами десятиногих ракообразных считаются менее агрессивными. Меньшая интенсивность проявления каннибализма — одна из главных причин, которая способствовала введению этого вида в аквакультуру. Но, несмотря на то, что австралийский красноклешневый рак менее агрессивен, чем многие другие виды речных раков, проблема каннибализма существует и при культивировании этого вида. Проявляется она в случае создания высоких плотностей содержания, отсутствии или недостатке убежищ, неполноценном кормлении. Вместе с тем, учитывая хозяйственно полезные качества красноклешневого рака, можно ожидать, что продуктивность бассейнов будет заметно выше, чем, например, при выращивании в аналогичных условиях более агрессивных гигантских пресноводных креветок [Ковачева и др., 2015].

К сожалению, особенности биологии красноклешневого рака, как и большинства других видов ракообразных, ограничивают возможность его выращивания при высоких плотностях посадки, как, например, большинства видов рыб. Кроме того, будучи донными животными, раки не имеют возможности использовать объем бассейнов или прудов.

Также имеет место подавление единичными крупными особями роста остальных. Фактически размер животных в конце культивирования демонстрирует отрицательную корреляцию с плотностью посадки [Pinto, Rouse, 1996; Jones, Ruscoe, 2000 и многие др.].

Ниже приведены некоторые показатели плотности посадки при различных вариантах культивирования, полученные и рекомендуемые зарубежными исследователями:

- содержание производителей в прудах — плотность посадки от 0,5 до 2 экз./м² [Saoud et al., 2013];
- содержание производителей в бассейнах — плотность посадки от 6 до 25 экз./м² [Saoud et al., 2013];
- для воспроизводства пруды заселяют зрелыми самцами и самками в соотношении 1:4 при плотности 1500 экз./га (0,15 экз./м²);
- плотности посадки молоди (масса 5–10 г) в пруды составляет 5–15 экз./м² [FAO, 2024];
- полуинтенсивная культура молоди в прудах с глинистым дном (площадью 0,25–0,5 га) — 3–4 экз./м² при выходе продукции 1500–2000 кг/га после 6–7 месяцев культивирования [Romero, 1997а, б];
- интенсивная культура молоди в прудах (0,25 га) с гравийным дном и аэрацией — 7 экз./м² при выходе продукции до 4000 кг/га после 6 месяцев культивирования [Romero, 1997а, б].

Как видно из приведенных примеров, рассматриваемый показатель варьирует в широких пределах, а оптимальные плотности посадки, в первую очередь, зависят от размера и возраста культивируемых особей, а также от способа выращивания, продолжительности содержания и интенсивности кормления. В этой связи до настоящего времени исследования в этом направлении носят регулярный характер в целях подбора оптимальной плотности выращивания в конкретно складывающихся условиях содержания раков [Арыстангалиева, 2017; Борисов, Никонова, 2018; Шокашева, 2018в; Лагуткина, 2022; Рубцова и др., 2023 и др.].

В частности, нами в течение 60 суток изучалось влияние плотности посадки на результаты выращивания молоди средней массой 0,24–0,26 г в возрасте 45 суток после выхода из икры при температуре воды в диапазоне 27–29 °С (табл. 14) [Арыстангалиева, 2017; Жигин и др., 2018].

Таблица 14. Результаты выращивания молоди австралийского красноклешневого рака в зависимости от плотности посадки [Арыстангалиева, 2017; Жигин и др., 2018]

Показатели	Плотность посадки, экз./м ²		
	80	120	160
Кол-во особей в начале, экз.	36	54	72
Продолжительность, сут.	60		
Кол-во особей в конце, экз.	27	33	41
Выживаемость, %	75	61	57
Масса исходная, г	0,25±0,03	0,24±0,02	0,26±0,03
Масса конечная, г	4,12±0,72	2,81±0,26	2,44±0,35
Прирост массы, г	3,87	2,57	2,18
Прирост биомассы, г	102,2	79,7	70,7
Удельная скорость роста	0,047	0,043	0,037
Среднесуточный прирост, г	0,065	0,043	0,036
Расход корма, г	108,4	134,9	251,2
Затраты корма, г/г	1,06	1,69	3,55
Продуктивность, г/м ²	247,2	206,1	222,3

В результате проведенных исследований установлено, что наибольшая конечная масса особей 4,12 г получена при наименьшей плотности посадки 80 экз./м² емкости (табл. 14). Дальнейшее увеличение плотности посадки привело к закономерному снижению конечной средней массы особей (2,81±0,26 и 2,44±0,35), при этом масса особей в варианте с плотностью посадки 80 экз./м² была статистически значимо больше массы молоди раков в двух других вариантах плотности посадки. Статистически значимых различий между вариантами с плотностью посадки 120 и 160 экз./м² не отмечено.

С ростом плотности посадки закономерно снижались абсолютный прирост средней массы особей, среднесуточный прирост и выживаемость (табл. 14). Так же при более высоких плотностях посадки оказались ниже прирост биомассы и удельная скорость роста, а расходы и затраты корма напротив выше.

Опыт подращивания молоди рака в бассейновых условиях показал постепенное увеличение расхождения особей по массе, которая возрастает по мере дальнейшего их выращивание. Это явление — еще одна проблема, ограничивающая интенсификацию культивирования раков. Крупные особи занимают доминантное положение в группах и оказывают негативное влияние на рост других особей [Karplus, Barki, 2004; Barki et al., 2006]. На рис. 31 показаны особи одного возраста, полученные от одной самки и содержащиеся в одной емкости.

Причиной неравномерности роста является не только конкуренция за пищу и агрессивные взаимодействия. Даже в случае содержания в индивидуальных ячейках у мелких особей в окружении крупных наблюдалось снижение скорости роста [Barki et al., 2006]. По-видимому, причиной являются химические вещества, выделяемые крупными особями, которые подавляют рост более мелких.



Рис. 31. Неравномерность роста австралийского красноклещевого рака при высокой плотности посадки (на фотографии раки одного возраста)

В то же время, в случае проведения своевременной сортировки и рассадки раков, мелкие особи не только начинают расти быстрее, но иногда даже могут догнать по размеру более крупных. На рис. 32 показан рост мелких и крупных особей после их рассадки в емкости для индивидуального содержания [Борисов и др., 2013]. Аналогичные данные получены и другими авторами при проведении своевременной сортировки и рассадки молоди [Садыкова, Калайда, 2019]. Ускорение роста мелких особей отмечено также в случаях удаления крупных доминантов из популяции [Moorhouse, Macdonald, 2011]. Таким образом, иерархические отношения в группах красноклешневых раков играют большую роль и оказывают существенное влияние на их рост.

Сравнение результатов роста и выживаемости раков в разно- и одноразмерных группах подтвердило данные, что сортировка особей по размеру

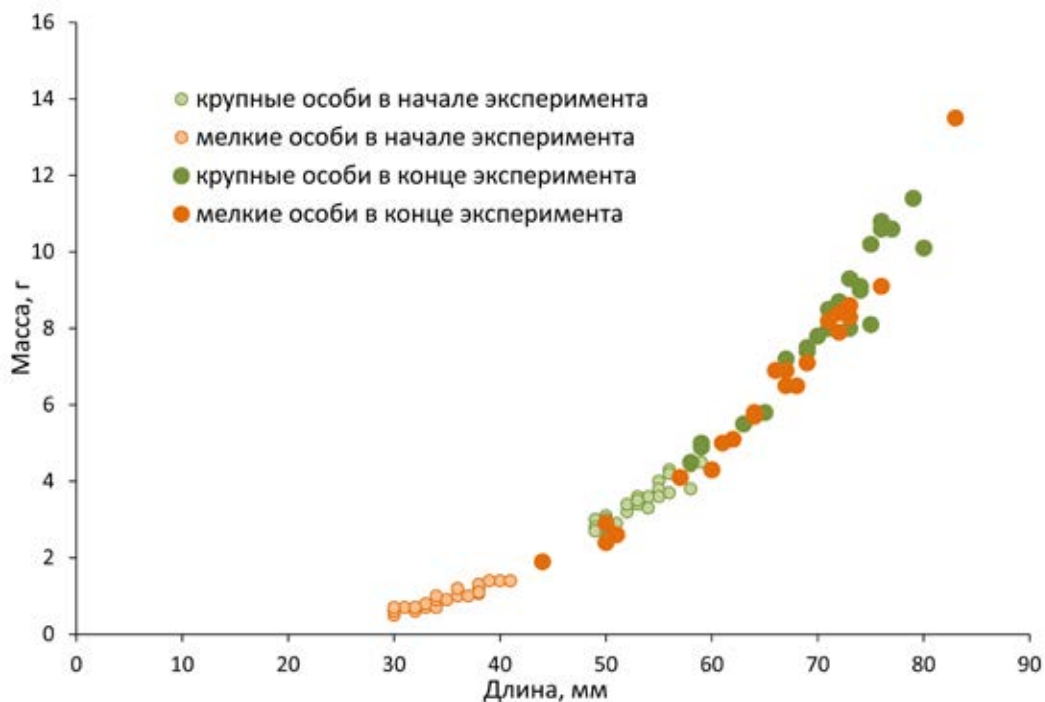


Рис. 32. Динамика роста молоди австралийского красноклешневого рака после сортировки по размеру в течение последующих двух месяцев

чаще всего не приводит к существенному сокращению уровня каннибализма, но может способствовать более равномерному росту раков [Ahvenharju, Ruohonen, 2007; Ramalho et al., 2008]. Кроме того, по мере роста особей сортировки становятся менее эффективными [Ahvenharju, Ruohonen, 2007; Ramalho et al., 2008; González et al., 2011a] поскольку нарушают уже сложившиеся иерархические взаимоотношения в группе. В связи с этим пересадку раков и их сортировку по размеру целесообразно выполнять в первые три месяца культивирования [Борисов, Никонова, 2018].

Для исследования поведения, антагонистических взаимоотношений и особенностей роста в группах и индивидуально при выращивании в условиях УЗВ нами в два этапа проведен эксперимент с молодью красноклешневого рака.

На первом этапе продолжительностью 60 сут. раннюю молодь в возрасте около 20 сут. с момента выхода из икры, полученную от одной самки, рассадили в три небольшие емкости (объемом 5,6 л) и одну большую емкость (объемом 210 л) с разной плотностью посадки (табл. 15; рис. 33).

Таблица 15. Условия проведения первого этапа эксперимента по выращиванию молоди австралийского красноклешневого рака

Вариант эксперимента	Характеристики емкостей		Кол-во особей, экз.	Плотность посадки, экз./м ²	Повторности
	объем воды, л	площадь дна, м ²			
1	5,6	0,043	10	230	3
2	5,6	0,043	15	345	3
3	5,6	0,043	20	460	3
4	210,0	0,570	107	190	1

Через 30 суток после начала первого этапа эксперимента максимальная выживаемость 90% отмечена в варианте 1 при плотности посадки 230 экз./м², а минимальная в варианте 3 (плотность посадки — 460 экз./м²) — 72%. При этом доля раков с отсутствующими или частично регенерирующими первыми клешненоносными конечностями коррелировала с плотностью посадки особей — вариант 1–3 (рис. 34).



Рис. 33. Емкости для экспериментов с молодью красноклешневого рака на первом этапе: А — для 1-3 вариантов; Б — для 4 варианта эксперимента

Фактически, все случаи гибели раков были связаны с проявлениями каннибализма. Кроме того, утрата особями переопод так же являлась результатом агрессивных взаимодействий. Наиболее критичным для дальнейшего роста следует считать утрату первых переопод, поскольку их регенерация требует существенных энергетических затрат, кроме того, отсутствие переопод негативно сказывается на возможностях раков в дальнейшем активно конкурировать в группе за ресурсы. Восстановление первых переопод происходит медленно, и в течение следующих нескольких линек они остаются существенно меньше, чем у неповрежденных особей.

Минимальная доля молодежи с повреждениями отмечена в варианте 1 (плотность посадки — 230 экз./м²) — 17%, а максимальная — в варианте 3 (плотность посадки — 460 экз./м²) — 43% (рис. 34). Отличия в размерах особей между вариантами эксперимента не были статистически значимы. При этом наилучшие показатели роста были отмечены в варианте 4 с минимальной плотностью посадки — 190 экз./м² (рис. 35).

На 60 сутки во всех вариантах эксперимента показатели выживаемости заметно снизились (рис. 34). Больше всего случаев гибели раков в результате каннибализма (45%) зафиксировано в варианте 3, где плотность посадки была максимальна. В остальных вариантах эксперимента показатели

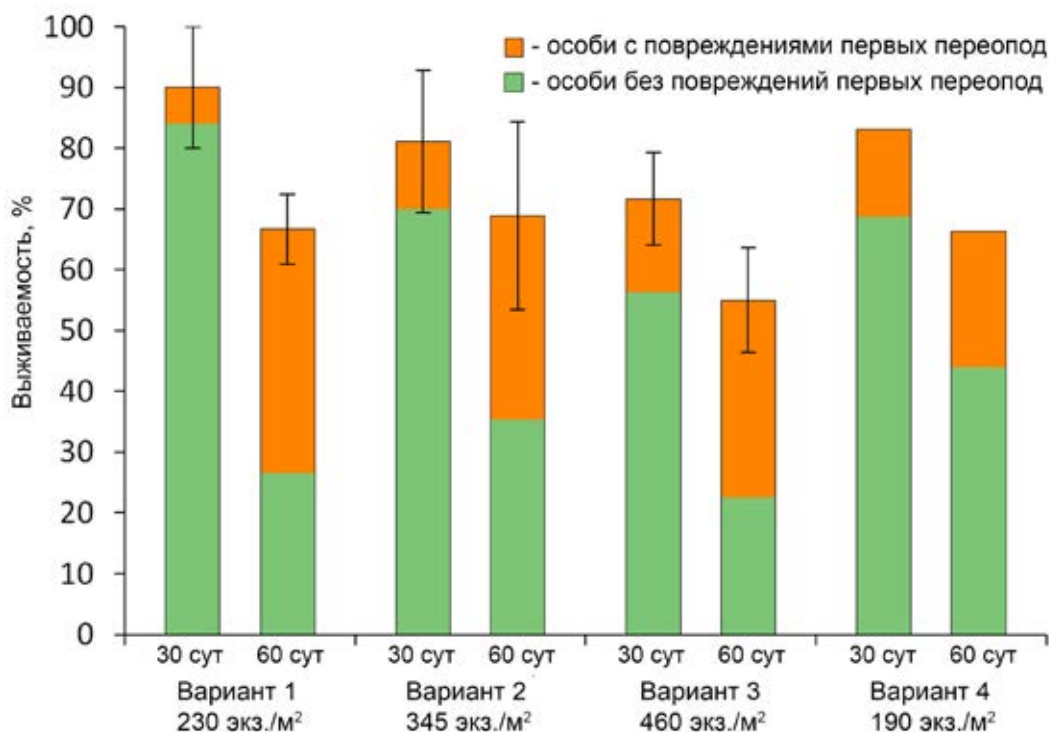


Рис. 34. Изменение выживаемости и доли особей с повреждениями на первом этапе эксперимента у молодежи австралийского красноклешневого рака

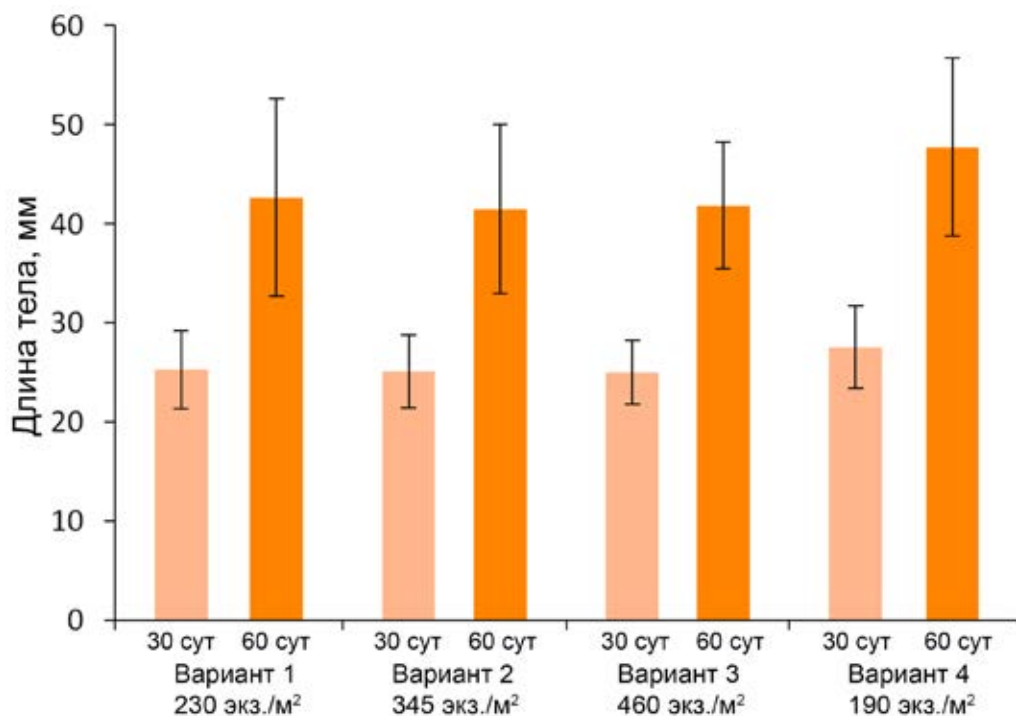


Рис. 35. Рост молоди австралийского красноклешневого рака на первом этапе эксперимента

выживаемости оказались близки и колебались в диапазоне 66–68%. Доля особей, утративших первые переоподы в результате агрессивных взаимодействий, была высока в вариантах 1–3, когда они содержались в емкостях небольшого размера. Минимальная доля особей, пострадавших в результате каннибализма и агрессивных взаимодействий, отмечена в варианте 4 при минимальной плотности посадки — 190 экз./м².

В конце первого этапа эксперимента молодь из варианта 4 оказалась достоверно крупнее, чем в вариантах с емкостями маленького объема (варианты 1–3), где показатели роста молоди не имели статистически значимых отличий, независимо от плотности посадки (рис. 34). При этом затраты корма на единицу прироста массы тела были минимальны (1,5) в варианте 4.

Сравнение размера раков с повреждениями переопод и без повреждений (рис. 36) показало, что во всех вариантах эксперимента особи без повреждений были крупнее. Особенно ярко проявилась данная закономерность в вариантах 1–3, где на одну емкость приходились только одна-две, реже три особи без повреждений, которые были значительно крупнее других раков.

По завершении первого этапа эксперимента из полученной молоди были отобраны особи без повреждений трех размерно-массовых категорий: крупные — длина 55,0–69,5 мм, масса 3,4–6,7 г; средние — длина 47,0–56,0 мм, масса 2,1–3,6 г; мелкие — длина 35,5–47,0 мм, масса 0,9–2,0 г. С отобранными особями в течение 120 суток провели следующий этап эксперимента, включающий 4 варианта рассадки, предусматривающие групповое и индивидуальное содержание (табл. 16).

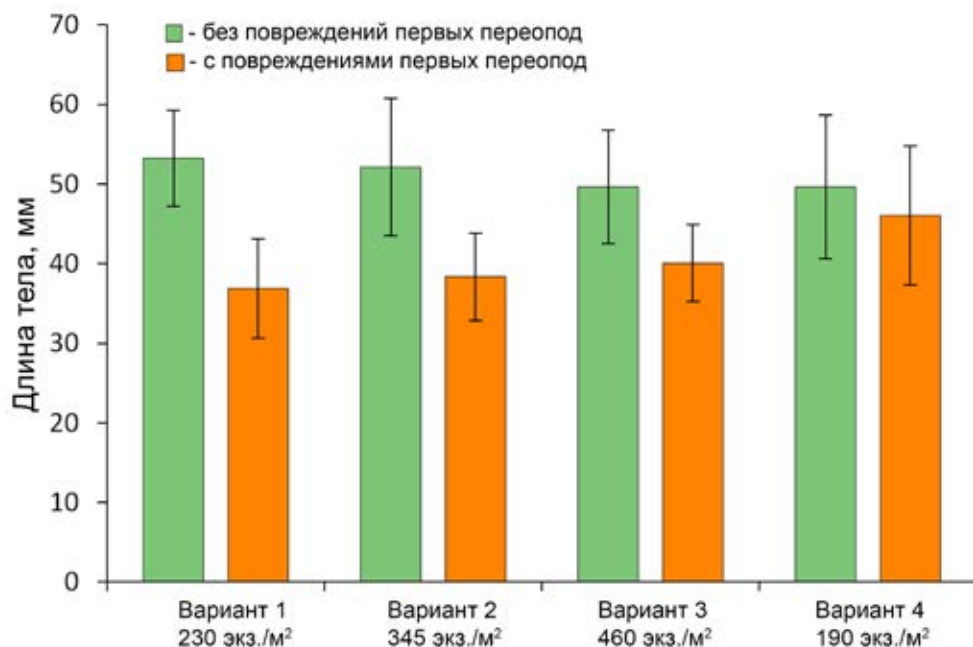


Рис. 36. Длина тела в конце первого этапа эксперимента с молодью австралийского красноклещевого рака у особей без повреждений и с повреждениями первых переопод

Таблица 16. Условия проведения второго этапа эксперимента по выращиванию молоди красноклешневого рака старших возрастов

Вариант	Характеристики емкостей		Кол-во особей длиной			Повторности
	объем воды, л	площадь дна, м ²	35–47 мм	47–56 мм	55–70 мм	
1	2,8	0,025	1	-	-	10
2	2,8	0,025	-	-	1	10
3	200,0	0,500	10		10	1
4	200,0	0,500	-	20	-	1

На протяжении второго этапа выращивания молоди старших возрастов наиболее существенные показатели прироста продемонстрировали особи мелкого размера, содержащиеся индивидуально (вариант 2) (в 1,3 раза по длине и 11,8 раза по массе) (рис. 37 Б), и особи среднего размера, содержащиеся в группе (вариант 4), (в 1,3 раза по длине и 11,4 раза по массе) (рис. 37 Г). Максимальные показатели средней длины и массы тела (114 мм и 32 г соответственно) на конец эксперимента также оказались у молоди из 4 варианта (рис. 37 Б). Однако выживаемость в 3 и 4 вариантах эксперимента, вследствие каннибализма, составила только 65% и 55%, соответственно. Кроме того, у части особей в результате агрессивных взаимодействий были утрачены или повреждены переоподы.

Содержание особей индивидуально (варианты 1 и 2) позволило сравнить скорость роста и частоту линек мелких и крупных особей. Мелкие особи линяли чаще (в среднем 3,9 линек), чем крупные (2,6 линек). Соответственно, межлиночные периоды у них были в среднем короче, чем у крупных раков. Показатели прироста по длине и массе тела у мелких (19% и 71%, соответственно) и крупных (18% и 67% соответственно) раков были близки и не имели статистически значимых отличий. Следствием этого стало сокращение разницы в размерно-массовых показателях мелких и крупных особей при индивидуальном содержании. При групповом содержании (вариант 3) подобной тенденции не наблюдалось, и разница в размерах между мелкими и крупными особями в конце эксперимента оставалась существенной (рис. 37 В).

Анализируя имеющуюся информацию, можно заключить, что основными мероприятиями по минимизации неравномерности роста раков в бассейнах являются:

- поддержание оптимальных для роста плотностей посадки;
- раздельное содержание взрослых особей и молоди;

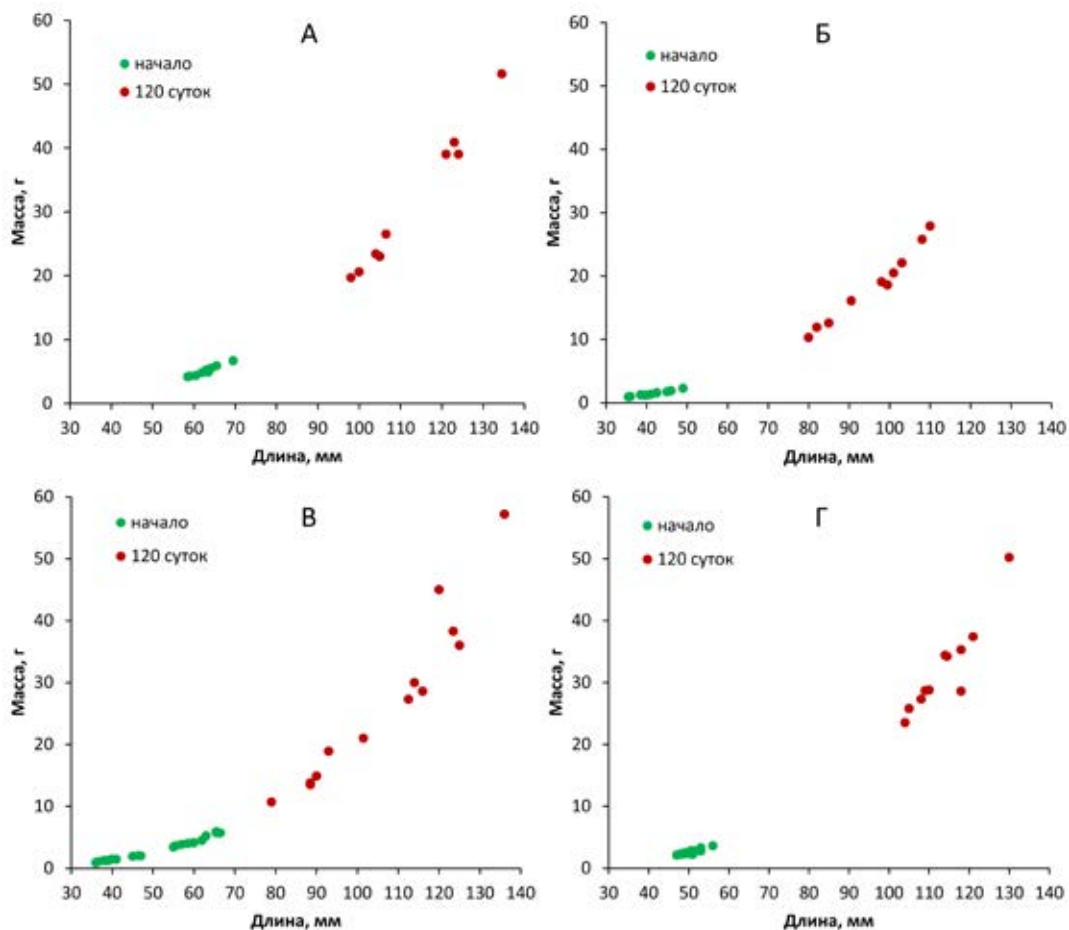


Рис. 37. Динамика размерно-массовых характеристик молоди австралийского красно-клетшевого рака при индивидуальном содержании: А — крупных особей (вариант 1) и Б — мелких особей (вариант 2); В — крупных и мелких особей (вариант 3) и Г — средних особей (вариант 4)

- проведение регулярных сортировок и формирование одноразмерных групп;
- изъятие и отсадка наиболее быстро растущих особей.

При выращивании в прудах плотности посадки раков на порядок ниже, поэтому они растут достаточно равномерно, и такой существенной разницы в конечных размерах особей не наблюдается (рис. 6).

Как уже не однократно отмечалось выше, агрессивные контакты и каннибализм являются основными препятствиями для интенсификации процесса культивирования австралийского красноклешневого рака. Одним из подходов к снижению уровня каннибализма является размещение в емкостях убежищ и специальных структурирующих объем субстратов [Борисов и др., 2014]. При этом использование только убежищ может оказаться недостаточно эффективным, поскольку раки непосредственно на момент линьки чаще всего покидают их.

Важным фактором, определяющим разные аспекты поведения гидробионтов, является неоднородность среды [Ивлев, 1955; Михеев и др., 2010]. Так, увеличение неоднородности среды содержания раков за счет установки индивидуальных убежищ [Figler et al., 1999; González et al., 2011b], а также субстратов различных типов с большой площадью поверхности, позволяющих особям не только перемещаться по дну емкости, но и максимально использовать ее объем [Karplus et al., 1995b; Parnes, Sagi, 2002; Romano, Zeng, 2016], дает возможность в несколько раз снизить уровень каннибализма [Naranjo-Páramo et al., 2004; Ramalho et al., 2008].

Использование специализированных субстратов значительно увеличивает площадь поверхностей, по которым раки могут перемещаться, а также усложняет саму структуру пространства за счет появления локальных преград и формирования ярусности. Это позволяет сократить количество контактов между раками и, соответственно, увеличить возможности особей избегать агрессии, что особенно важно для недавно перелинявших раков.

Находящиеся в емкостях для культивирования убежища и структурирующие объем емкости субстраты образуют дополнительные поверхности, на которых формируются сообщества микроорганизмов-нитрификаторов, что повышает эффективность удаления токсичных продуктов азотистого обмена и снижает нагрузку на систему биофильтрации [Жигин, 2011].

С другой стороны, в результате их установки возможно формирование застойных и труднодоступных зон, в которых происходит накопление остатков корма и экскрементов, что затрудняет чистку емкостей, ухудшает эффективность использования кормов и может приводить к возникновению участков бескислородного гниения с образованием токсичного для гидробионтов сероводорода [Jones, 2000; Жигин, 2011].

Важным условием эффективности устанавливаемых субстратов и убежищ является их соразмерность особям. Для молоди и половозрелых раков диаметр убежищ норного типа существенно отличается, поэтому в ходе культивирования используются убежища разных, иногда 3–4 размеров.

Параметры структурирующих объем емкости субстратов также должны отличаться для молоди и половозрелых особей. При содержании молоди в качестве субстрата лучше всего зарекомендовали себя спутанные пластиковые нити, образующие сложную объемную структуру (рис. 38 А). По мере роста раков внутренний объем таких субстратов становится для них недоступен, и для крупных раков целесообразно использовать пластиковую сетку с крупной ячейей (рис. 38 Б) или варианты субстратов с крупными ячейками. В качестве одного из типов такого рода субстратов можно рассматривать сгруппированные в несколько этажей убежища норного типа (рис. 38 В, Г) в виде собранных в группы обрезков пластиковых, керамических труб или перфорированных кирпичей (Борисов и др., 2013; Калайда и др., 2021).

Повышение плотности и недостаток убежищ усиливают конкурирующее поведение, которое проявляется в борьбе за территорию и пищу, а также в увеличении каннибализма. Однако даже применение большого количества субстратов и укрытий не позволяет полностью решить проблему каннибализма, а значит данные меры должны сочетаться с подбором допустимых (оптимальных) плотностей посадки, которые в свою очередь так же зависят от температуры содержания и размерно-весовых характеристик раков.

Наши исследования показали, что при использовании достаточного количества убежищ и субстратов плотность посадки особей в первый месяц культивирования может составлять 200–400 экз./м². Уже в начале второго месяца она должна быть уменьшена до 100–150 экз./м², на третьем месяце — снижена до 50–100 экз./м², а для дальнейшего культивирования не рекомендуется посадка выше 30 экз./м².



Рис. 38. Структурирующие объем емкостей субстраты (спутанные пластиковые нити (А); крупноячеистые субстраты (Б)) и убежища норного типа (кирпичи (В) и трубки (Г))

Одним из кардинальных решений проблемы каннибализма является индивидуальное содержание. Однако даже в некоторых экспериментах при индивидуальном содержании скорости роста раков оказывались ниже, чем при групповом содержании. Одним из объяснений данного явления может быть то, что малый размер емкости содержания отрицательно влияет на рост особи, что отмечено ранее для некоторых видов ракообразных [Olst, Carlberg, 1978; Nicholson, Mann et al., 2008]. Поскольку раки питаются с разной интенсивностью в зависимости от стадии личиночного цикла, при групповом содержании возможно более эффективное использование кормов особями.

Обобщая полученные в различных исследованиях результаты, можно констатировать, что снизить ущерб от каннибализма и агрессивных взаимодействий может проведение следующих мероприятий:

- размещение в водоемах и бассейнах структурирующих объем субстратов из спутанных пластиковых нитей или сеток, которые охотно занимает и использует в качестве убежищ ранняя молодь;
- установка в водоемах и бассейнах большого количества убежищ, например, собранных в группы обрезков пластиковых, керамических труб, всевозможных пластиковых блоков с разветвленной внутренней поверхностью или перфорированных кирпичей для взрослых особей, икрающих самок и подрощенной молодежи;
- удаление взрослых особей от молодежи, а также содержание икрающих самок в специализированных ячейках или садках, размер ячеек сетки которых позволяет молодежи легко их покидать;
- проведение регулярных сортировок для формирования однородных по размеру групп;
- индивидуальное содержание особей, например, по аналогии с установками, используемыми для выращивания омаров [Drengstig, 2009], хотя их обслуживание достаточно трудоемкое и дорогостоящее.

2.3.5. Биохимическая и гематологическая оценка физиологического состояния

Сегодня хорошо известно, что одним из наиболее информативных биоиндикаторов, который определяет физиологическое состояние ракообразных в зависимости от условий содержания, и биомаркером качества условий среды обитания являются гематологические показатели [Сладовская, Холодкевич, 2001; Ковачева, Александрова, 2010; Mauro et al., 2022; Скафарь, Шумейко, 2023]. В этой связи актуальным является ряд работ отечественных исследований, посвященных изучению показателей гемолимфы (рис. 39) красноклешневого рака в разных условиях содержания и кормления особей.

Как показали такие исследования, у взрослых красноклешневых раков концентрация белка гемолимфы варьирует в широких пределах и составляет от 29,4 до 40,8 г/л и во многом зависит от рецептуры используемых кормов. При этом данный показатель был выше у самок, чем у самцов (30,7–40,8 г/л, против 29,4–31,6 г/л соответственно). Кроме того, отмечено, что у молодежи изучаемый показатель был ниже, чем у взрослых особей

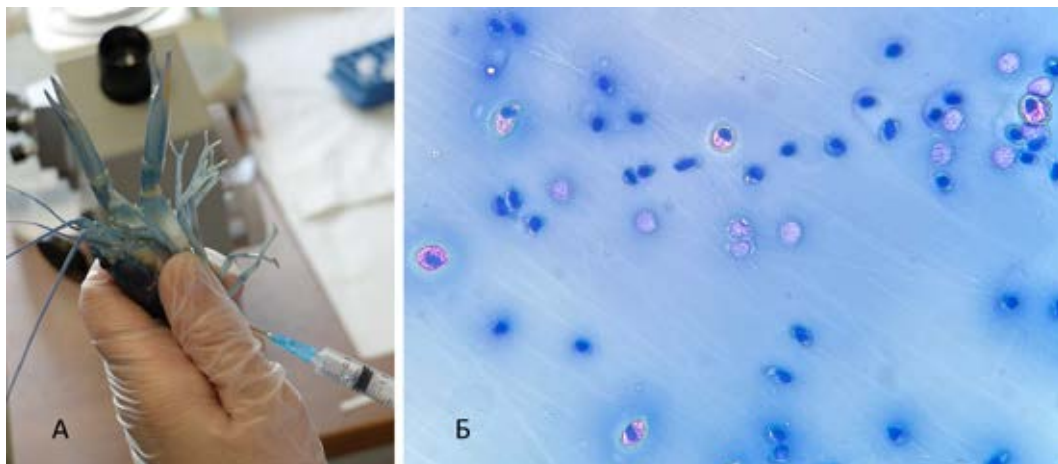


Рис. 39. Исследование гемолимфы австралийского красноклешневого рака:
А — отбор гемолимфы, Б — окрашенный препарат

и колебался в пределах 15,8–20,7 г/л [Лагуткина и др., 2021; Лагуткина, 2022]. Аналогичная достоверная обратная связь между общим белком и массой особей отмечалась и другими исследователями [Скафарь, Шумейко, 2021]. На основании представленных результатов при изучении биоиндикатора было сделано заключение, что факторы естественного и искусственного содержания влияют на основной обмен и состав гемолимфы выращиваемых объектов дифференцированно в зависимости от пола и возраста.

Содержание холестерина в гемолимфе красноклешневых раков по результатам биохимических исследований составило $3,2 \pm 0,6$ ммоль/л, а концентрация бета-липопротеидов — $0,8 \pm 0,2$ г/л (уровни в пределах референтных значений). При рассмотрении гемограммы гемолимфы определены доминирующие типы и линейные размеры нативных форменных элементов. Диаметр агранулоцитов красноклешневых раков варьировал от 85 до 90 мкм, полугранулоцитов — от 90 до 95 мкм, гранулоцитов — от 65 до 78 мкм; прозрачные клетки отличались большей вариативностью размеров, которые составляли от 85 до 120 мкм. Доля гранулоцитов по отношению к иным форменным элементам превысила 50%, для прозрачных клеток она оказалась выше 20%, для полугранулоцитов — 15%, для агранулоцитов — около 5%, что означает, что последние образуют наиболее редко встречаемую группу. Установленные для

австралийского красноклешневого рака соотношения существенно отличаются от характеристик гемограммы длиннопалого рака [Лагуткина и др., 2021].

В других исследованиях [Ширина и др., 2023б] при введении в рацион раков муки из люцерны показаны еще более широкие колебания количества белка в гемолимфе у особей красноклешневого рака в зависимости от режима питания — от 30,07 до 123,05 г/л. Представлены и другие биохимические показатели и гемоцитарная формула (табл. 17).

Таблица 17. Биохимические показатели и гемоцитарная формула гемолимфы австралийского красноклешневого рака [Ширина и др., 2023б]

Показатели гемолимфы	Начало эксперимента	Конец эксперимента		
		Контроль (ОР)	ОР + люцерна	ОР + люцерна + пробиотик
Гемоцитарная формула				
Гиалиноциты, %	12,25±1,31	7,67±3,28	7,00±0,82	15,00±4,04
Гранулоциты, %	67,75±3,20	69,67±6,23	74,50±4,33	61,00±2,08
Полугранулоциты, %	20,00±3,76	22,67±5,81	18,50±3,75	27,33±5,61
Биохимические показатели гемолимфы				
Общий белок, г/л	48,54±10,84	60,16±5,69	81,35±12,94	114,84±4,74
Альбумин, г/л	19,32±6,36	14,26±1,66	20,06±2,06	24,34±0,38
Холестерин, ммоль/л	0,72±0,11	0,57±0,03	0,95±0,02	1,05±0,04
Триглицериды, ммоль/л	1,18±0,16	1,02±0,06	0,79±0,13	0,95±0,12
Глюкоза, ммоль/л	1,03±0,23	0,39±0,04	0,58±0,05	0,71±0,09
АСТ, ед./л	32,70±9,86	26,80±2,18	37,20±5,72	34,73±4,46
АЛТ, ед./л	20,98±5,43	23,30±3,91	39,28±5,30	37,43±3,38
Фосфор, ммоль/л	0,85±0,17	0,77±0,06	1,04±0,20	1,37±0,28
Кальций, ммоль/л	7,07±0,13	4,90±0,82	5,73±0,37	5,69±0,36
Мочевина, ммоль/л	17,66±3,93	12,47±4,16	9,35±1,99	9,70±3,67

Примечание: ОР — основной рацион

Таким образом, оценка условий среды в динамике посредством анализа показателя состояния особей — биоиндикатора гемолимфы ракообразных — позволяет сформировать рекомендации в отношении технологического процесса выращивания объектов тепловодной аквакультуры [Ковачева, 2010; Лагуткина, 2022].

В работе Д.Н. Скафаря и Д.В. Шумейко [2022] проведены морфологический анализ гемоцитов, определение их общего числа и доли каждого типа в гемолимфе австралийского красноклешневого рака. В итоге выделены три основных типа гемоцитов, а также обнаружены клетки, морфологически отличающиеся от первых трех, они названы авторами — прозрачные клетки. Доминирующим типом в гемолимфе являлись агранулоциты, их доля составляла $48,3 \pm 11,4\%$. На долю полугранулоцитов и гранулоцитов приходилось $26,3 \pm 7,8\%$ и $25,2 \pm 6,9\%$, соответственно. По мнению авторов гранулоциты участвуют в формировании защитных механизмов рака при воздействии токсичных веществ [Скафарь, Шумейко, 2021]. Общее число гемоцитов колебалось в широком диапазоне от 820 до 5510 шт./мкл при среднем количестве клеток 2707 ± 1096 шт./мкл. Средняя доля прозрачных клеток составила $18,2 \pm 3,8\%$ [Скафарь, Шумейко, 2022].

Нами выполнены исследования гемолимфы у раков после длительного (120 сут.) содержания при температурах 17–18, 19–20 и 24–25 °С. Отмечена тенденция к снижению общего числа гемоцитов при снижении температуры содержания (табл. 18). Средние значения рН и концентрация белка оказались ниже у раков, которых содержали при температуре 24–25 °С, чем в вариантах с более низкими температурами. Однако наблюдаемые различия не были статистически значимы.

Таблица 18. Показатели гемолимфы австралийских красноклешневых раков после длительной (120 сут.) передержки в УЗВ

Показатель	Температура содержания, °С		
	17–18	19–20	24–25
Общее число гемоцитов, тыс. шт./мкл	1,4±0,5	2,1±1,4	2,5±1,7
Доля гранулоцитов в гемолимфе, %	23,4±7,2	19,8±4,6	21,3±12,2
Время свертывания, сек	215±107	244±45	254±105
pH	7,65±0,22	7,62±0,18	7,55±0,30
Содержание белка, %	4,79±1,53	4,83±2,15	3,12±1,71

2.4. ИСКУССТВЕННОЕ ВОСПРОИЗВОДСТВО

2.4.1. Подбор производителей и формирование маточного стада

Содержание собственного ремонтно-маточного стада в аквакультуре призвано обеспечить гарантированное воспроизводство раков, от успеха которого будет зависеть получение качественного посадочного материала в промышленных масштабах, а также своевременное обновление родительского стада при выбытии производителей.

При формировании маточного стада и запуске программы селекционного разведения важно начинать с большого генофонда [Jones et al., 1999]. Низкое генетическое разнообразие может приводить к инбридингу и негативным последствиям с ним связанным. Имеются данные, свидетельствующие о том, что инбридинг у красноклешневых раков приводит к увеличению числа «интерсексов», замедлению темпов роста и уменьшению размеров в зрелом возрасте. Чтобы свести к минимуму инбридинг, необходимо соблюдение трех условий [Jones et al., 1999]. Во-первых, первоначальная популяция должна быть достаточно многочисленной, порядка нескольких сотен неродственных взрослых особей. Во-вторых, размножающаяся популяция должна быть распределена по нескольким резервуарам или прудам в процессе спаривания. Чем больше групп, тем ниже будет уровень

инбридинга. В-третьих, в процессе проведения работ следует периодически вводить новый генетический материал.

Отбор производителей в маточное стадо проводят из выращенных летом в прудах товарных особей. Как правило, сортировка по полу и размеру, а также подбор семейных групп ведется по случайному принципу. Отбирают крупных, без механических повреждений, внешне здоровых раков с хорошо выраженными вторичными половыми признаками, гарантирующими среднюю или более высокую плодовитость самок. Особенно ярко выражены они у взрослых половозрелых самцов, у которых на внешней стороне неподвижного пальца клешни наблюдается ярко окрашенная оранжевая или даже ярко-малиновая полоса. При этом необходимо соблюдать оптимальное соотношение полов, позволяющее максимально использовать всех имеющихся производителей, не занимая излишней производственной площади и трудозатрат на обслуживание стада. Вместе с тем желательно иметь 100%-ный запас производителей.

В странах с тропическим и субтропическим климатом содержание и формирование маточного стада, а также получение молоди обычно происходит в условиях прудовых хозяйств, где для воспроизводства чаще всего используют специальные пруды, позволяющие эффективно управлять маточным стадом. Такие водоемы заселяют зрелыми самцами и самками, в соотношении 1:4 при плотности посадки 1500 экз./га (0,15 экз./м²), хотя соотношение самцов и самок при проведении работ по воспроизводству может колебаться от 1:1 до 1:4.

В качестве производителей отбирают лучших из имеющихся особей. При хороших условиях содержания 50-100 производителей высокого качества обеспечивают за сезон выход молоди от 60000 до 120000 экз./га [FAO, 2024]. Оптимальными являются пруды площадью 1000 м², глубиной от 1,2 до 2,5 м, имеющие V-образный профиль дна, обеспечивающий возможность быстрого и полного спуска водоема [Lawrence, Jones, 2002].

Для увеличения выживаемости и скорости роста особое внимание уделяют созданию убежищ и субстратов для молоди в виде пучков синтетической сетки или нитей, которые привязывают непосредственно к грузу

с одной стороны и к поплавку с другой [Lawrence, Jones, 2002]. Субстраты располагают в толще воды от дна до поверхности пруда, создавая большую площадь для перемещения молоди, что позволяет лучше использовать вертикальные ресурсы водоема и одновременно обеспечивать убежища для молоди, позволяя избегать встреч со взрослыми особями [Parnes, Sagi, 2002].

При температуре воды выше 25 °С пруды, заселенные самцами и самками для получения и подращивания молоди, облавливают через четыре месяца. В случае, если пруды заполнялись самками с икрой, облов можно проводить спустя три месяца. За три-четыре месяца при обеспечении качественного кормления и условий содержания, молодь достигает размера от 5 до 15 г. Отлов молоди из прудов осуществляют с помощью потоковых ловушек при осушении пруда. Молодь сортируют, просчитывают и пересаживают для дальнейшего выращивания [Lawrence, Jones, 2002].

Эксперименты по содержанию маточного стада красноклешневого рака в рыбоводных прудах в летний период осуществлялись и в нашей стране в 2016 и 2017 гг. в Астраханской области [Шокашева, 2018в]. Взрослых раков выпускали в пруды в конце мая — начале июня, когда среднесуточная температура воды достигала 22,0 °С. Плотность посадки составила в 2016 г. — 6659 экз./га, а в 2017 г. — 9399 экз./га. Выращивание осуществлялось за счет естественной кормовой базы.

Осенью из прудов было выловлено большое количество молоди, но ввиду активизации репродуктивных процессов прирост индивидуальной массы производителей оказался незначителен. Полученные результаты продемонстрировали реальную возможность получения молоди раков без организации размножения в индустриальных условиях УЗВ. Исследователи предположили, что дальнейшая работа в этом направлении позволит собирать сеголеток рака осенью в прудах для последующей зимней передержки и подращивания в бассейнах УЗВ [Шокашева, 2018в]. Однако, на наш взгляд сохранить поголовье молоди в условиях УЗВ до мая следующего года на протяжении 8 месяцев — достаточно сложная задача из-за проявлений каннибализма.

Вместе с тем, учитывая особенности климатических условий нашей страны в плане имеющихся температурных ограничений круглогодичного производства товарной продукции, актуальным остается вариант содержания производителей и получения от них молоди в УЗВ даже для самых южных регионов России [Хорошко, 2008; Хорошко, Крючков, 2014; Анкешева и др., 2021]. Исследования в этом направлении ведутся и в других странах мира с умеренно теплым климатом [Masser, Rouse, 1997].

По результатам экспериментального выращивания двух групп различной молоди красноклешневого рака в УЗВ КаспНИРХ было предложено осуществлять формирование ремонтно-маточного стада от молоди, достигшей 5 г и более [Анкешева и др., 2021].

Исследования пластических признаков половозрелых раков выявили, что при отборе производителей следует обращать внимание на пропорции тела [Шокашева, 2018в], например, отбор самок в стадо следует производить по широкому абдомену, показывающему их готовность к спариванию и откладке икры.

При формировании семейных групп следует руководствоваться обычным соотношением самцов и самок: 2-4 самки на 1 самца [Jones, Grady, 2000; Jones, Valverde, 2020].

Успешное внедрение в производство красноклешневого рака в новых климатических условиях России требует длительного, многолетнего формирования одомашненных форм. Начальная стадия «стихийной» доместики раков хоть и показывает принципиальную возможность их культивирования в нашей стране, несомненно, ставит перед специалистами задачу последующей многолетней системной селекционно-племенной работы, осуществляя целенаправленный отбор раков по ценным хозяйственным признакам (скорость роста, плодовитость, неоднократное воспроизводство потомства в год, устойчивость к колебаниям температуры, неагрессивность, выживаемость, эффективное использование искусственных кормов, улучшение потребительских качеств), позволяющей не только сформировать, но и закрепить генетически эти признаки. При этом речь идет как о комбинированном способе выращивания в бассейнах и прудах, так и о круглогодичном содержании раков в условиях бассейнов УЗВ.

Первая и пока единственная в нашей стране попытка создания породы красноклешневого рака с улучшенными потребительскими свойствами, в частности, повышенной массой мышечной ткани за счет увеличения размеров хвостовой части проводилась в ООО «Эко-тропик» (Астраханская обл.) с 2012 года [Зволинский и др., 2017а; Хорошко, 2019а,б]. В качестве основных селекционных признаков принимали: отношение длины абдомена «А» к общей длине тела «L» (A/L, %), и отношение ширины абдомена «а» к общей длине тела «L» (a/L, %). Анализ варибельности этих признаков в исходном стаде, которое принято как «Эталон» для последующего сравнения с селекционным материалом, позволил исследователям установить нижнюю количественную границу этих индексов для проведения селекционного отбора. Так, индекс длины абдомена для селекционного отбора составил: $A/L \geq 56\%$. Для ширины абдомена этот индекс составил: $a/L \geq 21\%$.

В результате четырехлетней работы в 2015 г. была получена селекционная молодежь и первые селекционные производители 5-го поколения. Динамика изменений селекционных признаков в течение всего периода исследований представлена в табл. 19 [Хорошко, 2019а].

Таблица 19. Встречаемость (%) селекционных признаков у взрослых раков двух селекционных линий [Хорошко, 2019а]

Исходный посадочный материал	Обследовано взрослых особей, экз.	Селекционный признак	
		A/L ≥ 56%	a/L ≥ 21%
2012 год. Неселекционная молодежь от производителей исходного стада («Эталон»)	665	6,2	1,9
2013 год. Молодь от «широкохвостых» производителей (второе селекционное поколение)	316	2,5	6,0
2014 год. Молодь от «широкохвостых» производителей (третье селекционное поколение)	103	0,97	8,73
2015 год. Молодь от «широкохвостых» производителей (четвертое селекционное поколение)	74	0	8,11

Полученные данные показывают наличие однонаправленного изменения морфологического статуса селекционной линии широкохвостых раков в сторону существенного увеличения встречаемости этого признака, как результат проводимого направленного отбора. В то же время, определенную настороженность у исследователей вызывал факт явного снижения встречаемости признака «длинного хвоста $A/L \geq 56\%$ » у селекционных «широкохвостых» поколений. Выяснилось, что встречаемость признака длинного и широкого хвоста находятся в обратной корреляции друг с другом. Следовательно, отбор «широкохвостых» производителей неизбежно сопровождается элиминацией признака «длинного хвоста». Таким образом, вести селекцию в направлении «длинного и широкого абдомена» одновременно оказалось невозможно. В этой ситуации решено было скорректировать изначально единый вектор селекции и сосредоточиться на формировании двух самостоятельных селекционных линий [Зволинский и др., 2017а; Хорошко, 2019а,б].

По итогам проделанной работы было достигнуто достоверное увеличение селекционного признака на 5%, что в принципе было недостаточно для констатации формирования явных отличий новой породной линии от исходного беспородного материала. Тем не менее, полученные результаты продемонстрировали перспективность и реальную достижимость поставленной задачи — создание первой отечественной промышленной породы австралийского красноклешневого рака с улучшенными потребительскими качествами [Хорошко, 2019а, б].

2.4.2. Получение и подращивание молоди

Получение и подращивание молоди в нашей стране в силу особенностей климатических условий, как правило, осуществляется в отопляемых помещениях в условиях бассейнов УЗВ. При этом в дальнейшем ее товарное выращивание может осуществляться либо в прудах хозяйств 5–6 рыбоводно-климатических зон в летний период, либо в бассейнах УЗВ круглогодично.

Процесс формирования половых продуктов и размножение требуют больших энергетических затрат. Как следствие, с началом размножения происходит значительное торможение роста особей.

У самцов характерной особенностью созревания гамет является асинхронность в связи с неоднократным участием самцов в размножении в течение одного сезона. Для семенников закономерным является формирование сперматогенных долек, каждая из которых содержит половые клетки только одной стадии зрелости [Нгуен, 2014].

Естественный весенне-летний период нереста австралийского красноклешневого рака в умеренном климате можно сместить на зиму путем сокращения фотопериода летом в качестве средства контроля размножения, что способствует получению крупной молоди, готовой к весеннему зарыблению прудов [Karplus et al., 2003]. Для стимулирования относительно синхронного получения потомства самцов и самок рассаживают отдельно по полу на срок 7–10 суток, содержат при температуре 17–18 °С и световом режиме 10 (день)/14 (ночь). Затем формируют нерестовые группы из расчета 2–4 самки на 1 самца и постепенно поднимают температуру на 1–2 °С в сутки до 28 °С при одновременном увеличении продолжительности освещения до 14 (день)/10 (ночь) [Jones, Grady, 2000; Karplus et al., 2003; Лагуткина, Пономарев, 2008; Jones, Valverde, 2020; Rigg, 2020].

Каждая самка может производить от 100 до 1000 яиц в зависимости от ее размера и общего физиологического состояния. У впервые нерестящихся самок икринок обычно меньше, чем во втором и последующих нерестах. При этом есть данные, что около 30% яиц теряются во время инкубации, в результате чего на 1 г массы самки приходится в среднем 7 яиц [Masser, Rouse, 1997]. Соответственно, от самки массой 85 г можно получить около 600 яиц, из которых вылупится молодь.

Чтобы не приходилось вылавливать молодь из резервуаров для маточного стада, после появления икры на плеоподах самки особь рекомендуется отсадить в отдельную емкость на период инкубации, которая в дальнейшем будет использоваться для подращивания сошедшей с самки молоди. Поэтому производителей на нерест желательно высаживать в такие емкости, которые бы позволяли осуществлять визуальный контроль за появлением икряных самок.

Бассейны для маточного стада следует проверять на наличие икряных самок с интервалом в одну-две недели. До вылупления молоди самок необходимо аккуратно с помощью сачка перенести в инкубационные емкости

(во избежание потери икры). Во время переноса самки икра должна быть прижата брюшком, чтобы предотвратить ее выпадение из-за движений абдомена [Masser, Rouse, 1997].

Отсаженные в емкости икряные самки должны быть сгруппированы в соответствии со сходной стадией эмбрионального развития икры, для достижения относительно синхронного вылупления и получения сравнительно одновозрастной и в дальнейшем более однородной по размеру молоди.

Продолжительность развития икры в значительной степени зависит от температуры. В оптимальном для развития температурном диапазоне 25–30 °C [King, 1993a; Zhao et al., 2000] развитие эмбрионов в среднем продолжается около четырех недель.

Сразу после откладки икра имеет оливковый или более темный почти коричневый цвет (рис. 40). По мере развития икры происходит изменение ее цвета, на более поздних стадиях становятся видны отдельные части зародыша (глаза, переоподы). Используя признаки изменения икры, видимые невооруженным глазом, можно следить за скоростью развития икры и ранней молоди (рис. 40–43).

После выхода из икры (рис. 42) молодь остается прикрепленной к плеоподам самки. На первых двух стадиях развития молодь не способна самостоятельно передвигаться и практически неподвижно находится на самке, удерживаясь за ее плеоподы (рис. 42 Б, 43 А). В этот период развитие молоди происходит за счет запасов желтка.

После второй линьки молодь становится гораздо больше похожа на взрослых раков (рис. 43) и приобретает способность самостоятельно передвигаться. Однако первое время она все еще предпочитает оставаться на самке, иногда покидает ее, но возвращается обратно. По мере расходования запасов желтка молодь третьей стадии переходит к самостоятельному питанию и окончательно покидает самку.

После перехода молоди к самостоятельному образу жизни самок отсаживают в отдельные емкости. Есть данные, что в условиях УЗВ повторное созревание самок и нерест происходили через 30–40 дней, т.е. в течение нерестовой кампании, с февраля по май; потомство от одной самки получали 2–3 раза [Шокашева, 2018в].



Рис. 40. Развитие икры на плеоподах самки австралийского красноклешневого рака:
А — 1-2 сут. после нереста; Б — 5-6 сут. после нереста (фото А.В. Паршина-Чудина)



Рис. 41. Развитие икры на плеоподах самки австралийского красноклешневого рака: А — 10-11 сут. после нереста; Б — 15-16 сут. после нереста (фото А.В. Паршина-Чудина)



Рис. 42. Развитие икры и молоди на плеоподах самки австралийского красноклещевого рака: А — 25-26 сут. после нереста (вылупление молоди);
Б — молодь первой стадии (фото А.В. Паршина-Чудина)



Рис. 43. Развитие молоди на плеоподах самки австралийского красноклешневого рака:
А — молодь второй стадии; Б — молодь третьей стадии (фото А.В. Паршина-Чудина)

Следует избегать технологических манипуляций с ранней молодью в течение первых нескольких недель после выхода из икры, так как они легко травмируются [Masser, Rouse, 1997]. Первоначально молодь подращивают до массы 0,2–0,8 г примерно в течение 30 суток. В этом возрасте она уже более жизнеспособна и может быть подвергнута учету и первой сортировке.

Для уменьшения травмирования особей при агрессивных контактах необходимо использовать структурирующий объем субстрат, например, сетки или скрученные пластиковые нити.

Уход за молодью при выращивании заключается в двух-трех разовом ежедневном кормлении, контроле поедаемости корма, регулировании абиотических факторов среды, проведении периодических сортировок и рассадок молоди с постепенным снижением плотности посадки по мере ее роста. Корм вносится по всей площади емкости таким образом, чтобы молодь имела к нему доступ как на дне, так и внутри сетчатого (нитчатого) субстрата. Отмечается, что скармливание науплиев артемии в течение первой недели выращивания существенно повышает выживаемость молоди [Masser, Rouse, 1997; Rigg, 2020]. Подращенная молодь используется в качестве посадочного материала для выпуска в пруды или для дальнейшего культивирования в условиях УЗВ с целью получения товарной продукции или осуществления пополнения маточного стада.

В качестве другого подхода к получению молоди можно рассмотреть разработанный А.И. Хорошко [2008] способ товарного выращивания тропических раков, который предполагает получение молоди раков в осенний период от товарных икранных самок, отбираемых осенью при облове прудов. В процессе их последующего содержания в условиях бассейнов контролируется процесс вынашивания икры, вылупление молоди и ее развитие на самках. Впоследствии молодь подращивают в декабре-апреле при высокой плотности посадки от 3000 экз./м² в начале и последовательном ее снижении до 300 экз./м² в конце подращивания в условиях УЗВ, при температуре воды 25–28 °С и интенсивном кормлении растительными и животными кормами до достижения массы 15–20 г. На следующем этапе в весенне-летний период при достижении температуры воды в открытых прудах выше 18 °С производят посадку подращенной молоди в пруды для товарного выращивания в интенсивном или экстен-

сивном режиме до массы не менее 50–70 г в течение трех-четырех месяцев с мая по сентябрь.

Позднее, совершенствуя технологию, А.И. Хорошко и В.Н. Крючков [2014] предложили другой способ непрерывного разведения тропических раков, который в отличие от предыдущего, предусматривает получение уже 2-3 генераций жизнестойкой молоди в год от самок красноклешневых раков, содержащихся на протяжении всего годового цикла в одной и той же, общей с самцами емкости с плотностью посадки не более четырех семейных групп на 1 м². Подросшую до 10-20 мг молодь отлавливают не реже одного раза в неделю, при этом сохраняют сформированные семейные группы раков.

За год эксплуатации один нерестовый бассейн с четырьмя семейными группами позволил авторам получить 7756 экз. молоди тропического рака. При этом средняя продуктивность одной самки составила 189 экз. молоди в возрасте не более 2 недель. За год на каждую самку пришлось в среднем 2,9 нереста [Хорошко, Крючков, 2014].

На сегодняшний день существуют различные мнения, до какого размера следует подрашивать молодь перед ее высадкой на товарное выращивание в пруды или бассейны. Понятно, что чем крупнее молодь, тем крупнее можно ожидать и конечную товарную продукцию либо сократить срок ее товарного выращивания. Однако продолжительное подрашивание влечет за собой увеличение эксплуатационных затрат и нарастание негативных последствий каннибализма.

Есть мнение, что выживаемость молоди в мальковых лотках должна составлять в среднем от 50 до 70%, и как только молодь достигнет 2,5–5,0 см в длину и будет весить примерно 1 г ее можно высаживать в пруды для дальнейшего выращивания, если температура воды в пруду выше 18 °С [Masser, Rouse, 1997]. Другие авторы указывают в качестве желаемого размера для выпуска молодь массой от 2 г [Jones, 2000].

В то же время по имеющимся данным КаспНИРХ, на базе НЭКА «БИОС» за 99 суток выращивания молоди от средней массы 0,18±0,10 г удавалось получить раков средней массой 36,51±11,03 г при плотности посадки 1 экз./м² и выживаемости 84,7%. При этом доля особей товарной массы в диапазоне от 30 до 60 г составила 73,8%, а свыше 60 г еще 6,2% [Пятикопова и др., 2022].

Другими исследованиями в той же климатической зоне предпочтение было отдано молоди массой 3,0 г. Утверждается, что такая молодь является наиболее ценной по адаптационным и кондиционным свойствам. В результате прудового выращивания за 90 сут. вегетационного периода была получена товарная продукция с конечной массой раков 110 г при плотности посадки 0,6–1,0 экз./м² [Лагуткина, 2022].

По нашим предварительным данным минимальная исходная масса подрощенной молоди красноклешневого рака для высадки в пруды юга России, гарантирующая получение особей с товарной массой 40 г и более, должна быть не менее 0,5–1,0 г.

Вместе с тем, в связи с особенностями климатических условий нашей страны, получение и подращивание молоди, осуществляемое в УЗВ, растягивается с февраля до мая месяца. В этих условиях происходит накопление разноразмерной молоди, средняя масса которой колеблется в широких пределах. Так в период с ноября 2015 г. по май 2016 г. в одном из цехов в результате неоднократного спаривания к концу мая в бассейнах было накоплено более 10 тыс. экз. жизнестойкой молоди красноклешневого рака индивидуальной массой от 0,2 до 8,3 г. [Шокашева, 2017]. Поэтому главная задача на этом этапе — сохранение полученного поголовья молоди через их рассадки и сортировки на однородные по массе группы для последующей высадки в пруды.

В зависимости от рыбоводной зоны, в которой находятся пруды и планируемого конечного размера товарных особей, следует выработать оптимальные требования к исходной массе подращиваемой для выпуска молоди, учитывающие как биологические, так и экономические факторы.

2.5. ТОВАРНОЕ ВЫРАЩИВАНИЕ

2.5.1. Выращивание в прудах

На юге России в пятой и шестой рыбоводных зонах на протяжении 135–150 суток температура воздуха составляет выше 15,0 °С, соответственно вегетационный сезон выращивания австралийского красноклешневого рака в прудах может длиться в течение трех-четырех месяцев (с конца мая по середину сентября) в температурном диапазоне 15,0–30,0 °С.

Мировой и первый отечественный опыт экспериментального и промышленного культивирования красноклешневых раков в условиях прудов показывает, что для их выращивания наиболее удобны небольшие по площади водоемы (0,1–1,0 га). Глубина прудов, в которых выращиваются красноклешневые раки, должна составлять 1,2–1,5 м, обеспечивая естественный прогрев воды до оптимальной температуры 25–27 °С без вертикальной температурной стратификации [Jones, Valverde, 2020; Лагуткина, 2022].

Пруд должен быть хорошо спланирован, полностью спускным и иметь уклон ложа в сторону сети рыбосбросных канав и водовыпуска из водоема. Однако на сегодняшний день таких прудов в нашей стране сравнительно немного. Они имеются в рыбоводных хозяйствах в качестве мальковых или зимовальных, возможно использование типовых прудов для выращивания молоди осетровых. Можно использовать для выращивания и пруды с большей площадью, однако чем больше их площадь, тем труднее производить облов прудов осенью и соответственно будет ниже выход товарной продукции с единицы площади водоема из-за их недолова. Заметный ущерб выращенной продукции раков при длительном снижении уровня воды в прудах большой площади (ниже 20–30 см) могут наносить рыбаодные птицы.

Дно пруда должно быть твердым и не иметь значительных иловых отложений, а желательная зарастаемость водоема не должна превышать 25% водной акватории.

Важным показателем при выращивании красноклешневых раков является концентрация в воде растворенного кислорода, уровень которого не должен быть ниже 3 мг/л в утренние часы, когда содержание его в прудах на протяжении суток минимально. Одновременно следует помнить, что раки живут на дне пруда, поэтому содержание кислорода следует проверять вблизи дна водоема, а не у его поверхности. При необходимости следует применять доступные методы аэрации воды.

Известны случаи, когда высокая температура и сильная зарастаемость зеркала водоема макрофитами приводили к заморным явлениям, содержание кислорода в воде особенно в утренние часы было экстремально низким (1,0–2,5 мг/л). Реагируя на снижение кислорода, раки собирались возле уреза воды, частично вылезая на дамбу, и только застеленный полиэтиленом

склон дамбы не позволял им полностью покинуть водоем. Анализ препаратов печени внешне здоровых раков показал, что гипоксия в сочетании с высокой температурой вызывает нарушения в структуре гепатопанкреаса, которые неизбежно сказываются на его функции [Крючков и др., 2022].

В прудах для выращивания молоди необходимо поддерживать обилие планктонных и бентосных организмов, которые активно используются молодью в пищу [Jones, 1995b, Lawrence, Jones, 2002]. По данным ряда авторов в рационе молоди рака обычно выше доля животной пищи, чем в рационе взрослых особей [Saoud et al., 2012; Marufu et al., 2018; Zengeya et al., 2022]. По мере роста особей в их рационе увеличивается количество детрита и бентосных организмов (личинки насекомых, мелкие ракообразные, моллюски), водной растительности [FAO, 2024]. Изменение состава диеты в ходе онтогенеза у австралийского красноклешневого рака подтверждается и составом пищеварительных ферментов. У молоди отмечается высокое содержание протеаз и низкое — карбогидраз, однако по мере роста раков содержание карбогидраз увеличивается, что указывает на снижение доли белковой пищи [Figueiredo, Anderson, 2003].

Биотехнические особенности выращивания ракообразных заключаются в применении органических удобрений, влекущем достаточное развитие естественной кормовой базы, что является важным фактором увеличения продуктивности водоемов в отношении возможных объемов выращивания товарной продукции. Поэтому перед высадкой молоди для товарного выращивания на прудах рекомендуется выполнить ряд подготовительных мероприятий.

Перед заливом прудов следует провести на ложе известкование сырых и обводненных мест. Кроме того, если жесткость воды ниже 20 мг/л, рекомендуется известковать все ложе пруда [Masser, Rouse, 1997].

Известкование воды применяют для осаждения излишней растворенной в воде органики, повышения активной реакции воды (pH), внесения в водоем кальция как биогенного элемента для активизации круговорота питательных веществ.

Для известкования прудов применяют три вида известии: негашеная или жженая известь (CaO); гашеная известь или гидрат окиси кальция (Ca(OH)₂); известняк и подобные ему породы, состоящие, главным обра-

зом, из углекислого кальция (далее — CaCO_3), — молотый доломит, молотый мел, мергель, доломитовая мука, известковый туф, дефекат — отход сахарного производства.

Нормы известкования ложа прудов зависят от величины pH, согласно табл. 20 в расчете на нейтрализацию 10 см слоя грунта. При глубине запахивания более чем на 10 см необходимо учитывать поправочный коэффициент, который с увеличением глубины запахивания на каждый сантиметр увеличивает нормы известкования на 10%. Однако известкование воды может иметь отрицательный результат в водоемах с высокой щелочностью воды [Привезенцев, Власов, 2004].

Таблица 20. Нормы известкования ложа прудов, ц/га
[Привезенцев, Власов, 2004]

pH	Негашеная известь, CaO	Гашеная известь, Ca(OH)_2	Известняк, CaCO_3
4,0	20,0	26,0	36,0
4,5	15,0	19,5	27,0
5,0	10,0	13,0	18,0
5,5	5,0	6,5	9,0
6,0	3,0	3,5	5,4
6,5	1,0–2,0	1,3–2,6	1,8–3,6

За активной реакцией среды (pH) при выращивании раков важно следить и потому, что кислая среда угнетает их рост, экзувий становится мягким и тонким. Рекомендуемая величина показателя pH для раков — 7,0–8,5 [Villarreal, Peláez, 1999; Jones, 2000; Humberto, Jose, 2006].

Помимо этого, рекомендуется вносить органические удобрения (1 тонна навоза на 1 га площади пруда). Пруды удобряют перепревшим навозом или компостом в процессе их заливки [Герасимов, 2003; Моисеев, 2010].

Водоем следует заполнять водой всего за несколько недель до заселения, чтобы предотвратить появление хищных водных насекомых. Во избежа-

ние попадания сорной рыбы и личинок посторонних видов, которые могут значительно снизить продуктивность пруда, на водовпуске устанавливают рыбосороуловитель из газ-сита, ячеей 0,5 мм.

После заливки прудов в воде обычно мало фосфора, азота и калия, поэтому для поддержания высокой численности кормовых организмов в прудах необходимо регулярно проводить контроль качества воды и периодически вносить азотные, фосфорные и калийные удобрения. Содержание биогенов повышают с таким расчетом, чтобы довести концентрацию азота в воде до 2,0, фосфора — до 0,5 и калия до 3,5 мг/л. Если фитопланктон развивается недостаточно, водоем удобряют еще раз [Привезенцев, Власов, 2004].

Количество вносимых (до оптимальных концентраций) удобрений на 1 га можно рассчитать на основе данных химического анализа прудовой воды по приведенной ниже формуле [Привезенцев, Власов, 2004]:

$$X = ((A - B) \times H \times 100) / P ,$$

где: X — требуемая доза удобрений, кг/га; A — рекомендуемая концентрация биогена, мг/л; B — фактическая концентрация биогена в воде, мг/л; H — средняя глубина пруда, м; P — содержание биогена в удобрении, %.

Еще одним способом повышения естественной ракопродуктивности является ежемесячное внесение в пруды сена по урезу воды в количестве 568 кг/га, разделив это количество на два или три применения [Masser, Rouse, 1997].

Проводя интенсификационные мероприятия по повышению естественной кормовой базы, следует помнить, что каждая конкретная прудовая экосистема требует индивидуального изучения и подхода в зависимости от экологических характеристик водоема.

Перед посадкой раков и в процессе их выращивания рекомендуется периодически осуществлять контроль состояния и развития естественной кормовой базы как базового фактора биопродуктивности [Лагуткина, 2022; Егорова и др., 2023; Воробьева и др., 2023].

Австралийского красноклешневого рака, как правило, рассматривают в качестве эврифага, питающегося преимущественно детритом,

а также макрофитами и макробеспозвоночными [Jones, 1990; Хофштэттер, 2008; Haubrock et al., 2021], но работы по изучению его питания в естественной среде немногочисленны. На данный момент имеются исследования, выполненные в прудовой аквакультуре Австралии [Joyce, Pirozzi, 2015] и после его вселения в некоторые водоемы Африки [Marufu et al., 2018; Zengeya et al., 2022], а данные для Европы и, в частности, юга России, отсутствуют. Результаты, полученные в этих исследованиях, показывают, что растительная пища и детрит доминируют в рационе взрослых особей красноклешневого рака, но не позволяют в полной мере оценить избирательность питания вида, поскольку не содержат данных о видовом составе сообществ исследуемых водоемов. Тогда как сопоставление таксономического состава потребляемых раком пищевых объектов с данными о видовом разнообразии и количественных характеристиках сообщества водоема позволяет более полно оценить влияние, оказываемое видом на биоценоз. Такие исследования были выполнены в 2022 году на базе Научно-экспериментального комплекса аквакультуры «БИОС» Волжско-Каспийского филиала ФГБНУ «ВНИРО» при проведении работ по культивированию австралийского красноклешневого раков в прудах [Воробьева и др., 2024].

Для культивирования раков использовали три пруда, площадью 0,1 га каждый (рис. 44). Выпуск молоди раков в пруды осуществляли в три этапа: 16 июня — в пруд 1 выпущено 1000 экз. молоди, средней массой 0,1 г; 6 июля — в пруд 2 выпущено 650 экз. молоди средней массой 0,035 г и 850 экз. средней массой 0,17 г; 21 июля — в пруд 3 выпущено 500 экз. молоди, средней массой 5,1 г. Выращивание раков проводили только за счет естественной кормовой базы. Красноклешневые раки продемонстрировали высокие скорости роста и в пруду 1 за три месяца культивирования при посадке молоди 1 экз./м² достигли товарной массы 30–60 г при выживаемости 84,7%. Для оценки видовой разнообразия и количественных характеристик сообществ в прудах в июле и сентябре были отобраны пробы зоопланктона и макробентоса (рис. 44).

При вылове раков 21–22 сентября из прудов для исследования желудков отбирали первых, отловленных после спуска воды раков. Особи из пруда 1 отловлены в 18 часов, а из прудов 2 и 3 в 8–9 часов утра.

ГЛАВА 2.
АВСТРАЛИЙСКИЙ КРАСНОКЛЕШНЕВЫЙ РАК КАК ОБЪЕКТ АКВАКУЛЬТУРЫ

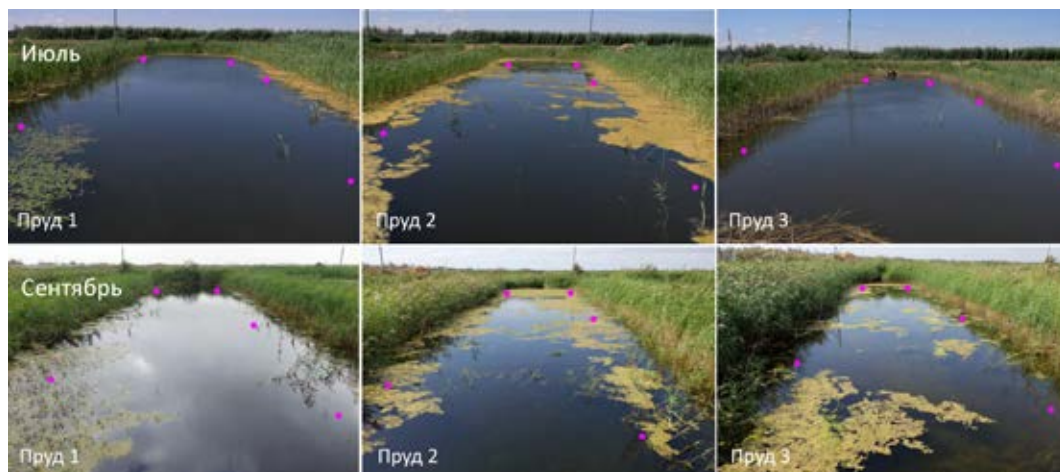


Рис. 44. Общий вид прудов НЭКА «БИОС» Волжско-Каспийского филиала ВНИРО и точки отбора проб планктона и бентоса

У отловленных раков в 83,3% желудков была обнаружена пища (рис. 45). Интенсивность питания оказалась статистически значимо выше у раков, отловленных утром в прудах 2 и 3, чем у особей отловленных вечером (пруд 1).

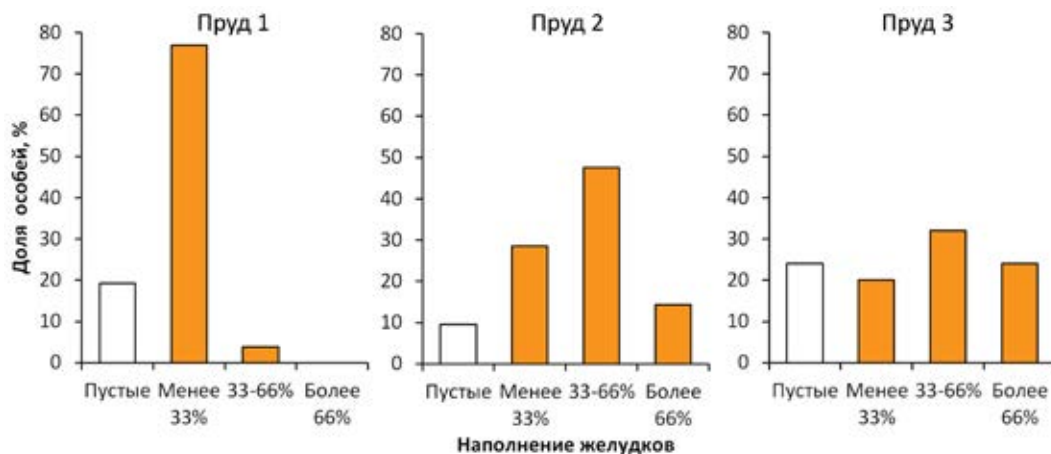


Рис. 45. Наполнение желудков у австралийских красноклешневых раков в прудах НЭКА «БИОС» Волжско-Каспийского филиала ВНИРО

Низкие показатели наполненности желудков у раков, отловленных вечером, свидетельствуют о снижении интенсивности питания в дневное время, что отмечено и у других видов речных раков [Черкашина, 2002]. Кроме того, отмечено снижение интенсивности питания у раков в период перед линькой, такие особи имели крупные гастролиты (рис. 46).

Результаты проведенного нами исследования спектра питания красноклешневого рака в прудах показали, что в составе пищи преобладающую роль играли растительные остатки, в большинстве представленные детритизированными фрагментами тростника и растительным детритом, реже встречались зеленые листья рдестов и семена (табл. 21). Растительные остатки отмечены во всех исследованных желудках, а их доля в виртуальном пищевом комке для раков из прудов 2 и 3 составила 71,3 и 54,8%, соответственно.

Таблица 21. Содержимое желудков австралийских красноклешневых раков из прудов НЭКА «БИОС» Волжско-Каспийского филиала ВНИРО

Пищевые компоненты	Частота встречаемости, %			Доля в виртуальном пищевом комке, % **	
	Пруд 1	Пруд 2	Пруд 3	Пруд 2	Пруд 3
Фрагменты высших растений*	100,0	100,0	100,0	71,3	54,8
Семена	9,5	10,5	42,1	0,3	6,3
Нитчатые зеленые водоросли	14,2	68,4	57,9	6,2	26,5
Части животных	57,1	94,7	73,7	14,3	10,1
Песок	14,2	73,7	36,8	7,9	2,3
Исследовано желудков	21	19	19	15	14

* – преимущественно гниющие фрагменты высших растений, чаще всего тростника, единично присутствовали зеленые части рдестов

** – для особей с наполнением более трети желудка

Компоненты животного происхождения были представлены хитиновыми частями насекомых и ракообразных. Частота встречаемости компонентов животного происхождения была высокой: в прудах 2 и 3 она дости-

гала 94,7 и 73,7% (табл. 21). Доля в пищевом комке составила 14,3 и 10,1%, соответственно.

Полученные данные хорошо соотносятся с результатами других исследований [Saoud et al., 2012; Marufu et al., 2018; Zengeya et al., 2022], согласно которым, в природных водоемах растительная пища и детрит доминируют в рационе взрослых особей красноклешневого рака. Хотя полученные данные указывают на превалирование растительной составляющей в питании раков, мы считаем, что животная пища является важным компонентом их рациона. На это указывает тот факт, что у активно питающихся особей животная пища встречена в 94,7 и 73,7% желудков. В литературе отмечено, что значение в питание рака детрита и растительности часто преувеличивается, поскольку при изучении содержимого желудков внимание акцентируется на неперевариваемых остатках, в том числе фрагментах растений [Momot, 1995; Alcorlo et al., 2004]. По этой же причине может недооцениваться значимость животных с мягким телом, таких как моллюски, поскольку раки чаще всего потребляют их без раковин [Huner, Naqvi, 1986; Momot, 1995]. Доля энергии, получаемой из животной пищи по данным изотопного анализа могла быть в 4–5 раз выше, чем согласно только

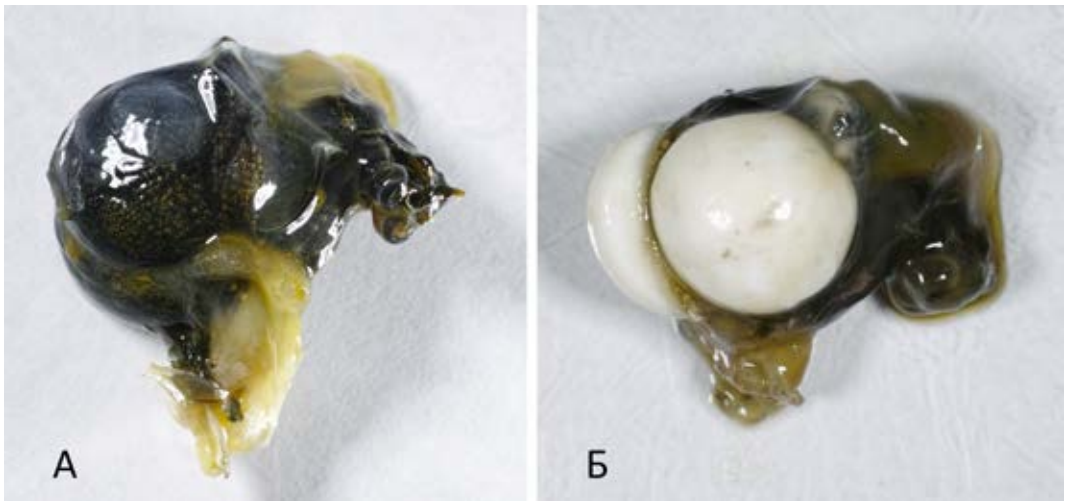


Рис. 46. Желудки австралийских красноклешневых раков: в межлиночный период (А) и с развитыми гастролитами перед линькой (Б)

анализу содержимого желудков [Whitledge, Rabeni, 1997]. Следует также учитывать, что доступность макробентоса обычно существенно ниже, чем детрита и растительности, поэтому высокая частота встречаемости животных остатков в желудках раков указывает на целенаправленное поглощение ими животной пищи. Наблюдения за пищевым поведением речных раков показывают, что, несмотря на часто отмечаемое превалирование растительности в рационе у речных раков, животная пища остается для них наиболее привлекательной [Momot, 1995; Nyström, 2002; Johnston et al., 2011] и особенно важна для обеспечения высокой скорости роста молоди.

В общей сложности в желудках раков обнаружены остатки 20 видов беспозвоночных. В табл. 22 приведены данные по частоте встречаемости основных групп беспозвоночных. Анализ относительной роли разных экологических групп животных в пищевом спектре красноклешневого рака показал, что они представлены в основном макробентосом. Из представителей макробентоса чаще других раки поедали личинок стрекоз (*Anax parthenope* (Sélys, 1839); *Crocothemis erythraea* (Brullé, 1832); *Enallagma cyathigerum* (Charpentier, 1840)), личинок и имаго жуков (сем. Dytiscidae и Hydrophilidae), личинок хирономид (*Chironomus* sp.; *Cricotopus* gr. *sylvestris*; *Glyptotendipes* sp.; *Polypedilum* sp.) и клопов (*Plea minutissima* Leach, 1817; *Sigara* sp. Fabricius, 1775). В виде единичных находок в желудках отмечены статобласты мшанок и личинки вислоккрылки (*Sialis* sp.). Планктонные ракообразные, за исключением *Eurycercus lamellatus* (O.F. Müller, 1776), встречались в желудках раков единично. Незначительная роль планктона в питании взрослых раков может быть обусловлена изменением пищевых предпочтений, а также поведения (молодь часто перемещается по водной растительности, а крупные раки преимущественно перемещаются по дну). Помимо водяных насекомых, в желудках нескольких раков обнаружены части муравьев, которые в большом количестве заселяли берега прудов.

Таблица 22. Частота встречаемости групп беспозвоночных в желудках раков из НЭКА «БИОС» Волжско-Каспийского филиала ВНИРО, %

Объекты питания	Пруд 1	Пруд 2	Пруд 3
Надотряд Cladocera	23,8	36,8	–
Подкласс Copepoda	–	5,3	5,3
Тип Bryozoa	–	–	5,3
Отряд Ephemeroptera	9,5	–	–
Отряд Odonata	14,3	21,1	26,3
Отряд Diptera, Chironomidae	0,0	31,6	10,5
Отряд Hemiptera	–	21,1	–
Отряд Megaloptera	–	5,3	–
Отряд Hymenoptera, Formicidae	–	10,5	5,3
Исследовано желудков, экз.	21	19	19

Большое разнообразие представителей макробентоса в желудках красноклешневых раков указывает на широкие возможности по потреблению донных беспозвоночных. Вместе с тем, можно отметить, что раки отдавали предпочтение насекомым и их личинкам среднего и крупного размера, в частности, личинкам стрекоз и жуков. Именно на них приходится основная доля животного компонента в виртуальном пищевом комке. Мелкие пищевые объекты, например, личинки хирономид, которые в массе были отмечены в зарослях нитчатых водорослей, оказались не столь многочисленны в питании рака. Возможно, они были менее доступны для раков, чем личинки более крупных хищных насекомых.

Во всех трех изученных нами прудах растительные остатки были наиболее доступным ресурсом. По-видимому, учитывая склонность красноклешневого рака к эврифагии, это обеспечило превалирование растительного компонента в его питании. В то же время, присутствие в пище раков разнообразных водяных насекомых, муравьев и семян свидетельствует о том, что раки активно занимаются поиском более калорийных и богатых белком источников пищи. Данные о потреблении раками семян и мура-

вьев имеются и для других видов речных раков [Momot, 1995; Gherardi et al., 2004].

В желудках раков нами не обнаружено моллюсков. При этом в июле это была одна из ведущих групп бентоса, но осенью моллюски отмечались лишь единично. В литературе многократно указывалось на возможность снижения численности моллюсков вследствие выедания их раками [Barr et al., 1978; Huner, Naqvi, 1986; Hanson et al., 1990; Nyström et al., 1999; Kreps, Baldridge, Lodge, 2012] и даже локальное их исчезновение [Alcorlo et al., 2004]. Учитывая, что в сентябре биомасса раков оказалась выше или сравнима с биомассой макробентоса, можно предположить, что они могли оказывать существенное влияние на макробентос и за период культивирования существенно сократили количество моллюсков в прудах.

Имеющиеся на сегодня данные о пищевых предпочтениях речных раков указывают, что им свойственна эврифагия и высокая пищевая пластичность, проявляющаяся в освоении новых пищевых объектов при сезонных или иных изменениях условий существования и в использовании разной пищи в разных водоемах. Наши исследования показали, что основу его рациона составляют различные растительные остатки, а основным источником белка являются макробеспозвоночные, в первую очередь, различные личинки насекомых, а планктонные ракообразные не составляли значимой доли в виртуальном пищевом комке.

Как уже отмечалось ранее, плотность посадки молоди в пруды, наряду с ее исходной средней массой, является одним из ключевых факторов при товарном выращивании красноклешневого рака и может колебаться в достаточно широких пределах.

Полуинтенсивная культура молоди в прудах с глинистым дном (площадью 0,25–0,50 га) предполагает посадку 3–4 экз./м², при выходе продукции 1500–2000 кг/га после 6–7 месяцев культивирования [Romero, 1997a].

При интенсификации культивирования по информации ФАО плотность посадки может варьировать от 5 до 15 особей на 1 м² для молоди массой 5–10 г [FAO, 2024] и зависит от исходной массы особей, состояния естественной кормовой базы, проводимых интенсификационных мероприятий (дополнительное кормление искусственными кормами, удобрение прудов, аэрация воды, наличие укрытий и т.д.).

Использование более высоких плотностей посадок (от 5 экз./м²) предполагает установку искусственных убежищ, форма и расположение которых не должны препятствовать сливу воды при спуске пруда. Кроме того, наряду с систематическим контролем и поддержанием на должном уровне естественной кормовой базы, рекомендуют осуществлять внесение дополнительных искусственных кормов, особенно в течение второй половины периода выращивания, когда общая биомасса раков в пруду существенно возрастает. При этом исследователи считают, что количество корма изначально должно составлять 3% от предполагаемой общей биомассы раков в сутки, но не превышать 37,5 кг/га [Masser, Rouse, 1997].

Практика прудового выращивания красноклешневого рака в условиях юга России показывает, что обычно используемые плотности посадки молоди составляют от 0,1 до 2,0 экз./м² дна водоема [Шокашева, 2017; 2018в; Лагуткина, 2022; Пятикопова и др., 2022; Воробьева и др., 2024 и др.] при среднем выходе товарной продукции 57-95% от количества посаженной молоди. Следует иметь в виду, что в данном случае речь идет именно о выходе раков, а не об их выживаемости, поскольку выход определяется не только выживаемостью, но и возможностью наиболее полного облова того или иного водоема, которая во многом зависит от его состояния.

Соответственно, максимальная ракопродуктивность прудов в разных случаях колебалась от 250 до 440 кг/га, а средняя масса товарных особей — от 37 до 110 г, в зависимости от исходной средней массы молоди, продолжительности вегетационного периода и его температурных условий, целого ряда других факторов, включая индивидуальные особенности конкретного водоема [Хорошко, 2008; Шокашева, 2017; 2018в; Лагуткина, 2022; Пятикопова и др., 2022]. В данных экстенсивных условиях не требовались дополнительное кормление раков и установка укрытий.

Практикуемая невысокая плотность посадки, видимо, объясняется наличием ограниченного количества подрощенной молоди для высадки в имевшиеся пруды. По всей видимости, в этих условиях потенциал ракопродуктивности водоемов не был использован в полном объеме, и его полное освоение имеет хорошие перспективы. В этой связи на повестке дня стоит вопрос создания специализированного питомника для обеспе-

чения прудовых площадей достаточным количеством посадочного материала красноклешневого рака и доведения ракопродуктивности до 10 ц/га и более.

Ключевыми факторами повышения эффективности товарного выращивания австралийского красноклешневого рака являются: максимизация роста, увеличение выживаемости и минимизация размножения [Lawrence, Jones, 2002]. В рыбоводных прудах, следует обеспечить посадку молоди в возрасте, который исключает массовое половое созревание (молодь на ранних стадиях развития) до наступления периода облова товарной продукции, чтобы обеспечить максимально высокий прирост до активизации генеративного обмена. При соблюдении этих принципов, благоприятных условиях среды и температурного режима содержания урожай может достигать 5 тонн с гектара [Jones, Ruscoe, 2000; FAO, 2024]. Безусловно, данный показатель относится к тропическим условиям выращивания, однако предварительная подготовка прудов, стимулирование развития естественной кормовой базы, применение других методов интенсификации может позволить существенно увеличить ракопродуктивность и в климатических условиях юга России.

По завершении летнего вегетационного периода (в первой декаде сентября) температура воды начинает снижаться, и пруды готовят к облову. Следует обкосить зону рыбоуловителей и водовыпусков. Для обеспечения непрерывного спуска воды подготавливают к установке сетчатые уловители.

При облове медленный слив воды позволяет ракам покинуть убежища и перемещаться с основным уровнем водоема. На ложе хорошо спланированного пруда раки практически не остаются, а их большая часть уходит за водой в сетчатый уловитель, откуда их выбирают сачком в заранее подготовленную тару. Здесь следует отметить, что если пруд имеет заросшее и неровное дно, то после спуска воды раки перестают двигаться с током воды. Напротив, медленный, но устойчивый ток воды в пруд стимулирует перемещение раков против течения (рис. 47). Предполагают, что это адаптивная реакция на весенние паводки в их естественной среде обитания. Эту особенность раков использует другой, достаточно эффективный способ облова прудов, который предполагает использование потоковых ловушек



Рис. 47. Раки после осушения пруда, пришедшие к месту подачи воды против ее тока в прудах НЭКА «БИОС» Волжско-Каспийского филиала ВНИРО

(рис. 48). Это ловушки, устанавливаемые у втока в частично осушенный пруд (до 1/4 от первоначального размера), через которые протекает вода. Раки активно движутся навстречу потоку воды и попадают в ловушки. Поточные ловушки должны функционировать на протяжении 95% времени осушения пруда, которое обычно осуществляется в течение 24 часов (от зари до зари). Скорость подачи воды в поточные ловушки не должна превышать 30 литров в минуту. При осушении пруда на рассвете, когда производят сбор раков, в самой его глубокой части должно остаться некоторое количество воды. Таким образом, они концентрируются и наиболее эффективно реагируют на ток воды из ловушки. Вода, как в поточной ловушке, так и оставшаяся в пруду должна быть хорошо аэрируема, иначе легко можно потерять весь урожай. Ловушки должны часто (каждые несколько часов) проверяться, так

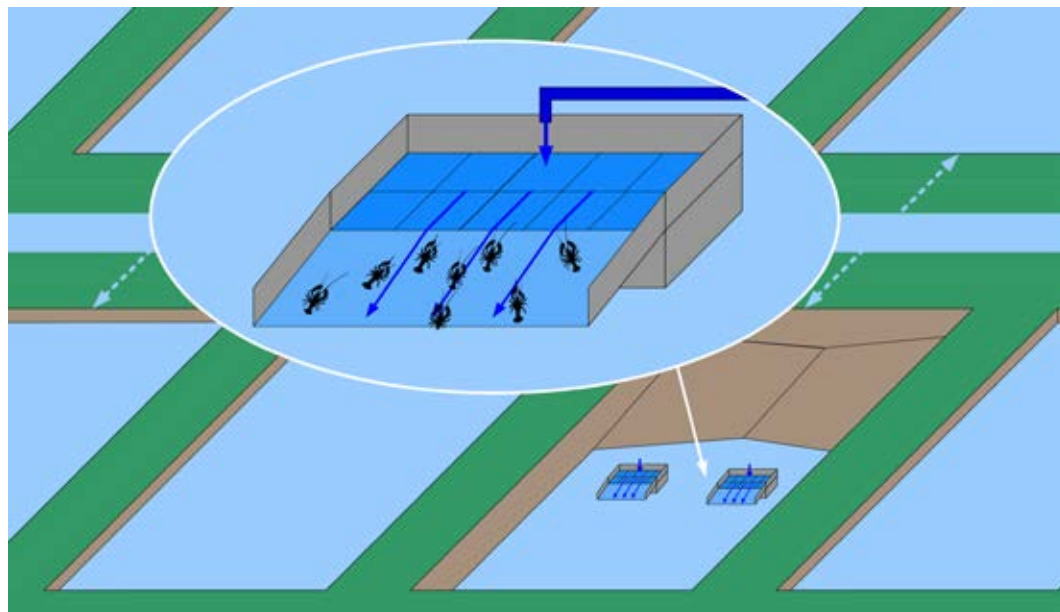


Рис. 48. Схема потоковой ловушки для сбора австралийских красноклешневых раков в нагульном пруду

как они могут наполниться раками, в результате чего особи, находящиеся на дне ловушки, могут задохнуться [Masser, Rouse, 1997].

Кроме того, частичный отлов раков можно проводить с помощью раколовков с приманкой до начала спуска прудов (рис. 49). Однако этот способ достаточно трудоемкий и не позволяет провести полный облов пруда. После облова раков с помощью ловушек все равно требуется спустить воду в пруду, чтобы собрать оставшихся раков.

После слива пруда возможен ручной сбор раков, но в случае большого количества зарослей он оказывается неэффективен. Кроме того сборщики могут травмировать раков, не заметив их.

Выловленных раков транспортируют в цех с бассейнами для промывки, сортировки и учета. Для короткой транспортировки и других технологических операций часто используют сетчатые пластиковые ящики (рис. 50). Полученный урожай сортируется в соответствии с размером по категориям: для пополнения маточного стада (размножения); для продажи;

для дальнейшего выращивания; на выбраковку (мелкие и поврежденные особи). Красноклешневые раки обычно продаются в весовых категориях с шагом в 20 г в диапазоне от 30–50 г до > 120 г. Самые мелкие или поврежденные особи в каждой генерации вряд ли достигнут товарного размера в разумные сроки и их лучше удалять из культуры.

По завершении вылова раков проводится подготовка прудов к следующему сезону.

Эффективным средством повышения ракопродуктивности является летование прудов — оставление водоема без воды не менее чем на год. В зависимости от мощности иловых отложений летование может занимать несколько лет. Ложе прудов вспахивают с оборотом пласта, известкуют и дискуют. Известкование и дискование улучшают качество почвы, активизируют процессы разложения органики, а вспашка способствует проникновению кислорода в глубокие слои высохшего ила.



Рис. 49. Снятие раколовки в пруду Центра аквакультуры «Взморье» Азово-Черноморского филиала ВНИРО



Рис. 50. Раки после вылова из пруда, рассортированные по сетчатым пластиковым ящикам, Центр аквакультуры «Взморье» Азово-Черноморского филиала ВНИРО

При летовании прудов их ложе обязательно засевают различными сельскохозяйственными культурами, корневая система которых поддерживает почву в рыхлом состоянии, а с урожаем удаляется избыток минеральных веществ. Урожай сельскохозяйственных культур компенсирует отсутствие рыбной продукции в прудах за время летования.

Периодичность и продолжительность летования водоемов зависит от состояния прудов, применяемых мер интенсификации выращивания гидробионтов, особенностей климатических условий. Так, при интенсивном выращивании гидробионтов пруды рекомендуют выводить на летоование через 5–7 лет, а при экстенсивном выращивании — через 15–20 лет [Привезенцев, Власов, 2004].

Исследования Л.Ю. Лагуткиной [2022] показали, что после летования прудов биомасса зоопланктона в начале вегетационного периода увеличивается в 2,0 раза, в конце вегетационного периода — в 2,7 раза. Аналогичная положительная динамика наблюдалась для показателей зообентоса. Высокая и стабильная биомасса зоопланктона и зообентоса приводила к повышению показателей роста и эффективности прудового выращивания ракообразных. Ракопродуктивность товарной продукции на этих же площадях после летования увеличилась в 2 раза — до 9 ц/га.

2.5.2. Методы интенсификации прудового выращивания

Как уже отмечалось, биологические особенности ракообразных, в том числе австралийского красноклешневого рака, не позволяют осуществлять их выращивание при высоких плотностях посадки, сопоставимых с плотностями выращивания рыбы, соответственно и выход товарной продукции раков с единицы площади водоемов на два порядка ниже. Частично это нивелируется высокой стоимостью выращенных гидробионтов, однако в целях улучшения экономических показателей предпринимаются попытки совершенствования процесса культивирования, применяя различные методы интенсификации как в бассейновых, так и в прудовых условиях.

Одним из таких методов является выращивание однополых групп красноклешневого рака. Как уже отмечалось, до наступления половой зрелости скорость роста самцов и самок красноклешневых раков практически не отличается, и поэтому выращивать их отдельно по полу не имеет особого смысла. Однако по достижении массы около 25–30 г самцы начинают расти быстрее самок [Naranjo-Páramo et al., 2004], что делает их товарное выращивание в моносексуальной культуре коммерчески более привлекательным [Rodgers et al., 2006]. Это объясняется тем, что с точки зрения биоэнергетики, самцы направляют больше энергии на соматический рост, чем на размножение. Аналогично, в отсутствие самцов репродуктивная производительность самок значительно снижается, что видимо также положительно сказывается на скорости их роста [Naranjo-Páramo et al., 2018]. Поэтому наряду со смешанной посадкой (самцы и самки) в нагульных пруд-

дах могут быть сформированы однополые культуры (только самцы или только самки), однако их формирование требует больших трудозатрат.

В этой связи интерес представляют исследования, показавшие, что за счет культивирования молоди при высокой температуре воды либо с использованием кормов с добавлением гормона андрогенной железы можно достичь преобладания самцов в группах красноклешневых раков [Vazquez, et al., 2004; De Vock, Lopez Greco, 2010]. Однако, если упомянутые ученые показали, что инверсия пола происходит у самок, выращиваемых в условиях высоких температур (31 ± 1 °C), то результаты астраханских исследователей свидетельствуют, что этот процесс возможен и под влиянием на молодь низкой температуры (24 ± 1 °C). В обоих случаях было отмечено увеличение количества самцов почти на 10%, по сравнению с контрольной группой. Одновременно с этим наблюдали и увеличение количества интерсексов — $8,4 \pm 0,15\%$, против $1,8\%$ в контроле [Нгуен, 2014; Нгуен, Крючков, 2014; Крючков и др., 2015].

Было установлено, что дифференцировка пола у красноклешневых раков начинается в возрасте 20–40 суток при длине тела самцов и самок в диапазоне 24–25 мм. В возрасте более 40 дней температура не оказывает влияния на изменение пола самок по мужскому типу [Нгуен, 2014].

Таким образом, одним из способов повышения рентабельности выращивания красноклешневого рака может быть производство посадочного материала с преобладанием самцов с их последующим товарным выращиванием [Нгуен, Крючков, 2014].

Известным методом повышения общей продуктивности водоемов является применение поликультуры — совместного выращивания гидробионтов разных видов, основанного на различии спектра их питания. Поликультура раков с рыбами возможна, но в части получения товарных раков чаще всего менее эффективна, чем монокультура. При этом предпочтительны растительноядные виды рыб, так как бентосоядные могут выедать молодь раков и повреждать взрослых особей во время линьки [Karplus et al., 1995b; 2001]. Для увеличения выживаемости раков для них необходимо устанавливать достаточное количество убежищ.

Есть данные об успешном прудовом выращивании красноклешневых раков с тилapiaми, при этом выход продукции раков составил $2,1$ т/га

[Karplus et al., 2001; Ponce-Marbán et al., 2006]. В настоящее время проводятся исследования о целесообразности поликультуры красноклешневого рака совместно с нильской тилапией и пестрым толстолобиком [Liu et al., 2023]; с настоящим гурами [Safitri et al., 2022] и выращивания раков в системе аквапоники [Fatihah, Chen, 2022]. С тех пор как австралийский красноклешневый рак был впервые завезен в Китай в 1992 году, он постепенно превратился в очень важный и подходящий вид для выращивания в интеграции с рисом [Hou, 2023].

В нашей стране был разработан способ товарного выращивания тропических видов в прудовой поликультуре, включающий пространственное разделение тропических ракообразных и тропических рыб внутри одного пруда, для чего в нем устанавливают стационарные или плавучие группы сетчатых садков, ячей которых изолирует рыб разного возраста и размера, а дно садка без кормовых площадок пропускает остатки корма на грунт пруда, при этом искусственные корма получают только рыбы в садках, а ракообразные первоначально питаются за счет естественной кормовой базы в прибрежной зоне пруда, куда их выпускают в виде подращенной молоди одновременно с зарыблением садков рыбой. Расселяясь по дну пруда, ракообразные потребляют несъеденный корм под садками. В частности, в одном случае в пруду в поликультуре выращивали красноклешневых раков с африканскими клариевыми сомами, в другом — с нильской тилапией. В результате общая продукция с единицы площади пруда существенно возросла. Кроме того, в отличие от поликультуры карповых рыб, товарное выращивание которых осуществляют за 7–8 месяцев в течение летнего сезона, длительность товарного выращивания тропических объектов составляет 3–4 месяца, повышая эффективность эксплуатации прудов на 25% [Хорошко, Крючков, 2019].

Еще одним методом интенсификации выращивания австралийских красноклешневых раков может стать применение тепличных прудов или прудов под пленочным покрытием [Егорова и др., 2023]. В рыбоводстве этот метод достаточно хорошо известен в условиях эксплуатации мальковых прудов [Липпо, 1988; Привезенцев и др., 2017]. В таких прудах создается парниковый эффект, позволяющий стабилизировать температурный режим, что особенно важно для хозяйств, расположенных в умеренном климатическом поясе

нашей страны, который характеризуется неустойчивыми температурами и непродолжительным вегетационным периодом. Исследования показали, что температура воды в таких прудах повышается на 3–8 °С по сравнению с открытыми водоемами. Это способствует увеличению в 2–3 раза темпа роста и ускорению развития молоди рыб, а ее выживаемость повышается на 10–20%. Соответственно, применение этого метода позволит удлинять вегетационный период на 30–40 дней по сравнению с обычными сроками, а возможно и осуществлять прудовое выращивание красноклешневых раков не только в 5–6 зонах рыбоводства, но и несколько севернее.

Для устройства пленочных покрытий больше всего подходят нерестовые и мальковые пруды площадью от 0,05 до 0,1 га со средней глубиной 0,8–1,2 м. При ширине прудов не более 12 м используют теплицы без дополнительных опор, при большей ширине лучше строить блочные теплицы с дополнительными опорами в пролетах. Высота пленочных покрытий не должна превышать 2,0–2,2 м от поверхности воды [Подращивание личинок карпа..., 2023]. Непосредственно перед заливом прудов под пленочным покрытием водой их удобряют путем внесения комплекса удобрений, обычно применяемых в прудовом рыбоводстве.

2.5.3. Выращивание в бассейнах

Как уже не раз говорилось, товарное выращивание австралийского красноклешневого рака в нашей стране и других странах с умеренным климатом не может круглогодично осуществляться в прудовых условиях в силу температурных ограничений. В этой связи многие проявляют большой интерес к круглогодичному товарному выращиванию этого вида раков в условиях бассейнов УЗВ.

Как правило, установки для ракообразных содержат стандартный набор оборудования: емкости для культивирования, циркуляционные насосы, биофильтр, блок механической очистки, терморегулятор и аэрационное устройство. Иногда установки дополняются устройствами для осуществления физико-химических методов водоподготовки (озонаторы, флотаторы, ультрафиолетовые облучатели, ионообменники и т.д.) [Жигин, 2011]. Особенностью создания замкнутых систем для ракообразных является

необходимость применения емкостей с большой площадью дна при их минимальной глубине. С целью сокращения и эффективного использования объема производственных помещений, емкости для содержания ракообразных целесообразно размещать друг над другом, соответственно используя гидравлическую систему циркуляции воды вертикального типа. Подробнее особенности и принципы создания УЗВ для выращивания ракообразных рассматривались нами в других публикациях [Жигин, 2005; 2011; Жигин и др., 2006; Ковачева и др., 2005; 2015].

Поскольку в странах с тропическим климатом осуществлять товарное выращивание красноклешневых раков в УЗВ не имеет смысла, то и таких исследований там практически не проводилось. Этим и объясняются очень скудные и фрагментарные данные о возможностях и результатах бассейнового выращивания этого вида ракообразных. В частности, упоминаются факты такого культивирования на юге США и в Англии в системах с циркуляцией подогретой воды [Шевцова, 1994]. Кроме того, есть сведения, что культивирование раков в системах, основанных на содержании раков в индивидуальных контейнерах, позволяет почти на два порядка увеличить выход продукции с единицы площади по сравнению с результатами, полученными при культивировании в прудовых хозяйствах [Manor et al., 2002]. Однако эти исследования проводились в лабораторных, а не в производственных масштабах.

Исследования, направленные на разработку экономически эффективной биотехники выращивания красноклешневых раков в бассейновых системах, ведутся достаточно давно. И в Австралии, и в других странах годы работы были потрачены на разработку данной технологии, но по данным ФАО культивирование красноклешневых раков в прудах является более рентабельным, чем их бассейновое выращивание [FAO, 2024].

Пока единственным коммерчески жизнеспособным методом культивирования австралийского красноклешневого рака остается использование прудов, в том числе в сочетании с УЗВ для получения и подращивания молоди. Это связано с тем, что в бассейнах отсутствует естественная кормовая база, и раков приходится выращивать с применением искусственных кормов. И хотя имеются промышленные корма, разработанные для раков, их составы часто не в полной мере отвечают биологическим потребностям, не обеспе-

Анализ представленных данных наглядно демонстрирует преимущество прудового выращивания красноклешневых раков по скорости роста и выживаемости по сравнению с выращиванием в УЗВ.

Вместе с тем, обращает на себя внимание высокая конечная продуктивность в бассейне УЗВ — 3,7 кг/м² против 44,1 г/м² площади пруда, что меньше в 84 раза. Безусловно, плотность посадки раков и конечная продуктивность в пруду не являлись предельными и могли бы быть выше, однако намного ниже бассейнового показателя.

Необходимо отметить в этом случае и высокую плотность посадки особей в бассейнах: 62,5 экз./м² в начале выращивания и 43,8 экз./м² по его завершении, существенно превышающие известные рекомендуемые показатели и требующие своего опытного подтверждения.

Вместе с тем, в последние годы по мере совершенствования технологий создания и эксплуатации УЗВ, разработки новых рецептур искусственных комбикормов, росте спроса на этот вид продукции и ее стоимости, все чаще появляется информация о возникновении в нашей стране небольших фермерских хозяйств по выращиванию товарных красноклешневых раков полностью в условиях УЗВ. К сожалению, зачастую такие сообщения носят рекламно-информационный характер и судить по ним об экономической эффективности выращивания раков не представляется возможным, как и об используемых биотехнических параметрах.

Однако, очевидно, что описанные выше проблемы, возникающие при бассейновом подращивании молоди (каннибализм, неравномерность роста, необходимость сортировок и рассадок особей, остаются актуальными и даже обостряются на этапе товарного выращивания.

Исходя из имеющегося незначительного отечественного опыта выращивания товарных красноклешневых раков, пока можно ориентироваться на результаты содержания производителей в УЗВ, приведенные выше Д.И. Шокашевой [2018в], в соответствии с которыми рекомендуемая плотность посадки при их длительном содержании составляет 10 экз./м² при наличии не менее 1 укрытия на особь.

В исследованиях КаспНИРХ плотность посадки при выращивании красноклешневых раков от начальной массы 16,6–18,7 г составляла 13,8–16,0 экз./м² [Анкешева и др., 2021].

Другие исследования, проведенные в ООО «Раковая ферма Алтай», показали, что при выращивании красноклешневых раков в условиях УЗВ следует придерживаться следующих плотностей посадки: при массе от 10 до 20 г — 20,0 экз./м²; от 20 до 30 г — 13,3 экз./м² и для массы более 30,0 г — 5,3 экз./м², при выживаемости на протяжении месяца от 83,3 до 100% [Рубцова и др., 2023]. Исходя из этих данных конечная ракопродуктивность ориентировочно составляла около 130–160 г/м². Как видим, это весьма низкий показатель.

Наши исследования показали, что при использовании достаточного количества убежищ и субстратов при товарном выращивании желательно придерживаться плотности посадки особей 20–30 экз./м², что обеспечивает выживаемость 50–75%.

Одним из путей повышения эффективности эксплуатации УЗВ при выращивании раков является использование интегрированных технологий за счет создания на базе установок искусственных экосистем. В частности, перспективным направлением является применение блоков для выращивания различных видов растений, в том числе овощных культур на гидропонике [Жигин, 2011; Калайда и др., 2022].

Помимо этого, известна и успешная попытка использования в бассейнах метода поликультуры красноклешневого рака (10 шт./м²) с нильской тилляпией (33 шт./м³) в Израиле. Выживаемость раков составила 60% при скорости роста 0,2 г/сут. [Karplus et al., 2001; Садыкова, Калайда, 2019].

2.6. ТРАНСПОРТИРОВКА И ПЕРЕДЕРЖКА

Непродолжительный летний период делает невозможным в нашей стране содержание товарной продукции красноклешневых раков в прудах. Поэтому их перемещают в УЗВ для проведения карантина, предпродажного содержания и подготовки к транспортировке. Минимизация затрат и потерь при длительном предпродажном содержании раков в УЗВ, а также совершенствование методов их транспортировки являются на сегодня актуальными задачами.

Плотные покровы обеспечивают возможность содержать раков в межлиночный период при максимально высоких плотностях, что используется при передержке, предпродажной подготовке и транспортировке особей.

После вылова раков перед упаковкой и транспортировкой передерживают в бассейнах не менее 24 часов без кормления. Это необходимо для того, чтобы кишечник особей очистился от пищи, а жабры от загрязнений [Fotedar, Evans, 2011; Ambas et al., 2015]. К.М. Джонс и Дж.А. Грейди [Jones, Grady, 2000] рекомендуют период выдерживания продолжительностью 24-72 часа в воде с температурой 15-20 °С, а величина одновременно содержащейся биомассы раков при выдерживании в резервуаре с проточной водой не должна превышать 250 кг/м³.

Продолжительность времени, в течение которого раки могут успешно содержаться без чрезмерного уровня смертности, зависит от состояния животных после вылова и качества воды в системе резервуара. Рекомендуется, чтобы красноклешневые раки, предназначенные для транспортировки в живом виде, не хранились в резервуарах длительное время. Стресс и отсутствие пищи на протяжении более чем одной недели ухудшат состояние раков, что приведет к их последующей гибели после дальнейших манипуляций при упаковке и транспортировке. Предпочтительная температура воздуха и воды в зоне сортировки должна составлять от 15 до 18 °С, так как в этом случае раки менее активны, с ними легче обращаться, и они меньше подвержены стрессу [Jones, Grady, 2000].

Раков рекомендуется перевозить и обрабатывать в небольших количествах. Особи требуют бережного обращения: их следует перекладывать, а не бросать, поскольку это может привести к внутренним повреждениям, стрессу и последующей повышенной смертности.

Красноклешневые раки (особенно крупные особи) способны нанести сортировщикам болезненные повреждения кожи рук своими клешнями. Хотя перчатки снижают риск получения повреждений, они могут затруднять движения и замедлять сортировку.

В случае если рак удерживает человека за кожу ладони, следует опустить его так, чтобы конечности касались либо поверхности сортировочного стола, либо воды. В этом случае чаще всего рак сам разжимает клешни, отпуская руку сортировщика. Следует избегать сдергивания раков с пальца, так как

это может привести как к повреждению кожных покровов руки, так и к повреждению раков, в первую очередь, к потере клешни [Jones, Grady, 2000].

Говоря о транспортировке красноклешневых раков можно отметить, что их молодь, как и молодь рыб, часто успешно перевозят в двойных пластиковых пакетах с водой и кислородом (100–150 особей на 10 л воды) с некоторым количеством нитчатого субстрата и кислородом. Пакеты помещают в картонные коробки с охлаждающими элементами [Jones, Grady, 2000].

Методы и материалы, используемые для упаковки и перевозки товарных красноклешневых раков и их доставки на рынок в живом виде, а также используемый способ транспортировки зависят от расстояния, которое надо преодолеть, и времени, необходимого для достижения пункта назначения. В значительной степени цена конечного продукта будет определять целесообразность транспортировки раков живыми, поскольку наиболее эффективные методы и упаковочные материалы для снижения гибели раков могут быть дорогостоящими. Вместе с тем, существуют стандартные принципы обращения и упаковки красноклешневых раков, которых всегда следует придерживаться.

Красноклешневый рак может длительное время транспортироваться без воды, если находится в прохладной и влажной среде. В прохладе скорость их метаболизма замедляется, что снижает стресс, а также двигательную активность и потребление кислорода. Охлаждение от комнатной (окружающей) температуры (>20 °C) должно выполняться с шагом 5 °C, чтобы свести к минимуму стресс. Поэтому в качестве транспортировочных емкостей используют термоизолирующие контейнеры, содержащие влажный упаковочный материал (древесную стружку или пористый синтетический материал) и охлаждающие элементы, которые должны быть изолированы, чтобы избежать прямого контакта с красноклешневыми раками, и помещены в верхней части контейнеров, чтобы охладить воздух и не навредить животным [Jones, Grady, 2000; Борисов и др., 2013].

Во избежание раздавливания раков на дне емкости рекомендуется укладывать их не более 5 кг в один слой. Для стандартного пенопластового ящика на 10 кг, может быть использована прокладка для разделения содержимого. Она должна быть перфорирована для обеспечения циркуляции воздуха [Jones, Grady, 2000].

Существуют рекомендации не превышать время транспортировки раков после упаковки более 48 часов, поскольку более длительная перевозка может привести к увеличению смертности и худшей выживаемости по прибытии. Во время пребывания на воздухе красноклешневые раки теряют массу: чем дольше перевозка, тем больше будет ее потеря. Чтобы компенсировать эту потерю, необходимо предусмотреть дополнительные 5% массы продукта при транспортировке в живом виде до 24 часов. Дополнительные 2–3% могут быть достаточными для компенсации потери массы за более короткие периоды времени. Потеря массы может быть сведена к минимуму, если дать воде стечь с раков в течение примерно пяти минут перед упаковкой, а также убедиться, что любой упаковочный материал хорошо увлажнен (но не мокрый), чтобы поддерживать влажность в контейнерах. При 48-часовой перевозке красноклешневых раков уровень смертности после высадки в емкости с водой по месту доставки составляет 10–20% и часто наблюдается в течение последующего 3-дневного периода (чаще всего на 2-й день) [Jones, Grady, 2000].

Особенности климатических условий нашей страны диктуют свои методы организации регулярных бесперебойных поставок живых товарных красноклешневых раков конечным потребителям. Такую задачу можно решить путем организации специализированных баз передержки. Кроме того, необходимо учитывать и масштабы расстояний грузовых перевозок в нашей стране. В этой связи нами были проведены специальные исследования по отработке биотехнических условий транспортировки и длительной передержки австралийского красноклешневого рака в УЗВ, учитывая вышеназванные климатические и логистические особенности нашей страны. В процессе исследований определяли возможную продолжительность и оптимальные условия транспортировки раков, динамику пищевой активности раков в процессе понижения температуры, выявление нижней летальной температуры содержания и влияние температуры на выживаемость, частоту линек, потребление корма, физиологическое состояние раков при длительной передержке в УЗВ.

Перед экспериментом по имитации транспортировки, так же как и в случае транспортировки, раков не кормили в течение двух суток. Для имитации транспортировки, раков средней массой $23,3 \pm 4,7$ г, размещали в пенопластовом контейнере, поддерживая температуру воздуха в диапа-

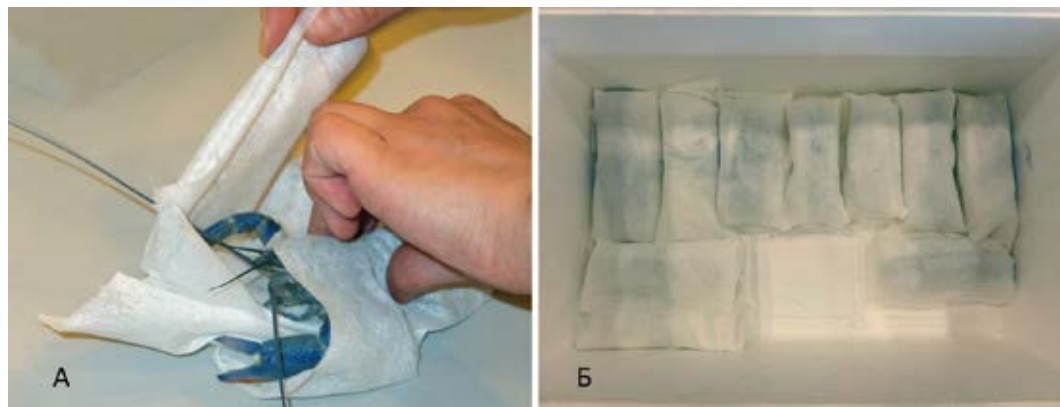


Рис. 51. Эксперимент по имитации транспортировки:

А — упаковка рака перед транспортировкой; Б — общий вид контейнера с раками

зоне 18–19 °С за счет работы системы кондиционирования в помещении. Выбранный нами температурный диапазон находится на границе комфортной для красноклешневых раков зоны. Перед размещением в контейнере раков заворачивали в синтетический нетканый материал (рис. 51). В зависимости от условий эксперимента использовали сухой или смоченный водой материал. Он способствовал сохранению оптимальной влажности в процессе транспортировки и снижению их двигательной активности. В общей сложности выполнено 11 вариантов транспортировки, отличающихся продолжительностью и типом упаковки раков (табл. 24).

Таблица 24. Схема проведения экспериментов по имитации транспортировки красноклешневых раков и выживаемость в них особей

Вариант эксперимента №	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11*
Упаковочный материал	сухой				влажный						
Кол-во особей, экз.	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	10
Продолжительность, сут.	1	2	3	12	1	2	3	4	8	12	12
Выживаемость, %	100	100	100	10	100	100	100	100	100	40	80

*– раки были переупакованы на 6 сутки эксперимента в новый влажный материал

Проведенные эксперименты показали, что австралийские красноклешневые раки хорошо переносят длительное пребывание на воздухе. Вне зависимости от влажности упаковочного материала гибели особей при транспортировке на протяжении 3 суток отмечено не было. При этом раки на момент их распаковки демонстрировали хорошие показатели двигательной активности. При использовании влажного материала случаев гибели раков не было отмечено при транспортировке до 8 суток включительно.

Гибель раков отмечалась при имитации транспортировки в течение 12 суток. При этом выживаемость зависела от влажности упаковочного материала (рис. 52 А). Наилучшие результаты (выживаемость 80%) достигнуты при использовании влажного упаковочного материала и проведении переупаковки раков на 6 сутки эксперимента. Возможной причиной гибели раков могли быть накопление продуктов обмена и постепенная потеря воды. Полученные результаты указывают, что при транспортировке происходит уменьшение массы раков, которое может достигать более 10% от начальной массы (рис. 52 Б).

Таким образом, полученные нами результаты показали, что австралийские красноклешневые раки могут быть успешно транспортированы в живом виде более 48 часов. При соблюдении рекомендаций по температуре (18–19°C) и подготовке раков к транспортировке, независимо от влажности упаковочного материала возможна их транспортировка без потерь в течение 3 суток. При использовании влажного упаковочного материала продолжительность успешной транспортировки может достигать 8 суток.

Задача длительной (несколько месяцев) передержки товарных раков в условиях бассейнов УЗВ не менее сложна, чем их товарное выращивание. С одной стороны, желательно максимально снизить их двигательную и пищевую активность, минимизировав проявление каннибализма, с другой — необходимо не выйти за допустимый порог абиотических факторов, нарушающих их жизнедеятельность, обеспечивая физиологические потребности организма, включая поддерживающее кормление.

Исследования динамики кормовой активности выполнены на 10 самцах средней массой $23,3 \pm 4,7$ г. Раков содержали в емкости объемом воды 200 л, оснащенной системами терморегуляции и биологической очистки воды. Кормление осуществляли комбикормом Tetra Wafer Mix (Германия) два

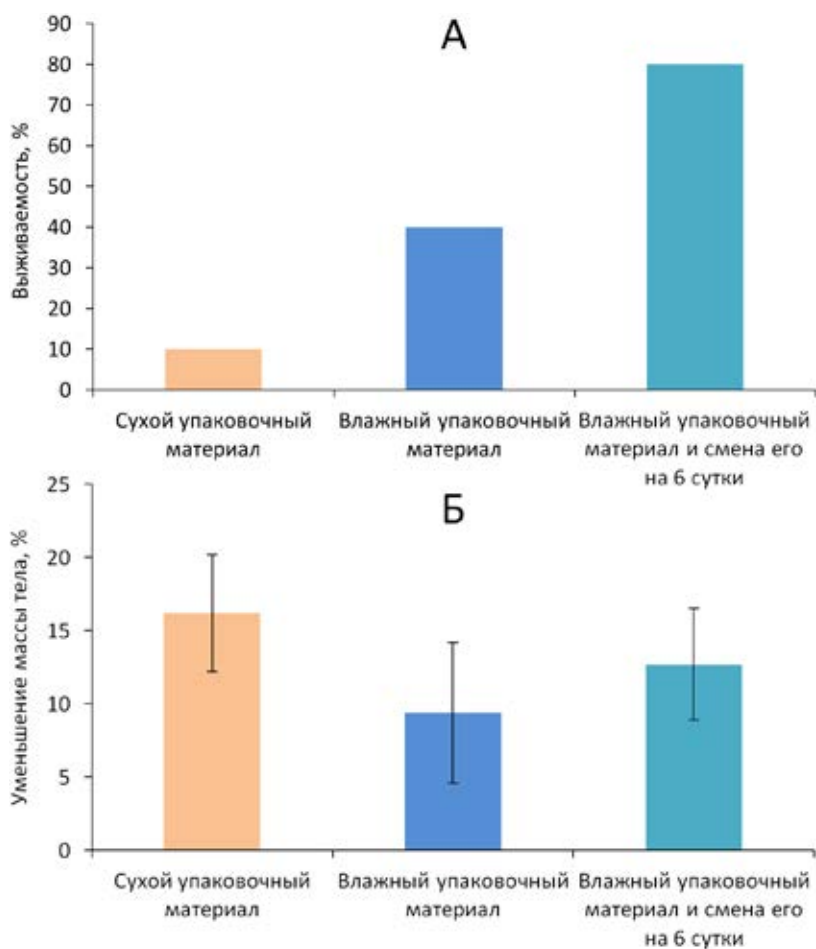


Рис. 52. Результаты транспортировки красноклешневых раков в течение 12 суток: А — выживаемость; Б — уменьшение массы раков

раза в сутки. Через час после внесения определяли количество съеденного корма, несъеденные остатки изымали. Ежедневно проводили наблюдения за пищевой и двигательной активностью раков, учитывали погибших особей. Общая продолжительность эксперимента составила 52 дня.

Первые 7 суток раков содержали при температуре 25–26 °С. Начиная с 8 суток, осуществляли плавное снижение температуры на 1 °С в сутки до момента утраты большей половиной особей двигательной активности, по-

сле чего также плавно начинали повышать температуру в емкости с такой же скоростью до прежних 25–26 °С. Динамика температуры и потребления корма раками в эксперименте представлена на рис. 53. Наблюдаемые невысокие показатели пищевой активности в начале эксперимента (1–3 сут.), по-видимому, были вызваны стрессом из-за перемещения раков в новые для них условия. Резкое падение потребления корма на 12 сутки произошло вследствие каннибализма в отношении одной из перелинявших особей.

Существенное снижение потребления корма в эксперименте отмечено при температуре ниже 18 °С. При температуре ниже 15 °С раки практически полностью отказались от пищи, но при этом сохраняли двигательную активность и перемещались по емкости. При температуре 12 °С раки перестали реагировать на корм. При снижении температуры ниже 8 °С (25 сут.) большая часть раков (8 из 9) оказалась вне убежищ и практически полностью утратила подвижность, сохранив признаки жизни. Аналогичную картину при температуре от 10 до 13 °С наблюдали и ранее: красноклешневые раки, по-видимому, впадали в оцепенение или сонное состояние, лежали на боку и демонстрировали лишь слабое покачивание ножками при ходьбе [Jones, Grady, 2000].

После постепенного повышения температуры, начиная с 26 суток, только у 6 особей полностью восстановилась сначала двигательная, а затем и пищевая активность, а 3 особи погибли в течение следующей недели наблюдений. Первые признаки начала питания отмечены при температуре выше 18 °С. При температуре 20 °С раки стали активно реагировать на внесение комбикорма и питаться. Полностью восстановление пищевой активности произошло только при температуре 25 °С, при этом наблюдалось постепенное ее увеличение (рис. 53).

В дальнейшем были выполнены исследования влияния температуры на выживаемость, частоту линек, потребление корма и физиологическое состояние при длительном содержании раков при пониженных температурах. Эксперимент выполнен в экспериментальной УЗВ для индивидуального содержания гидробионтов (рис. 15 А). Исследования включали два эксперимента: в первом 32 рака средней массой $4,0 \pm 0,6$ содержали при температурах 11–12 и 14–15 °С, во втором — 36 раков средней массой $36,0 \pm 8,3$ — при температурах 17–18, 19–20 и 24–25 °С.

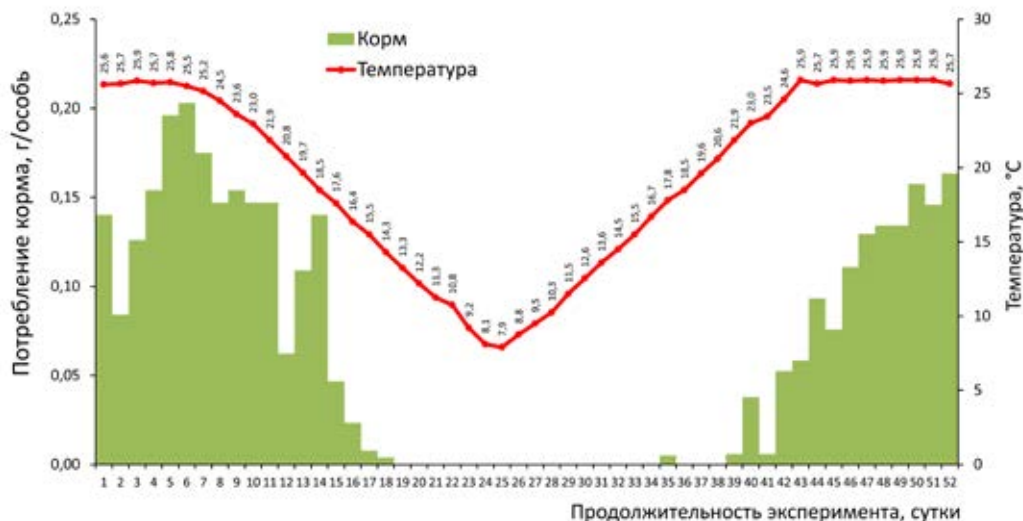


Рис. 53. Динамика пищевой активности красноклешневых раков при изменении температуры

При температурах 11–12 и 14–15 °C у раков наблюдалось резкое падение потребления корма (рис. 54). При температуре 11–12 °C раки отказывались от пищи (рис. 54 А). При 14–15 °C — отдельные особи продолжали эпизодически питаться (рис. 54 Б), но количество потребляемого корма было в несколько раз ниже, чем до момента снижения температуры.

До момента снижения температуры у нескольких особей отмечены успешные линьки. Снижение температуры в обоих случаях не привело к полной остановке личочных процессов, линьки стали происходить реже, но не прекратились. Однако, после снижения температуры до 11–12 °C в первом варианте эксперимента и до 14–15 °C во втором успешных линек зафиксировано не было, все линяющие особи погибли. Выживаемость за 60 суток эксперимента составила при температуре 14–15 °C — 75%, а при температуре 11–12 °C — 50% (рис. 54). После повышения температуры до оптимальных значений в обоих вариантах эксперимента отмечены случаи успешных линек.

Во втором эксперименте при всех трех вариантах температур (17–18, 19–20 и 24–25 °C) особи продолжали питаться на всем его протяжении, однако интенсивность питания и интерес к кормовым объектам при температурах

ГЛАВА 2.
АВСТРАЛИЙСКИЙ КРАСНОКЛЕШНЕВЫЙ РАК КАК ОБЪЕКТ АКВАКУЛЬТУРЫ

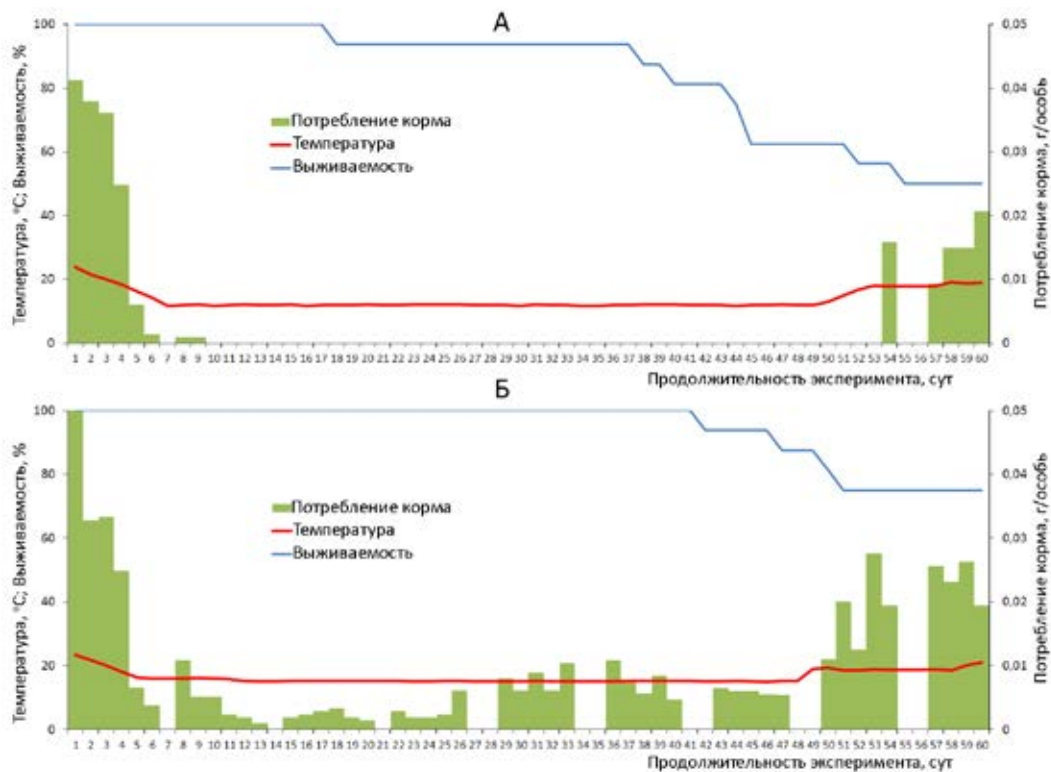


Рис. 54. Выживаемость и динамика пищевой активности австралийских красноклешневых раков при длительной передержке в УЗВ при температурах: А – 11–12 °С; Б – 14–15 °С

17–18 и 19–20 °С были меньше, чем при температуре 24–25 °С (рис. 55). Раки при температуре 19–20 °С менее активно, чем при температуре 24–25 °С, потребляли комбикорм, но личинок *Chironomus sp.* раки продолжали активно поедать. При температуре 17–18 °С пищевая активность раков была еще ниже (рис. 55). Потребление кормов раками за 120 суток содержания составило 9, 18 и 30% от начальной массы особей.

Выживаемость была высокой во всех трех вариантах эксперимента и составила при температуре 17–18 °С – 92%, а при 19–20 и 24–25 °С – 100%.

Снижение температуры содержания не привело к полной блокировке личинных процессов, но уменьшило частоту линек и увеличило продолжитель-

ность межлиночных периодов. Доля перелинявших раков за 120 суток составила при температуре 24–25 °С — 83%, а при температурах 17–18 и 19–20 °С — 16 и 25% соответственно (табл. 25). На увеличение межлиночных периодов указывает и высокая доля особей с гастролитами при более низких температурах.

По завершении эксперимента проведена оценка выхода мяса после варки, который составил 32–33% от массы тела (без учета массы клешней). При этом статистически значимых различий между вариантами эксперимента не отмечено.

Таблица 25. Результаты длительного (120 сут.) содержания австралийских красноклешневых раков

Показатель	Температура содержания, °С		
	17-18	19-20	24-25
Средняя масса в начале, г	36,1 ± 5,5	37,3 ± 6,6	35,5 ± 11,0
Средняя масса в конце, г	36,3 ± 6,1	38,0 ± 5,3	44,4 ± 8,2
Выживаемость, %	92	100	100
Доля перелинявших особей, %	16	25	83*
Доля особей с гастролитами, %	33	25	0
Прирост массы особей за линьку, %	14 ± 10	22 ± 14	42 ± 15
Затраты кормов, г/особь в сут.:			
комбикорм	0,018 ± 0,011	0,012 ± 0,004	0,027 ± 0,010
личинки <i>Chironomus sp.</i> **	0,038 ± 0,002	0,060 ± 0,018	0,036 ± 0,003
Суммарные затраты кормов** за 120 сут., % от начальной массы раков	10,0	21,3	32,6
Выход мяса после варки***, %	32 ± 2	33 ± 3	32 ± 2

* — одна особь перелиняла два раза; ** — для личинок *Chironomus sp.* потребление приведено в пересчете на комбикорм, исходя из их калорийности, как 3/1; *** — рассчитан без учета массы клешней

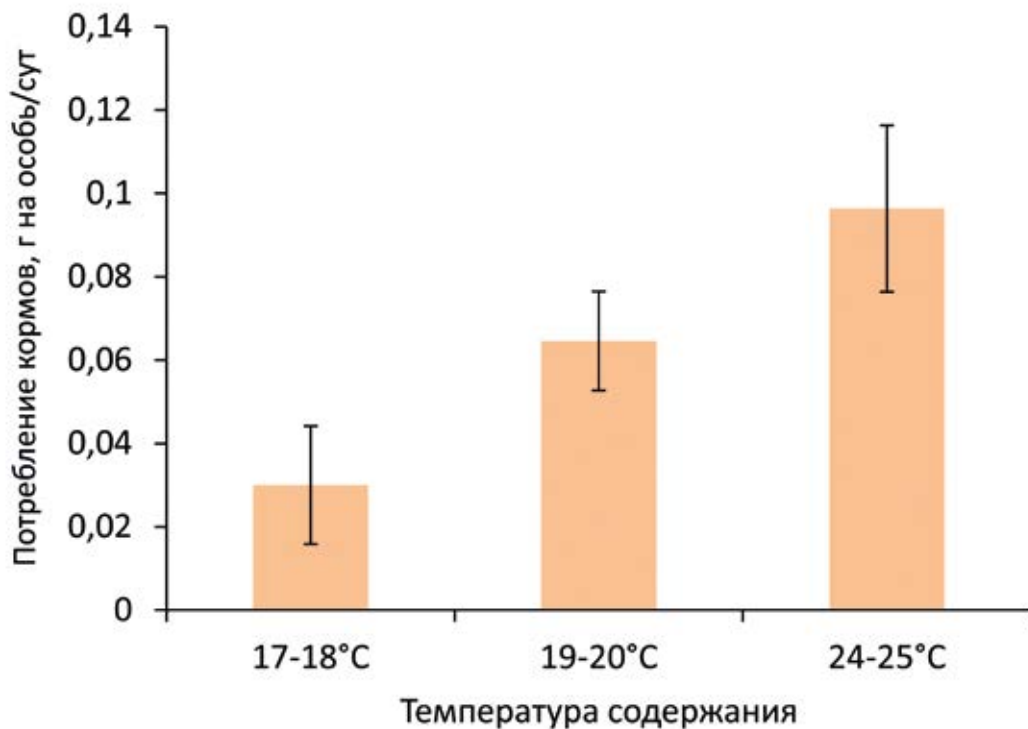


Рис. 55. Зависимость потребления кормов (для личинок *Chironomus sp.* потребление приведено в пересчете на комбикорм, исходя из их калорийности, как 3/1) от температуры при длительном содержании (120 сут.) австралийских красно-клевневых раков в УЗВ

При этом следует отметить, что в современном мире кипячение живого продукта признается негуманным и в некоторых странах может быть даже запрещено законом. Считается, что самый простой и относительно гуманный способ умерщвления — подвергнуть раков холодовому шоку, либо, поместив в ледяную кашу (равные части льда и воды), либо заморозив при температуре -18°C . Смерть наступит в течение нескольких минут [Jones, Grady, 2000].

На основании полученных нами и имеющихся в литературе данных [King, 1994; Semple et al., 1995; Jones, Grady, 2000] можно выделить несколь-

ко температурных диапазонов, которые характеризуются существенными изменениями в протекании физиологических процессов у австралийского красноклешневого рака по сравнению с технологической нормой. Температурный диапазон 17–19 °С характеризуется существенным снижением пищевой активности раков, что, по-видимому, связано с уменьшением скорости обменных процессов, однако при этом раки продолжают регулярно питаться. При 12–15 °С раки прекращают питаться, а длительное нахождение при этой температуре приводит к их постепенной гибели, одной из основных причин которой является неспособность раков перелинять. При температуре ниже 8–10 °С возможна утрата двигательной активности и гибель особей. Таким образом, полученные результаты позволяют рассматривать диапазон температур 17–19 °С как наиболее перспективный для использования при длительной передержке раков в условиях УЗВ, а также при их транспортировке.

2.7. ЗАБОЛЕВАНИЯ И ИХ ПРОФИЛАКТИКА

У австралийского красноклешневого рака отмечено небольшое количество заболеваний. Возможно, что они в принципе малоизвестны и плохо изучены. Существует несколько потенциально опасных для этого рака болезнетворных организмов, в том числе простейшие, бактерии и вирусы (табл. 26) [FAO, 2024]. Все они были в той или иной мере причиной смертности и снижения объемов производства в конкретных хозяйствах, хотя и не было зафиксировано документально подтвержденных вспышек этих заболеваний.

Австралийский красноклешневый рак восприимчив к большинству болезней, поражающих местных российских раков. Кроме того, они восприимчивы к «рачьей чуме», вызываемой грибом *Aphanomyces astaci*. Известно, что коренные североамериканские раки переносят чуму, но обычно не подвергаются ее негативному воздействию. У европейских раков нет устойчивости или иммунитета к североамериканскому патогену, поэтому многие природные популяции были уничтожены. Также опасен этот патоген и для других австралийских видов раков. Лучше всего грибок развивается при температуре ниже 17 °С и не проявляет активности или патогенности при температуре выше 20 °С [Masser, Rouse, 1997].

Таблица 26. Заболевания австралийского красноклешневого рака и меры борьбы с ними [FAO, 2024]

Заболевание (возбудитель)	Симптомы, распространенность, патогенность	Меры борьбы
Бактерии Риккетсии (<i>Rickettsia</i>)	Вялость, плохое потребление корма, низкие темпы роста, высокая смертность	При тяжелых формах заболевания, все особи вылавливаются, а пруды стерилизуются
Микроспоридии <i>Thelohania spp.</i> и др.	Брюшная мышца становится непрозрачной; низкая распространенность, но высокая смертность	Встречается редко; нет конкретных мер борьбы
Бакуловирус CqBV <i>C. quadricarinatus</i>	Раки становятся вялыми и погибают. Высокая распространенность, но низкая патогенность	Нет конкретных мер борьбы

С более подробным перечнем заболеваний, выявленных у красноклешневого рака, можно ознакомиться в обзорной статье [Saoud et al., 2013] по этой теме. В настоящее время не существует одобренных терапевтических средств для лечения красноклешневых раков [Masser, Rouse, 1997].

Известно, что основной мерой борьбы с заболеваниями является профилактика — тщательный карантин и мониторинг состояния здоровья особей. Эти мероприятия позволяют свести к минимуму риск распространения заболеваний, а поддержание хороших условий культивирования и снижение стресса сводит к минимуму их угрозу.

Перед вводом особей маточного стада в инкубационный цех рекомендуется обработать их раствором соли или формалина для устранения потенциальных внешних патогенов. Специальных исследований по профилактической обработке красноклешневых раков не проводилось, но в экспериментах использовались рекомендуемые методы обработки рыб (например, длительная ванна с 1000–2000 мг/л соли или 15–25 мг/л формалина). Эти методы обработки, по-видимому, не причинили вреда ракам и оказались эффективными в предотвращении внесения паразитов [Masser Rouse, 1997].

В прудовых условиях выращивания красноклешневого рака иногда отмечают обрастания панциря, вызванные растительными и животными ор-

ганизмами, поселившимися на нем. Например, к эктопаразитам красно-клевневых раков относятся плоские черви отряда Темносерфалида (рис. 56) и инфузорий рода *Epistylis*. Обрастания могут варьировать в зависимости от степени поражения: от незначительного, делающего раков чуть менее привлекательным, до значительного, из-за которого раки становятся полностью непригодными для продажи. Сильное заражение паразитами также может повлиять на здоровье раков, если они заселяют поверхность жабр и препятствуют усвоению кислорода. Это вызывает повышение смертности животных во время транспортировки.

В этой связи К.М. Джонс и Дж.А. Грейди [Jones, Grady, 2000] разработали ряд рекомендаций по борьбе с обрастаниями, которые приводятся ниже:

1. Взятие проб поголовья перед выловом покажет, является ли проблемой обрастание панциря. При сильном обрастании облов пруда следует отложить до его устранения. Все проблемы с обрастанием панциря возникают из-за большой концентрации органики в воде пруда. Норма внесения удобрений и корма должны быть скорректированы в зависимости от степени обрастания (оценивается при регулярном отборе проб). Частичная подмена воды пруда улучшит ситуацию, касательно обрастаний.

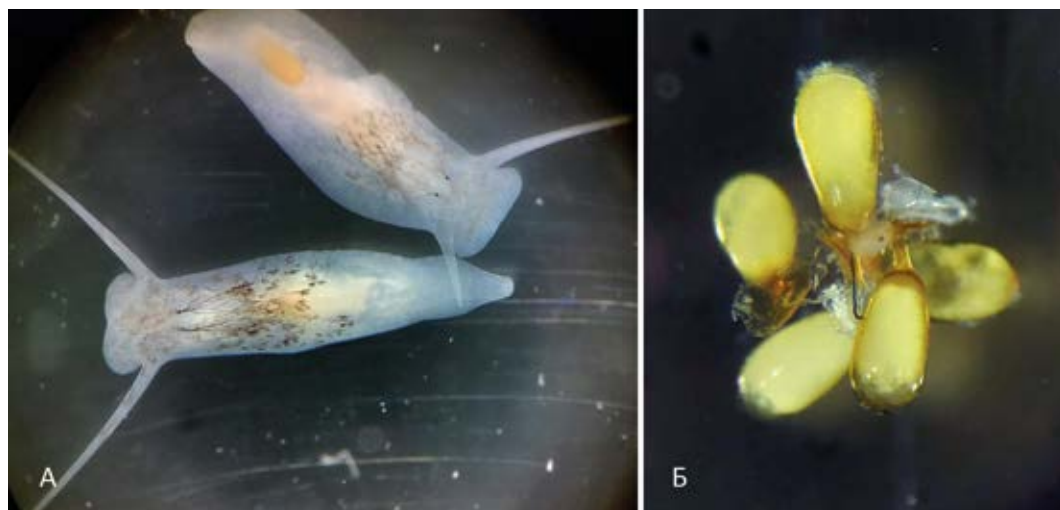


Рис. 56. Плоские черви *Diceratocephala boschmai* отряда Темносерфалида:
А — взрослые особи; Б — яйца

2. Яйца некоторых паразитов могут прочно прикрепляться к панцирю и не реагировать на орошения или ванны. Пораженных раков можно почистить вручную щеткой (зубной щеткой), но это трудоемкий и неэффективный способ, когда необходимо обработать большое количество раков. Очистка также вызывает стресс, а иногда и физический ущерб раку.

3. Обработка красноклешневых раков в солевой ванне с концентрацией 10‰ (например, 1 кг поваренной соли на каждые 100 литров пресной воды) в течение 3-6 часов является эффективным средством для удаления некоторых эктопаразитов, в том числе плоских червей отряда *Temnosphealida* и инфузорий рода *Epistylis*, которые вызывают заболевание «пушистость» раков. Однако купание в соли вызывает у раков некоторый физиологический стресс, который может привести к увеличению смертности во время или после перевозки животных. Его, возможно, уменьшить, погрузив раков в свежую чистую воду на один час после солевой ванны.

4. Купание с солью может также помочь уменьшить количество бактерий, которые, в противном случае, накапливаются в жаберной камере после того, как раков вынимают из воды. Однако исследования показывают, что многие потенциально опасные виды бактерий могут развиваться в условиях довольно высокой солености. Поэтому рекомендуется сосредоточить внимание на очистке установки, чтобы свести к минимуму количество бактерий, а не на обработке солевым раствором.

5. Важно отметить, что когда пресноводные виды, такие как красноклешневый рак, находятся в условиях более высокой солености, они подвергаются повышенному респираторному стрессу, и поэтому аэрация должна быть максимальной.

6. Так как в солевой ванне отсутствует циркуляция воды, плотность посадки должна быть не более 100 г раков на 1 л воды. Кроме того, раков следует промывать перед купанием в соли, чтобы свести к минимуму ухудшение качества воды.

В целом следует отметить, что на фоне постепенного расширения объема товарного выращивания красноклешневых раков, проблема заболеваний требует дальнейшего глубокого и всестороннего изучения. Отдельного исследования требуют вопросы опасности, которую представляют возможные заболевания красноклешневых раков для нативных видов речных раков на территории России.

ГЛАВА 3. ТЕХНОЛОГИЧЕСКАЯ СХЕМА И БИОТЕХНИЧЕСКИЕ ПОКАЗАТЕЛИ ВЫРАЩИВАНИЯ







3.1. ОБЩАЯ ТЕХНОЛОГИЧЕСКАЯ СХЕМА


Выращивание австралийского красноклешневого рака включает в себя шесть технологических этапов: отбор и содержание производителей; спаривание и получение самок с икрой; содержание самок с икрой и ранней молодью; подращивание молоди до 0,2–0,8 г; подращивание молоди от 0,2–0,8 г до 2,0–5,0 г; выращивание молоди от 5,0 г до товарной массы (40–50 г) (табл. 27).


При этом пять первых технологических этапов осуществляются в бассейнах УЗВ, а последний этап — товарное выращивание — в зависимости от выбранной технологии, в прудах или также в бассейнах УЗВ. При этом выбор способа товарного выращивания определяется, главным образом, климатическими условиями расположения хозяйства.

Особенности репродуктивной биологии австралийского красноклешневого рака не позволяют полностью синхронизировать спаривание и откладку икры у всего маточного стада. Процессы проведения спаривания и получения икряных самок в результате оказываются растянутыми на 2–3 месяца. При товарном выращивании раков в прудах время начала работ по получению молоди зависит от предполагаемой даты ее выпуска в водоем и требований к ее размерным характеристикам. Время начала получения молоди для выращивания в УЗВ определяется годовым технологическим циклом и не зависит от климатических условий.

Таблица 27. Общая технологическая схема выращивания австралийского красноклешневого рака

№	Технологический этап	Продолжительность этапа, месяцы	Температура, °С	Кормление		Тип емкостей
				Живые и замороженные корма	Искусственные корма	
1	Отбор и содержание производителей	Круглогодично	22–26	да	да	
2	Спаривание и получение самок с икрой	2–3	24–28	да	да	
3	Содержание самок с икрой и ранней молодью	1–2	26–29	да	да	
4	Подращивание молоди до 0,2–0,8 г	1	26–29	да	да	
5	Подращивание молоди от 0,2–0,8 г до 2–5 г	1,5–2	26–29	нет	да	
6а	Выращивание товарных раков до массы 40–50 г в бассейнах	3–4	25–28	нет	да	
6б	Выращивание товарных раков до массы 40–50 г в прудах	3–4	20–29	естественная кормовая база	нет	пруд

 – бассейны 4,0x1,5x0,35 м, уровень воды 0,25–0,3 м.

 – емкости 1,0x0,5x0,4 м с прозрачной передней стенкой, уровень воды 0,3–0,35 м.

Выпуск молоди в пруды в условиях России осуществляется в сжатые сроки после подготовки прудов, начала формирования в них кормовой базы и достижения температуры воды 20–21 °С. В рамках предлагаемой технологической схемы продолжительность подращивания молоди от мо-

мента ее схода с самки до момента выпуска в пруды может составлять от одного до трех месяцев. Вследствие этого, работы по подращиванию молоди организуют на получение двух размерно-весовых групп — средней массой 0,5–0,8 г и 2,0–5,0 г. Молодь массой 0,5 г уже имеет достаточную жизнестойкость для транспортировки и адаптации к условиям прудов. Вместе с тем более крупная молодь предпочтительней для выпуска в пруды, поскольку лучше переносит транспортировку, обладает большей жизнестойкостью и обеспечивает получение более крупных товарных особей в конце сезона культивирования. Однако для ее получения требуется больше времени, что приводит к дополнительным затратам на кормление, снижению выживаемости из-за повышения интенсивности агрессивного поведения и каннибализма, необходимости проведения дополнительных сортировок и рассадок особей, а также увеличения площади бассейнов для культивирования.

Бассейновый модуль для выращивания молоди австралийского красноклешневого рака (рис. 57) включает в себя бассейны для содержания маточного стада, емкости для проведения спаривания и получения самок с икрой, а также бассейны для подращивания молоди. Параметры модуля ориентированы на получение 100 тыс. экз. молоди за один цикл культивирования. Модульная конструкция облегчает проектирование бассейновых комплексов заданной мощности.

При проведении работ используются емкости двух типов. Мероприятия по спариванию и получению самок с икрой проводятся в непрозрачных емкостях (1,0 x 0,5 x 0,4 м и уровнем воды 0,30–0,35 м) с прозрачной передней стенкой. Наличие прозрачной стенки облегчает визуальный контроль и обнаружение самок с икрой, не подвергая их дополнительному стрессу. Для проведения работ на других этапах технологической схемы используются бассейны с размерами 4,0 x 1,5 x 0,35 м и уровнем воды 0,25–0,30 м. Использование для проведения большинства работ бассейнов стандартных габаритов позволяет обеспечить их универсальность и взаимозаменяемость. Специализация бассейнов на различных этапах достигается за счет установки индивидуальных отсадников для содержания самок с икрой, укрытий и структурирующих объем субстратов различных типов.

Более компактное расположение оборудования и повышение эффективности использования площади помещений обеспечивается за счет расположения емкостей в несколько ярусов (рис. 57). Емкости для спаривания и получения самок с икрой размещаются в два, а бассейны в четыре яруса. Для успешного содержания как взрослых особей, так и молоди австралийского красноклешневого рака важным условием является поддержание требуемых гидрохимических параметров, которые представлены в табл. 7.

Как известно, существенной проблемой при культивировании десятиногих ракообразных является высокий уровень агрессивных контактов и каннибализма, а одним из подходов к снижению его уровня — установка объемных субстратов. Важное условие эффективности устанавливаемых

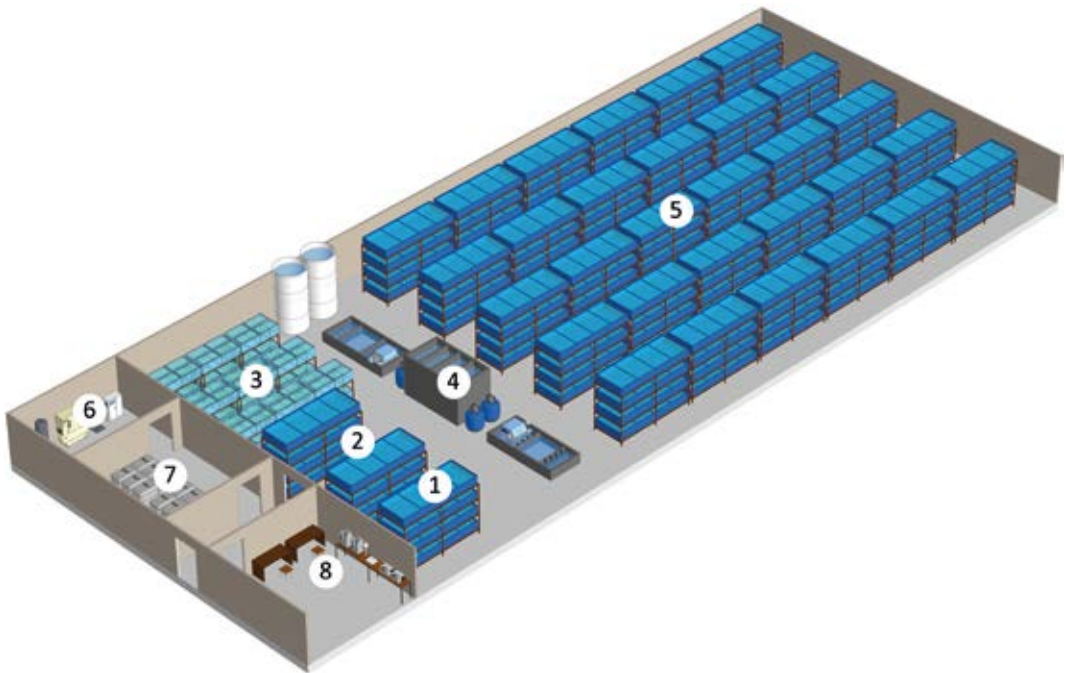


Рис. 57. Схема бассейнового модуля для выращивания (100 тыс. экз.) молоди австралийского красноклешневого рака (рисунок А.П. Завьялова). Условные обозначения: 1 – карантинные бассейны; 2 – бассейны для содержания производителей; 3 – емкости для спаривания и получения самок с икрой; 4 – система очистки воды; 5 – бассейны для подращивания молоди; 6 – техническое помещение; 7 – склад; 8 – комната персонала

субстратов и убежищ — их соразмерность размерам особей. Для молодежи и половозрелых раков диаметр убежищ норного типа существенно отличается, поэтому за время культивирования могут быть использованы убежища 3–4 размеров. При содержании молодежи в качестве субстрата лучше всего зарекомендовали себя спутанные пластиковые нити, образующие сложную объемную структуру (рис. 38А). Для крупных раков целесообразно использовать пластиковую сетку с крупной ячейей (рис. 38Б) или варианты субстратов с крупными ячейками. Рекомендуемое количество таких укрытий 1–3 шт. на каждого рака.

3.2. ХАРАКТЕРИСТИКА ЭТАПОВ ВЫРАЩИВАНИЯ

3.2.1. Отбор и содержание производителей

Для формирования маточного стада самцы и самки австралийского красноклешневого рака могут быть получены как из систем культивирования на базе УЗВ, так и после их выращивания в прудах. После вылова раков проводят их промывку водой, бонитировку, выбраковку травмированных и больных особей и отсаживают отобранных особей в отдельную емкость. Перед транспортировкой раков необходимо выдерживать двое суток без корма. Перевозку производителей целесообразно осуществлять в контейнерах без воды при температуре 18 °С.

После доставки раков размещают в бассейны для прохождения карантина. По окончании карантинных мероприятий (30 суток) проводят повторную сортировку особей и их рассадку в бассейны для дальнейшего содержания. Самок и самцов содержат отдельно. Определение половой принадлежности особей следует проводить, не только опираясь на внешний вид (наличие красных пятен на клешнях самцов, размер клешней, пропорции брюшка), но и обращая особое внимание на расположение половых отверстий (рис. 10). Часто молодые самцы могут не иметь характерных красных пятен на клешнях. Кроме того, у австралийских красноклешневых раков, как уже говорилось, могут встречаться интерсексы — особи, которые обладают одновременно мужскими и женскими половыми отверстиями (рис. 11). В сомнительных случаях особей целесообразно выбраковывать.

В период подготовки производителей к размещению на нерест самцов и самок содержат отдельно. Биотехнические показатели этапа «Отбор и содержание производителей» приведены в табл. 28.

Таблица 28. Биотехнические показатели этапа 1
«Отбор и содержание производителей»

Показатель	Значение
Биологические показатели	
Стадия жизненного цикла	Половозрелые особи
Масса самцов не менее (средняя), г	50 (100)
Масса самок не менее (средняя), г	40 (80)
Способ содержания	Раздельное содержание самцов и самок
Плотность посадки, экз./м ²	10–15
Продолжительность этапа	Круглогодично
Выживаемость, %	70/80*
Параметры среды содержания	
Температура воды, °С	22–26
Режим освещения свет/темнота, час.	10/14
Кормовые показатели	
Вид корма	Комбикорм, живые и замороженные корма
Содержание белков / жиров в комбикорме, %	30–40/5–8
Рекомендуемый диаметр гранул корма, мм	3–5
Норма кормления, % от биомассы в сут	
Комбикорм	0,5–1,5
Живые и замороженные корма	В начале и в конце этапа 1–2%
Кратность кормления, раз/сут	1–2
Характеристики емкостей	
Размер емкостей, м	4,0×1,5×0,35
Уровень воды, м	0,30
Убежища норного типа, шт./особь	3
Структурирующий объем субстрат	Крупноячеистый

* — при проведении двух циклов получения молоди в год

Работы по содержанию производителей проводятся в течение года. При этом количество особей, находящихся в емкостях, меняется в зависимости от проведения работ по другим технологическим этапам, в которых задействованы производители. За месяц до перемещения в емкости для спаривания и получения самок с икрой производителей начинают подкармливать живыми кормами. При определении количества вносимых кормов следует ориентироваться на фактическое потребление их раками и избегать избыточного кормления.

После окончания работ по получению молоди производителей пересаживают в емкости для передержки и содержат в течение месяца при температуре 25–26 °С. В этот период для дополнительной подкормки производителей используют живые и замороженные корма. Затем температуру плавно понижают до 22–23 °С. За месяц до начала нового цикла работ по получению молоди проводят плавное повышение температуры до 24–25 °С. Следует учитывать, что продолжительность пребывания самок в бассейнах для передержки должна составлять не менее 2 месяцев.

3.2.2. Спаривание и получение самок с икрой

Для проведения спаривания и получения самок с икрой производителей после бонитировки высаживают в специализированные емкости. Содержание самцов и самок осуществляют в соотношении 1:3 — 2 самца и 6 самок на емкость при площади дна 0,5 м². Емкости должны иметь прозрачные передние стенки, что облегчает контроль и поиск самок с икрой. Для снижения интенсивности агрессивных контактов в емкостях, помимо убежищ норного типа устанавливают структурирующие объем субстраты, позволяющие ракам более эффективно использовать объем емкости. Биотехнические показатели этапа 2 приведены в табл. 29.

Таблица 29. Биотехнические показатели этапа 2
«Спаривание и получение самок с икрой»

Показатель	Значение
Биологические показатели	
Стадия жизненного цикла	Половозрелые особи, икра
Соотношение самцов и самок	1:3
Масса самцов не менее (средняя), г	50 (100)
Масса самок не менее (средняя), г	40 (80)
Способ содержания	Совместное содержание самцов и самок
Плотность посадки, экз./м ²	16
Продолжительность этапа, мес.	2–3
Выживаемость производителей при содержании, %	90
Максимальная плодовитость, икринок/самку	1000
Средняя плодовитость, икринок/самку	400
Доля полученных икраных самок, %	70
Параметры среды содержания	
Температура воды, °С	
- в начале этапа	24–25
- в дальнейшем	27–29
Режим освещения свет/темнота, час.	14/10
Кормовые показатели	
Вид корма	Комбикорм, живые и замороженные корма
Содержание белков / жиров в комбикорме, %	35–45/5–8
Рекомендуемый диаметр кормовых гранул, мм	3–5
Норма кормления, % от биомассы в сут.:	
Комбикорм	0,5–1,5
Живые и замороженные корма	1–2%
Кратность кормления, раз/сут.	1–2
Характеристики емкостей	
Размер емкостей, м	0,6×1,0×0,4
Уровень воды, м	0,35
Убежища норного типа, шт./особь	3
Структурирующий объем субстрат	Крупноячеистый

После размещения производителей в емкостях в течение 5–7 суток повышают температуру воды и продолжительность светового дня. В кормлении чередуют использование комбикормов, живых и замороженных кормов, ориентируясь на потребление их раками, чтобы избежать избыточного кормления. Ежедневно проводят осмотр емкостей на предмет появления самок с икрой. Прозрачные стенки позволяют наблюдать за самками, не вынимая их из емкости и не подвергая стрессу. В случае обнаружения икранных самок проводят их осмотр и оценку количества и степени зрелости икры. Самок пересаживают, формируя группы с примерно одинаковой стадией развития икры, что обеспечивает синхронизацию получения одновозрастной молоди.

Единовременно для спаривания размещают не всех самок. В начале в емкости высаживают 60–70% самок маточного стада. По мере спаривания и откладки яиц самок пересаживают в емкости для проведения следующего технологического этапа. На освободившиеся места размещают новых самок из емкостей с производителями. В случае гибели или отсутствия оплодотворенных самок проводят замену самцов.

3.2.3. Содержание самок с икрой и ранней молодь

Икранных самок содержат в специальных отсадниках с перфорированными стенками, которые размещают в бассейнах, где в дальнейшем будет проводиться подращивание молоди. Такой способ содержания упрощает контроль за самками и икрой, исключает контакты самок между собой, но не препятствует молоди, покидая самок, перемещаться за пределы отсадников. Биотехнические показатели содержания самок с икрой и молодь приведены в табл. 30.

ГЛАВА 3.
ТЕХНОЛОГИЧЕСКАЯ СХЕМА И БИОТЕХНИЧЕСКИЕ ПОКАЗАТЕЛИ ВЫРАЩИВАНИЯ

Таблица 30. Биотехнические показатели этапа 3
«Содержание самок с икрой и ранней молодью»

Показатель	Значение
Биологические показатели	
Стадия жизненного цикла	Самки с икрой и молодью 1–3-й стадий
Масса самок не менее (средняя), г	40 (80)
Способ содержания	Самки содержатся индивидуально в специальных отсадниках
Плотность посадки, экз./м ²	1
Продолжительность этапа, мес.	1–2 (2–3*)
Выживаемость самок, %	98
Выживаемость икры и молоди, %	75
Средний выход молоди 3-й стадии на самку	350
Масса молоди 3-й стадии, г	0,015–0,025
Продолжительность этапов раннего онтогенеза при температуре 27–28 °С, сут.:	
Эмбриональный	22–27
Молодь 1-я стадия	5–6
Молодь 2-я стадия	4–6
Молодь 3-я стадия	5–10
Параметры среды содержания	
Температура воды, °С	26–29
Режим освещения свет/темнота, час.	12/12
Кормовые показатели	
Вид корма	Комбикорм, живые и замороженные корма
Содержание белков / жиров в комбикорме, %	35–45/5–8
Рекомендуемый диаметр кормовых гранул, мм	3–5
Норма кормления, % от биомассы в сут.:	
Комбикорм	0,5–1
Живые и замороженные корма	0,5–1 (1–2 раза в неделю)
Кратность кормления, раз/сут.	1
Характеристики емкостей	
Размер емкостей, м	4,0×1,5×0,35
Уровень воды, м	0,30
Убежища норного типа для самок, шт./особь	1

* — общая продолжительность работ по выполнению технологического этапа

На момент размещения самок с икрой оценивается приблизительное время, необходимое для завершения развития эмбрионов, и определяется предполагаемая дата достижения молодью 3 стадии (табл. 30). Через две недели с момента посадки самок начинают подготовку к появлению молоди, выставляя в бассейны за пределами отсадников, убежища и субстраты для молоди.

Спустя 5–7 суток после предполагаемого появления молоди проводят оценку ее развития. В дальнейшем ежедневно осматривают отсадники и бассейны, отмечая момент, когда молодь 3-й стадии начнет покидать самку. С этого момента начинают внесение кормов для молоди. Самок изымают из емкости после того, как их покинет 80–90% молоди. Оставшуюся молодь смывают с плеопод самок, а самок пересаживают в бассейны для содержания производителей.

Средняя продолжительность содержания самок с икрой и ранней молодью составляет 1,5 месяца, однако с учетом растянутого периода получения икрыных самок работы по этапу продолжают 2–3 месяца.

3.2.4. Подращивание молоди до 0,2–0,8 г

Подращивание молоди от третьей стадии до массы 0,2–0,8 г проводится в тех же емкостях, где содержались самки с икрой и молодью. При этом не требуются отлов, пересадка и сортировка молоди в начале этапа, что позволяет избежать стресса, травмирования и гибели особей. Биотехнические показатели подращивания молоди до массы 0,2–0,8 г приведены в табл. 31.

Таблица 31. Биотехнические показатели этапа 4
«Подращивание молоди до 0,2-0,8 г»

Показатель	Значение
Биологические показатели	
Период жизненного цикла	Молодь
Масса молоди 3 стадии (начало этапа), г	0,015–0,020
Масса молоди в конце этапа, г	0,2–0,8
Плотность посадки (в среднем), экз./м ²	200-400 (300)
Продолжительность этапа, мес.	1 (3*)
Выживаемость молоди, %	80
Параметры среды содержания	
Температура воды, °С	26–29
Режим освещения свет/темнота, час	12/12
Кормовые показатели	
Вид корма	Комбикорм, живые и замороженные корма
Содержание белков / жиров в комбикорме, %	40-50/5-8
Рекомендуемый диаметр кормовых гранул, мм	0,5–1
Норма кормления, % от биомассы в сут:	
Комбикорм, в начале / в конце этапа	10–15/5–10
Живые и замороженные корма, в начале / в конце этапа	10–15/1–2
Кратность кормления, раз/сут.	3–4
Характеристики емкостей	
Размер емкостей, м	4,0×1,5×0,35
Уровень воды, м	0,30
Убежища норного типа, шт./особь	2-3
Структурирующий объем субстрат	Спутанные нити

* – общая продолжительность работ по выполнению технологического этапа

Для повышения скорости роста помимо комбикормов, рекомендуется в начале этапа использовать живые и замороженные корма, в частности, планктонных ракообразных. Долю живых и замороженных кормов в рационе молоди по мере ее роста постепенно снижают. Также для увеличения

скорости роста рекомендуется использовать комбикорма с содержанием белка выше, чем на других этапах культивирования.

В целях снижения каннибализма из-за неравномерности роста рекомендуется через две-три недели осуществить визуальный осмотр раков в выростных емкостях. В случае выявления существенной разноразмерности отсадить наиболее крупных особей.

Подращивание молоди осуществляется в течение 1 месяца, однако с учетом растянутого получения ранней молоди общая продолжительность работы по этапу составляет 3 месяца. Отловленную молодь сортируют по размеру: крупные, средние и мелкие особи. При этом дальнейшее культивирование мелких особей не является целесообразным. В процессе сортировки осуществляется выбраковка особей с большим количеством повреждений или признаками заболеваний. Для дальнейшего культивирования формируют и рассаживают группы из одноразмерных особей.

3.2.5. Подращивание молоди от 0,2-0,8 г до 2-5 г

Биотехнические показатели этапа подращивания молоди от 0,2–0,8 г до массы 2–5 г приведены в табл. 32. Начальная плотность посадки молоди составляет от 100 до 150 экз./м² в зависимости от ее среднего размера. Продолжительность этапа — 1,5–2 месяца. В ходе культивирования с интервалом в 2 недели проводят осмотр бассейнов с молодью. При появлении отдельных крупных особей их пересаживают в группы соответствующего размерного класса. Через месяц культивирования проводят выборочную бонитировку и сортировку особей по размеру. Плотность посадки снижают до 50–100 экз./м², в зависимости от размера особей в группах.

Таблица 32. Биотехнические показатели этапа 5 «Подращивание молоди от 0,2-0,8 г до 2,0-5,0 г»

Показатель	Значение
Биологические показатели	
Стадия жизненного цикла	Молодь
Масса молоди в начале этапа, г	0,2–0,8
Масса молоди в конце этапа, г	2,0–5,0
Плотность посадки в начале этапа, экз./м ²	100–150
Плотность посадки через месяц, экз./м ²	50–100
Продолжительность этапа, мес.	1,5–2
Выживаемость молоди, %	80
Параметры среды содержания	
Температура воды, °С	26–29
Режим освещения свет/темнота, ч	12/12
Кормовые показатели	
Вид корма	Комбикорм
Содержание белков / жиров в комбикорме, %	35–45/5–8
Рекомендуемый диаметр гранул, мм	1–2
Норма кормления, % от биомассы в сут. Комбикорм, в начале / в конце этапа	5–10/2–5
Кратность кормления, раз/сут.	2–3
Характеристики емкостей	
Размер емкостей, м	4,0×1,5×0,35
Уровень воды, м	0,30
Убежища норного типа, шт./особь	2–3
Структурирующий объем субстрат	Спутанные нити

По завершении этапа проводят сортировку и выборочную бонитировку. Часть самцов и самок с наибольшей скоростью роста, без повреждений и признаков заболеваний оставляют для дальнейшего выращивания и пополнения маточного стада. Количество и соотношение самцов и самок рассчитывают в соответствии с потребностями хозяйства. Оставшуюся основную группу молоди рассаживают для товарного выращивания в бассейнах УЗВ или готовят к высадке в пруды.

В случае отправки молоди для дальнейшего культивирования в прудах проводятся мероприятия по подготовке ее к транспортировке. Температуру воды в емкостях постепенно понижают до уровня близкого к температуре транспортировки. Прекращают внесение кормов за сутки до момента перевозки.

3.2.6. Выращивание товарных раков до массы 40-50 г в бассейнах

При дальнейшем выращивании в условиях УЗВ начальная плотность посадки составляет до 50 экз./м², а продолжительность культивирования — 3–4 месяца. Один раз в месяц проводят осмотр особей. При этом плотность посадки снижают до 20 экз./м². Биотехнические показатели этапа даны в табл. 33.

Таблица 33. Биотехнические показатели этапа ба «Выращивание товарных раков до массы 40-50 г в бассейнах»

Показатель	Значение
Биологические показатели	
Стадия жизненного цикла	Молодь, половозрелые особи
Масса молоди в начале этапа, г	5 и более
Масса половозрелых особей в конце этапа, г	40–50
Плотность посадки в начале этапа, экз./м ²	до 50
Плотность посадки в конце этапа, экз./м ²	до 20
Продолжительность этапа, мес.	3–4
Выживаемость молоди, %	75
Параметры среды содержания	
Температура воды, °С	25–28
Режим освещения свет/темнота, час.	12/12
Кормовые показатели	
Вид корма	Комбикорм, живые и замороженные корма
Содержание белков / жиров в комбикорме, %	35–45/5–8
Рекомендуемый диаметр кормовых гранул, мм	2–5
Норма кормления, % от биомассы в сут.:	
- комбикорм в начале / в конце этапа	2–5/1,5–3

Таблица 33. Продолжение.

Показатель	Значение
- живые и замороженные корма	2–5 (1–2 раза в неделю)
Кратность кормления, раз/сут.	2
Характеристики емкостей	
Размер емкостей, м	4,0×1,5×0,35
Уровень воды, м	0,30
Убежища норного типа, шт./особь	3–4
Структурирующий объем субстрат	Крупноячеистый

3.2.7. Выращивание товарных раков до массы 40-50 г в прудах

При условии выращивания раков в прудах молодь из бассейнового комплекса транспортируют в прудовое хозяйство и высаживают в заранее подготовленные водоемы при температуре воды 18–20 °С. Транспортировку подрощенной молоди чаще всего осуществляют без воды в изотермических контейнерах. Раков в контейнерах размещают в несколько рядов, прокладывая между рядами нетканый впитывающий воду и уменьшающий подвижность раков материал. Транспортировку молоди также можно осуществлять в воде в двойных полиэтиленовых пакетах с кислородом. Перед транспортировкой молодь необходимо выдержать на сокращенном рационе не менее суток. Транспортировку рекомендуется проводить при температуре 18–19 °С.

Плотность посадки — до 3 экз./м² водного зеркала водоема, а продолжительность культивирования составляет 3–4 месяца в зависимости от продолжительности сезона с температурой воды в ночные часы выше 18 °С. При более высокой плотности посадки требуется внесение искусственных кормов.

Ежедневно в утренние часы рекомендуется осуществлять контроль содержания растворенного кислорода и температуры воды, два раза в месяц проводить контроль основных гидрохимических показателей и гидробиологические исследования состояния естественной кормовой базы. При необходимости следует осуществлять мероприятия по ее увеличению внесением сена по урезу воды.

Также следует 2 раза в месяц проводить контрольный облов ловушечным способом для определения динамики роста раков. Основные биотехнические показатели этапа даны в табл. 34.

Таблица 34. Биотехнические показатели этапа 6б «Выращивание товарных раков до массы 40-50 г в прудах»

Показатель	Значение
Биологические показатели	
Стадия жизненного цикла	Молодь, половозрелые особи
Масса молоди в начале этапа, г	5 и более
Масса половозрелых особей в конце этапа, г	40–50
Плотность посадки в начале этапа, экз./м ²	до 3 без кормления
	от 4 до 8 с кормлением
Продолжительность этапа, мес.	3–4
Выживаемость молоди, %	80–90
Параметры среды содержания	
Температура воды, °С	20–30
Содержания кислорода, мг/л	Более 5,0
Кормовые показатели	
Вид корма при плотности посадки выше 3 экз./м ²	Комбикорм
Содержание белков / жиров в комбикорме, %	35–45/5–8
Рекомендуемый диаметр кормовых гранул, мм	2–5
Норма кормления, % от биомассы в сут.	1,5–3,0 (1–2 раза в неделю)
Характеристики емкостей	
Площадь водоема, га	0,1–0,5
Уровень воды, м	0,5–1,5
Убежища норного типа, шт./особь при плотности посадки выше 3 экз./м ²	1

Применение предложенных биотехнических методов и подходов к разведению и выращиванию австралийского красноклешневого рака позволит обеспечить гарантированное получение жизнестойкого посадочного материала для последующего выращивания товарных раков в прудах и бассейнах.

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

В нашей стране выполнено большое количество исследований, направленных на изучение биологии и возможности культивирования аборигенных видов речных раков, главным образом, широкопалого и длиннопалого. Однако в силу целого комплекса причин (биологических и экономических), опыт искусственного воспроизводства нативных видов раков в целом остается нереализованным на практике. При этом проблема восстановления, сохранения и поддержания численности естественных популяций речных раков для многих рыбохозяйственных водоемов является актуальной, а товарное раководство, которое могло бы снизить промысловый пресс на естественные запасы, также находится в зачаточном состоянии.

В сложившихся условиях в качестве альтернативы выращиванию долго растущих аборигенных видов речных раков для повышения продуктивности аквакультуры ракообразных является введение в нее новых быстро растущих тропических видов. Одним из них является австралийский красноклешневый рак, скорость роста которого в 5–6 раз выше, чем у нативных видов раков, работы по культивированию которого в России были начаты в начале XXI века астраханскими исследователями.

Растущая популярность красноклешневого рака как объекта аквакультуры объясняется тем, что по сравнению с многими другими ракообразными этот вид имеет ряд преимуществ, главными из которых являются:

- отсутствие планктонных личиночных стадий развития, что упрощает биотехнику культивирования;

- высокая скорость роста (может достигать товарного размера за 6–8 месяцев с момента выхода из икры);
- сравнительно невысокое проявление агрессивности и каннибализма по сравнению с другими видами выращиваемых десятиногих ракообразных;
- устойчивость к колебаниям гидрохимических показателей (снижению концентрации растворенного кислорода, значительным изменениям рН в течение суток, низкой щелочности, повышению аммония и нитритов);
- возможность использования корма с относительно низким содержанием белка;
- эвригалинность вида — взрослые особи выдерживают соленость воды до 5‰, а молодь — до 10‰ на протяжении неопределенного времени и до 15‰ в течение нескольких дней;
- не занимается активным строительством нор, тогда как разрушительное воздействие «строительной» деятельности некоторых видов речных раков является серьезной проблемой для прудов;
- возможна длительная транспортировка без воды;
- небольшое количество зарегистрированных заболеваний;
- высокие вкусовые качества (позиционируется на рынке в качестве элитного продукта).

Вместе с тем, следует учитывать особенности биологии австралийского красноклешневого рака, которые могут быть причиной возникновения определенных проблем и сложностей при его культивировании:

- высокие значения оптимальных температур содержания (26–30 °С), при которых наблюдается активный рост особей;
- чувствительность к низким температурам, снижение скорости роста при температуре ниже 20 °С, гибель при длительном нахождении при температуре ниже 10 °С;
- значительное торможение скорости роста и угнетение отдельными «лидерами» части особей при высокой плотности выращивания;
- невысокая, в сравнении с имеющими планктонную личинку видами десятиногих ракообразных, плодовитость, что делает необходимым для производства посадочного материала содержания большого маточного стада;

- высокая неравномерность роста в условиях бассейнов;
- невозможность полностью избежать возникновения каннибализма и агрессии при высоких плотностях содержания;
- необходимость при товарном выращивании раков в бассейнах снижения плотности посадки на заключительных этапах культивирования до 20 экз./м². Это, в свою очередь, приводит к низкой ракопродуктивности, что на фоне затраченных капиталовложений и эксплуатационных затрат делает товарное выращивание раков в УЗВ недостаточно эффективным по сравнению с выращиванием в прудах;
- недостаточная изученность вопросов заболеваемости, их лечения и профилактики.

Учитывая особенности климатических условий нашей страны даже в самых южных регионах России содержание производителей, получение и подращивание молоди осуществляется в отапливаемых помещениях в условиях бассейнов УЗВ. При этом в дальнейшем товарное выращивание может осуществляться либо в прудах хозяйств 5–6 рыбоводно-климатических зон в летний период (3–4 месяца), либо в бассейнах УЗВ круглогодично.

По мнению многих исследователей единственным коммерчески выгодным методом культивирования красноклешневого рака пока остается использование прудов, в том числе комбинированным способом в сочетании с УЗВ для получения и подращивания молоди. Основными преимуществами прудового выращивания являются высокие скорости роста раков, низкие показатели потерь в результате каннибализма и неравномерности роста, а так же возможность минимизировать расходы на корма за счет использования раками естественной кормовой базы.

Практика прудового выращивания красноклешневого рака в условиях юга России показывает, что обычно использовавшиеся плотности посадки молоди составляли от 0,5 до 2,0 экз./м² дна водоема. Практикуемая невысокая плотность посадки видимо объясняется ограниченным количеством подрощенной молоди для высадки в имеющиеся пруды. Вместе с тем низкие плотности посадки позволяют минимизировать, за счет использования раками естественной кормовой базы водоемов, затраты на кормление и сохранить высокую скорость и равномерность роста на всем протяжении сезона культивирования.

Вместе с тем следует отметить, что широкое внедрение в аквакультуру России установок с замкнутым водоиспользованием способствовало появлению новых раководческих хозяйств индустриального типа в более северных регионах, например, Воронежской, Московской и даже Архангельской областях.

Поскольку бассейновое содержание и выращивание красноклешневых раков не предполагает наличия естественной кормовой базы, перед отечественным кормопроизводством остро стоит вопрос разработки специализированных комбикормов для разных стадий их развития и технологических этапов. Австралийский красноклешневый рак всеяден, что дает возможность включать в состав кормов широкий спектр ингредиентов животного и растительного происхождения. Поэтому одним из перспективных путей замены дорогостоящей рыбной муки является использование в рецептуре комбикормов белка насекомых — личинок домового мухи, черной львинки, добавки на основе биомассы растительного и животного планктона прудовых экосистем. Вместе с тем следует учитывать, что в установках замкнутого водоиспользования к качеству кормов должны предъявляться повышенные требования, поскольку в этом случае животные не имеют возможности пополнить свой рацион за счет использования естественной кормовой базы. Например, корма с содержанием протеина не менее 25% подходят для выращивания австралийского красноклешневого рака в прудах с естественной кормовой базой, а рецепты с содержанием белка не менее 35% рекомендуются для его выращивания в УЗВ.

Агрессивное поведение и каннибализм в период линьки отдельных особей являются одной из главных проблем на пути интенсификации культивирования десятиногих ракообразных в общем и австралийского красноклешневого рака в частности. Снижению каннибализма и агрессии способствует использование субстратов и убежищ. Использование специализированных субстратов значительно увеличивает площадь поверхностей, по которым раки могут перемещаться, а также усложняет саму структуру пространства за счет появления локальных преград и формирования ярусности. Это позволяет сократить количество контактов между раками и, соответственно, увеличить возможности особей избежать агрессии, что особенно важно для недавно перелинявших раков. Однако применение

даже большого количества субстратов и укрытий не позволяет полностью решить проблему каннибализма, а значит данные меры должны сочетаться с подбором оптимальных плотностей посадки.

В условиях высоких плотностей в аквариумных и бассейновых системах имеет место подавление немногими крупными особями роста остальных и, как следствие, постепенное увеличение разницы в размерах и массе особей. Снизить этот негативный эффект можно за счет своевременной сортировки и рассадки раков, а также увеличения площади бассейнов для культивирования.

Особенности климатических условий нашей страны диктуют свои методы организации регулярных бесперебойных поставок живых товарных красноклешневых раков конечным потребителям. Такую задачу можно решить путем организации специализированных баз передержки, содержание раков в которых должно осуществляться с учетом особенностей биологии тропических видов при температурах, достаточных для сохранения высокой жизнеспособности особей при минимизации интенсивности обменных процессов.

При отработке методов культивирования красноклешневого рака исследователями были предложены методы повышения эффективности их выращивания как в прудовых, так и в бассейновых условиях. К ним относятся товарное выращивание однополых групп красноклешневого рака, применение поликультуры с рыбами, использование тепличных прудов под пленочным покрытием, объединение УЗВ с блоками для выращивания различных видов растений на гидропонике. Кроме того, оптимизация и совершенствование уже имеющихся методов культивирования позволят повысить рентабельность выращивания австралийского красноклешневого рака в условиях России.

ЛИТЕРАТУРА

1. Александрова Е.Н. 1994. Методические указания по культивированию посадочного материала раков в заводских условиях и увеличению ракопродукции естественных водоемов путем вселения молоди раков. М.: Россельхозакадемия, 68 с.
2. Александрова Е.Н. 2005. Технология культивирования речных раков в неспускаемых водоемах по пастбищному типу. М.: ГНУ ВНИИР, 24 с.
3. Александрова Е.Н. 2013. Российские речные раки как объекты пищевого потребления // Вестник РАСХН. № 5. С. 59-63.
4. Александрова Е.Н. 2014. Научные подходы к доместикации российских речных раков // Вестник РАСХН. № 1. С. 57-61.
5. Александрова Е.Н. 2016. Перспективы по восстановлению и развитию рачного хозяйства России // Рыбоводство и рыбное хозяйство. № 2. С. 7-12.
6. Алимов А.Ф. 1989. Введение в продукционную гидробиологию. Л.: Гидрометеоиздат, 152 с.
7. Анкешева Б.М., Тангатарова Р.Р., Пятикопова О.В. 2021. Формирование ремонтно-маточного стада австралийского красноклешневого рака (*Cherax quadricarinatus*) в индустриальной аквакультуре // Известия ТИНРО. Т. 201, Вып. 4. С. 948-959.
8. Антонов А.М., Пастухова Н.О., Киселева Н.А. 2022. Высокобелковый комбикорм для австралийских красноклешневых раков // Патент РФ 2 780 538 С1 СПК А23К 50/80 (2022.05) Заявл.: 2022100082, 10.01.2022 Оpubл.: 27.09.2022. Бюл. № 27.
9. Арыстангалиева В.А. 2017. Разработка технологии выращивания посадочного материала австралийского красноклешневого рака (*Cherax quadricarinatus*) в установке с замкнутым водоиспользованием: Автореф. дис. ... кандидата сельскохозяйственных наук: 06.04.01 / РГАУ-МСХА им. К.А. Тимирязева. М., 24 с.
10. Борисов Р.Р. 2016. Современные тенденции формирования фауны десятиногих ракообразных (Decapoda) пресноводных водоемов России // Современное состояние биоресурсов внутренних водоёмов и пути их рационального использования: Мат. док. Всероссийской конф. с международным участием, посвященной 85-летию Татарского отделения ГОСНИОРХ. Казань. С. 166–176.
11. Борисов Р.Р. 2020. Морфология и поведение десятиногих ракообразных (Crustacea: Decapoda) в постэмбриональном онтогенезе: Автореф. дис. ... доктора биол. наук: 03.02.10. М.: ВНИРО, 48 с.

12. Борисов Р.Р., Ковачева Н.П., Акимова М.Ю., Паршин-Чудин А.В. 2013. Биология и культивирование австралийского красноклешнёвого рака *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868). М.: Изд-во ВНИРО, 48 с.
13. Борисов Р.Р., Ковачева Н.П., Артемов Р.В., Никонова И.Н., Арнаутов М.В., Артемов А.В., Гершунская В.В. 2022. Оценка эффекта применения комбикормов с различным уровнем белка для молоди австралийского красноклешневого рака в условиях УЗВ // Труды ВНИРО. Т. 187. С. 128-137.
14. Борисов Р.Р., Ковачева Н.П., Паршин-Чудин А.В. 2014. Управление пространственным распределением десятиногих ракообразных (отр. Decapoda) при культивировании в искусственных условиях // Рыбн. хоз-во. № 3. С. 84-89.
15. Борисов Р.Р., Ковачева Н.П., Чертопруд Е.С. 2011. Биология, воспроизводство и культивирование речных раков // М.: Изд-во ВНИРО, 96 с.
16. Борисов Р.Р., Никонова И.Н. 2018. Особенности роста десятиногих ракообразных в рециркуляционных установках на примере австралийского рака *Cherax quadricarinatus* (Decapoda: Parastacidae) // Морской биологический журнал. Т. 3, № 3. С. 3–12.
17. Борисов Р.Р., Никонова И.Н., Ковачева Н.П. 2023. Методика оценки пищевой привлекательности кормовых объектов на примере молоди австралийского красноклешневого рака // ТРУДЫ ВНИРО. Т. 194. С. 131-142.
18. Борисов Р.Р., Тертицкая А.Г. 2005. Явление каннибализма у десятиногих ракообразных при содержании в искусственных условиях // Проблемы аквакультуры: Межвед. сб. науч. и науч.-метод. тр. / Московский зоопарк. С. 102-104.
19. Борисов Р.Р., Эпельбаум А.Б., Кряхова Н.В., Тертицкая А.Г., Ковачева Н.П. 2007. Каннибализм у камчатского краба при выращивании в искусственных условиях // Биология моря. Т. 33, № 4. С. 267-271.
20. Бродский С.Я. 1981. Річкові раки // Фауна України. Т. 26. Вып. 3. Київ: Наукова думка, 210 с.
21. Будников К.Н. 1932. Рак, его разведение и промысел. Всесоюзное объединенное кооперативное издательство, М., Россия, 209 с.
22. Воробьева Л.В., Борисов Р.Р., Ковачева Н.П. 2023. Сообщества зоопланктона и зообентоса искусственных прудов для разведения австралийского красноклешневого рака на территории Астраханской области // Материалы XI Международного Балтийского морского форума 25–30 сентября 2023 года. Т. 3. «Водные

- биоресурсы, аквакультура и экология водоемов», XI Национальная научная конференция. Калининград: Изд-во БГАРФ ФГБОУ ВО «КГТУ», С. 29-40.
23. Воробьева Л.В., Борисов Р.Р., Ковачева Н.П., Пятикопова О.В. 2024. Пищевой спектр австралийского красноклешневого рака *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868) (Decapoda, Parastacidae) в прудах Астраханской области // Инвазии. № 1. С. 8-22.
 24. Герасимов Ю.Л. 2003. Основы рыбного хозяйства: Учебное пособие. // Самара: Самарский университет, 108 с.
 25. Гобелков П.В. 2020. Темп роста самцов австралийского красноклешневого рака (*Cherax quadricarinatus*) в условиях индустриальной аквакультуры при использовании кормов различного состава // Биологическое разнообразие: изучение, сохранение, восстановление, рациональное использование. Керчь, 27-30 мая 2020 г. С. 283–287.
 26. Егорова В.И., Крючков В.Н., Волкова И.В., Томокала Б.П. 2023. Развитие фито- и зоопланктона в тепличных прудах, предназначенных для культивирования тропических Decapoda // Вестник Астраханского государственного технического университета. Серия: Рыбное хозяйство. № 2. С. 7–14.
 27. Жигин А.В. 2005. Особенности циркуляционных установок для выращивания креветок и других ракообразных // Сб. науч. тр. ГНУ ВНИИР и РГАУ МСХА им. К.А. Тимирязева по итогам междунар. науч.-практ. конф., посв. 60-летию Московской рыбоводно-мелиоративной опытной станции и 25-летию ее реорганизации в ГНУ ВНИИР. М.: ГНУ ВНИИ ирригационного рыбоводства, Т. 3. С. 155–160.
 28. Жигин А.В. 2011. Замкнутые системы в аквакультуре. М.: Изд-во РГАУ-МСХА им. К.А. Тимирязева, 664 с.
 29. Жигин А.В., Арыстангалиева В.А., Клишин С.С. 2017а. Опыт кормления молоди австралийского красноклешневого рака личинками комнатной мухи // Доклады ТСХА: Сб. статей. М.: Изд-во РГАУ-МСХА, Вып. 289, ч. III. С. 116–118.
 30. Жигин А.В., Арыстангалиева В.А., Ковачева Н.П. 2017б. Влияние температуры воды на рост и выживаемость австралийских красноклешневых раков // Сборник материалов Всероссийской научно-практической конференции, посвященной 75-летию рыбохозяйственного образования на Камчатке: Природные ресурсы, их современное состояние, охрана, промысловое и техническое использование, П.-Камчатский: Изд-во КамчатГТУ, ч. 1. С. 86–89.

31. Жигин А.В., Арыстангалиева В.А., Ковачева Н.П. 2018. Влияние плотности посадки молоди австралийского рака на результаты подращивания в УЗВ // Материалы VI междунар. науч.-практ. конф. «Актуальн. пробл. науки и обр. в обл. естеств. и сельскохоз. наук». Т. 1. г. Петропавловск, Казахстан, 16 фев. 2018 г. Петропавловск: СКГУ им. М. Козыбаева, с. 67–69.
32. Жигин А.В., Арыстангалиева В.А., Тырин Д.В., Ковачева Н.П. 2017в. Влияние температуры воды на рост и выживаемость австралийских красноклешневых раков // Природообустройство. № 3. С. 121–127.
33. Жигин А.В., Загорская Д.С., Загорский И.А., Арыстангалиева В.А. 2016. Использование личинок комнатной мухи для кормления молоди австралийских красноклешневых раков // Рыбоводство и рыбное хозяйство. № 12. С. 33–37.
34. Жигин А.В., Ковачева Н.П., Калинин А.В., Лебедев Р.О. 2006. Установка с замкнутым циклом водоиспользования для выращивания гигантских пресноводных креветок и других ракообразных // Прибрежное рыболовство и аквакультура: Аналит. и реферативн. информ. / ВНИЭРХ. Вып. 1. М., с. 23–25.
35. Жигин А.В., Тырин Д.В., Арыстангалиева В.А., Ковачева Н.П. 2017. Интенсивность дыхания и азотистого обмена у австралийского красноклешневого рака при содержании в искусственных условиях // Теоретические и прикладные проблемы агропромышленного комплекса. № 2. С. 45–50.
36. Загорская Д.С., Загорский И.А., Арыстангалиева В.А., Жигин А.В., Клишин С.С. 2016. Кормление молоди австралийских красноклешневых раков личинками комнатной мухи // Матер. 4-й международной конф. «Современное состояние водных биоресурсов», г. Новосибирск. Новосибирск: Издательский центр Новосибирского ГАУ «Золотой колос», с. 77–79.
37. Зволинский В.П., Зайцев В.Ф., Крючков В.Н., Волкова И.В., Матвеева Н.И., Абу-галиева Д.К. 2017а. Селекция австралийского рака *Cherax quadricarinatus* по морфометрическим показателям // В сб.: «Экологические аспекты природопользования Северного Прикаспия». Волгоград: ФГБОУ ВО Волгоградский ГАУ, с. 254–298.
38. Зволинский В.П., Зайцев В.Ф., Крючков В.Н., Волкова И.В., Матвеева Н.И., Исамбекова Г.Е. 2017б. Изучение адаптивного потенциала австралийского рака *Cherax quadricarinatus*, культивируемого в Астраханской области // В сб.: «Экологические аспекты природопользования Северного Прикаспия». Волгоград: ФГБОУ ВО Волгоградский ГАУ, с. 349–393.

39. *Ивлев В.С.* 1955. Экспериментальная экология питания рыб // М.: Пищепромиздат, 251 с.
40. *Калайда М.Л., Борисова С.Д., Хамитова М.Ф., Гордеева М.Э., Исмагилов Ф.А., Калайда А.А.* 2022. Индустриальное выращивание австралийских раков с использованием аквапоники // Материалы VII национальной научно-практической конференции: Состояние и пути развития аквакультуры в Российской Федерации. Под редакцией И.В. Поддубной. Саратов, с. 50–57.
41. *Калайда М.Л., Ибрагимова Г.Д., Степанова В.П.* 2021. Оценка эффективности заселения молодью красноклешневых раков (*Cherax quadricarinatus*) искусственных трубчатых укрытий // Сб.: Тинчуринские чтения - 2021 «Энергетика и цифровая трансформация». Материалы Международной молодежной научной конференции. В 3-х томах. Под общей редакцией Э.Ю. Абдуллазянова. Казань, с. 426–429.
42. *Ковачева Н.П.* 2001. Патент № 2165143, Россия, МПК А01К 61/00 — Способ выращивания посадочного материала пресноводной креветки. № 99120897/13. Заявл. 05.10.1999.; опубл. 20.04.2001. Бюлл. № 11.
43. *Ковачева Н.П., Александрова Е.Н.* 2010. Гематологические показатели как индикаторы физиологического состояния декапод: камчатского краба *Paralithodes camtschaticus* и речных раков родов *Astacus* и *Pontastacus* // М.: Изд-во ВНИРО, 92 с.
44. *Ковачева Н.П., Жигин А.В., Борисов Р.Р., Кряхова Н.В., Лебедев Р.О., Паршин-Чудин А.В.* 2015. Биология и культивирование гигантской пресноводной креветки *Macrobrachium rosenbergii* (de Man, 1876) // М.: Изд-во ВНИРО, 111 с.
45. *Ковачева Н.П., Жигин А.В., Калинин А.В., Лебедев Р.О.* 2005. Патент на полезную модель № 46409, Россия, МПК7 А01К 61/00. Установка для выращивания ракообразных. № 2005102212/22(002828). Заявл. 01.02.2005.; опубл. 10.07.2005.
46. *Колмыков Е.В.* 1997. Проблемы и перспективы товарного выращивания рака в дельте Волги // Проблемы охраны, рационального использования и воспроизводства речных раков. С. 116–118.
47. *Крючков В.Н., Мельник И.В., Васильева Е.Г.* 2015. Инверсия пола австралийского рака за счет смещения от видового температурного оптимума // Естественные науки. № 3 (52). С. 103-108.
48. *Крючков В.Н., Томокала Б.П., Егорова В.И.* 2022. Влияние гипоксии на состояние красноклешневых раков при прудовом выращивании // Journal of Agriculture and Environment. № 8 (28). С. 1-6.

49. Лагуткина Л.Ю. 2022. Научные основы органической аквакультуры в условиях южных регионов России: Дисс. ... доктора сельскохозяйственных наук: 06.04.01. Астрахань: АГТУ. 296 с.
50. Лагуткина Л.Ю., Евграфова Е.М., Кузьмина Е.Г., Мазлов А.М. 2021. Гематологические и биохимические показатели гемолимфы австралийского красноклещевого рака // Вестник АГТУ. Сер.: Рыбное хозяйство. № 2. С. 134-143.
51. Лагуткина Л.Ю., Пономарев С.В. 2008. Новый объект тепловодной аквакультуры — австралийский красноклещевый рак (*Cherax quadricarinatus*) // Вестн. Астрахан. гос. техн. ун-та. Сер.: Рыбное хозяйство. № 6 (47). С. 220–223.
52. Лагуткина Л.Ю., Пономарёв С.В., Пахомов М.М. 2011. Патент № 2437566, Россия, МПК А23К 1/18(2006.01) А23К 1/16 - Комбикорм для тропических раков и пресноводных креветок № 2010126498/13. Заявл. 28.06.2010; опубл. 27.12.2011.
53. Липто Е.В. 1988. Пути интенсификации технологического процесса подращивания личинок карпа: Автореф. дис. ... кандидата сельскохозяйственных наук: 06.02.04. М.: Моск. с.-х. акад. им. К.А. Тимирязева, 22 с.
54. Мельник Е.А., Рублевская О.Н., Панкова Г.А., Холодкевич С.В., Иванов А.В., Корниенко Е.Л., Сладкова С.В., Любимцев В.А., Куракин А.С. 2013. Биоэлектронная система контроля токсикологической безопасности биологически очищенных сточных вод // Водоснабжение и санитарная техника. № 1. С. 7-12.
55. Мировое производство аквакультуры 2015-2019 гг. (по материалам ФАО). М: ВНИРО, 2019. 246 с.
56. Мировое производство аквакультуры в 2016-2020 гг. М: ВНИРО, 2022. 252 с.
57. Мировые уловы рыбы и нерыбных объектов промысла в 2016-2020 гг. // М.: ВНИРО, 2022. 167 с.
58. Михеев В.Н., Афонина М.О., Павлов Д.С. 2010. Неоднородность среды и поведение рыб: элементы неоднородности как ресурс и как источник информации // Вопросы ихтиологии. Т. 50, № 3. С. 378–387.
59. Мицкевич О.И. 2006. Раколовство и раководство на водоемах европейской части России. СПб.: ФГНУ ГосНИОРХ, 207 с.
60. Моисеев Н.Н. 2010. Рыбохозяйственная гидротехника с основами мелиорации: учеб. пособие // Новосибирск: Новосиб. гос. аграр. ун-т, 192 с.
61. Нгуен Т.Т. 2014. Влияние инверсии пола на рост, развитие и формирование гонад некоторых десятиногих раков (на примере *Macrobrachium rosenbergii* и *Cherax quadricarinatus*): Автореф. ... дис. канд. биол. наук. 03.02.10. Астрахань: АГТУ, 22 с.

62. Нгуен Т.Т., Крючков В.Н. 2014. Влияние температуры на развитие гонад австралийских раков *Cherax quadricarinatus* // Вестник Астраханского государственного технического университета. Сер.: Рыбное хозяйство. № 3. С. 110-115.
63. Нгуен Т.Т. 2017. Влияние инверсии пола на рост, развитие и формирование гонад некоторых десятиногих раков (на примере *Macrobrachium rosenbergii* и *Cherax quadricarinatus*): дис. ...канд. биологических наук: 03.02.10. Астрахань. 139 с.
64. Нефедов В.Н. 1991. Отечественный опыт культивирования раков // Рыбн. хоз-во. ВНИЭРХ. Сер. Аквакультура: Инф. пакет. Вып. 1. 80 с.
65. Никонова И.Н., Борисов Р.Р., Баскакова Ю.А., Артемов А.В. 2024. Подбор комбикормов для культивирования молоди речных раков // Мат. второй Международной научно-практической конференции «Рыбохозяйственный комплекс России: 300 лет российской академической науке». М.: Изд-во ВНИРО, с. 230–236.
66. Никонова И.Н., Борисов Р.Р., Биндюков С.В. 2023. Оценка привлекательности комбикормов для молоди австралийского красноклешневого рака *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868) с различными структурообразователями // Мат. Международного научного симпозиума, посвященного 150-летию со дня рождения выдающегося ученого в области зоотехнии академика Е.Ф. Лискуна «Достижения зоотехнической науки в решении актуальных задач животноводства и аквакультуры». Т. 1. С. 418–422.
67. Ноздрина Л.Ю., Хорошко А.И., Крючков В.Н. 2010. Методические подходы и организация селекционно-племенной работы с австралийским красноклешневым раком для создания высокопродуктивного стада производителей, адаптированного к климатическим условиям России // Фундаментальные и прикладные исследования университетов, интеграция в региональный инновационный комплекс: Док. мол. ученых в рамках программы «У.М.Н.И.К.». Астрахань: Изд-во АГТУ. Т. 2. С. 127–130.
68. Павлов В.Я. 2000. Периодическая система членистоногих. М.: Изд-во ВНИРО, 186 с.
69. Пономарев С.В., Лагуткина Л.Ю. 2005. Марикультура. Культивирование креветок: учеб. пособие. Астрахань: Изд-во АГТУ, 72 с.
70. Пономарев С.В., Левина О.А., Ахмеджанова А.Б., Федоровых Ю.В., Поспелов В.А., Дутиков Е.А., Ширина Ю.А. 2021. Оценка эффективности и продуктивного действия различных сухих комбинированных кормов на функциональное состояние объектов аквакультуры в условиях установки замкнутого водоснабжения // Рыбоводство и рыбное хозяйство. № 5 (184). С. 48-63.

71. Привезенцев Ю.А., Власов В.А 2004. Рыбоводство // М.: МИР, 456 с.
72. Привезенцев Ю.А., Иванова Е.Ф., Федотенков В.И. 2017. Рекомендации по подращиванию личинок карпа в прудах под пленочными покрытиями // Рыбоводство и рыбное хозяйство. № 5–6 (137). С. 72–83.
73. Привезенцев Ю.А., Серветник Г.Е. 1979. Новые корма для личинок карпа // Рыбоводство и рыболовство. № 4. С. 13–14.
74. Пятикопова О.В., Анкешева Б.М., Тангатарова Р.Р., Бедрицкая И.Н. 2022. Гидрохимические условия выращивания австралийского красноклешневого рака (*Cherax quadricarinatus*) в Астраханской области // Водные биоресурсы и среда обитания. Т. 5, № 3. С. 32–47.
75. Пятикопова О.В., Харченко Н.Н., Бедрицкая И.Н., Анкешева Б.М., Тангатарова Р.Р., Романенкова Е.Н. 2023. Рекомендации по выращиванию молоди австралийского красноклешневого рака (*Cherax quadricarinatus*) в промышленных условиях // Рыбоводство и рыбное хозяйство. Т. 210. № 7. С. 458–469.
76. Распоряжение Правительства РФ от 10.10.2023 N 2761-р «О внесении изменений в перечень сельскохозяйственной продукции, производство, первичную и последующую (промышленную) переработку которой осуществляют сельскохозяйственные товаропроизводители, утв. распоряжением Правительства РФ от 25.01.2017 N 79-р».
77. Рубцова Е.О., Лагуткина Л.Ю., Агибалов П.А., Антропов Д.А., Мартыанов А.С., Першина Е.В. 2023. Оптимизация производства красноклешневых раков в УЗВ на раковой ферме Алтая // Вестник Астраханского государственного технического университета. Сер.: Рыбное хозяйство. № 2. С. 61–68.
78. Садыкова Л.Н., Калайда М.Л. 2019. Особенности роста молоди австралийских красноклешневых раков // Тинчуринские чтения. Мат-лы XIV Международной молодежной научной конференции. В 3-х томах. Т. 2. Ч. 2. Казань: Изд-во: Казанский государственный энергетический университет, с. 380–384.
79. Сальников Н.Е., Суханова М.Э. 2000. Разведение и выращивание пресноводных креветок на юге России. Астрахань, КаспНИРХ, 230 с.
80. Серветник Г.Е. 1982. Использование личинок комнатной мухи *Musca domestica* для подращивания молоди карпа: Автореф. дис. ... канд. с.-х. наук: 06.02.02. М.: МСХА им. К.А. Тимирязева, 24 с.
81. Скафарь Д.Н., Шумейко Д.В. 2021. Воздействие этанола на некоторые гематологические показатели австралийского красноклешневого рака (*Cherax quadricarinatus*) // Генетика и разведение животных. № 4. С. 85–91.

82. Скафарь Д.Н., Шумейко Д.В. 2022. Гемоциты австралийского красноклешневого рака (*Cherax quadricarinatus*): морфология и гемограмма // Журнал эволюционной биохимии и физиологии. Т. 58, № 6. С. 507–519.
83. Скафарь Д.Н., Шумейко Д.В. 2023. Методика подсчета общего числа гемоцитов австралийского красноклешневого рака // Вестник Астраханского государственного технического университета. Серия: Рыбное хозяйство. № 1. С. 105–111.
84. Сладовская С.В., Холодкевич С.В. 2001. Общий белок в гемолимфе рака *Pontastacus leptodactylus* как показатель функционального состояния животных и биомаркер качества среды обитания // Журнал эволюционной биохимии и физиологии. Т. 47, № 2. С. 136–141.
85. Суханова М.Э. 1999. Биологические основы разведения и выращивания в поликультуре с рыбой гигантской пресноводной креветки *Macrobrachium rosenbergii* (de Man) в водоемах дельты Волги: Автореф. дис. ... канд. биол. наук. 03.00.10. М.: ВНИИПРХ, 23 с.
86. Ульянова А.С., Крючков В.Н., Хорошко А.И., Крючков А.В. 2010. О внедрении тропических видов в аквакультуру в южных регионах России // Фундаментальные и прикладные исследования университетов, интеграция в региональный инновационный комплекс: докл. мол. ученых в рамках программы «У.М.Н.И.К.» / АГТУ. Астрахань: Изд-во АГТУ. Т. 2. С. 138-141.
87. Федотов В.П. 1993. Разведение раков. СПб.: Биосвязь, 108 с.
88. Федотов В.П. 2000. О раках: от промысла к отраслевому направлению – раководству. СПб.: ПОЛИТЕХ-ПРЕСС, 256 с.
89. Фомичев Н.И. 1986. Речной рак. Л.: Наука, 96 с.
90. Химический состав российских пищевых продуктов: Справочник. 2002 / Под ред. Скурихин И.М., Тутельян В.А. М.: ДеЛи плюс. 236 с.
91. Хорошко А.И. 2008. Патент № 2340173, Россия, МПК А01К 61/00 – Способ товарного выращивания тропических раков - № 2006142984/12, Заявл.: 04.12.2006.; опублик.: 10.12.2008. Бюл. № 34. 5 с.
92. Хорошко А.И. 2019а. Комплексное использование технологии прудовой и индустриальной аквакультуры // Инновационные решения для повышения эффективности аквакультуры: Материалы Всероссийской научно-практической конференции, Москва. Т. 1. М.: Перо, с. 425-428.
93. Хорошко А.И. 2019б. Предварительные результаты селекционных работ с австралийским красноклешневым раком (*Cherax quadricarinatus*) // Инноваци-

- онные решения для повышения эффективности аквакультуры: Материалы Всероссийской научно-практической конференции, Москва. Т. 1. М.: Перо, с. 429-434.
94. *Хорошко А.И., Крючков В.Н.* 2014. Патент № 2525334, Россия, МПК А01К 61/00. Способ непрерывного разведения тропических раков - № 2012148106/13. Заявл.: 12.11.2012; опубл. 10.08.2014. Бюл. № 14. 7 с.
 95. *Хорошко А.И., Крючков В.Н.* 2019. Патент № 2 709 973. С. 2, Россия, МПК А01К 61/00 (2006.01). Способ товарного выращивания тропических видов в прудовой поликультуре - № 2017137917. Заявл.: 30.10.2017; опубл. 23.12.2019. Бюл. № 36.
 96. *Хорошко А.И., Москвин А.Ф., Волобоев С.П., Морозов А.В., Мironычев А.С.* 2002. Патент 2180775 Россия, МКИ А01К61/00 Способ товарного выращивания гигантской пресноводной креветки. № 2000116542/13. Заявл. 21.06.00; опубл. 27.03.02.
 97. *Хорошко А.И., Ноздрина Л.Ю., Крючков В.Н.* 2010. Организация селекционно-племенной работы с австралийским красноклешневым раком для создания высокопродуктивного стада производителей // Материалы XII Международной научной конф. «Биологическое разнообразие Кавказа». Махачкала: Институт прикладной экологии, с. 411–412.
 98. *Хофштэттер К.В.* 2008. Креветки и раки в аквариуме // М.: Аква-Принт, 118 с.
 99. *Цукерзис Я.М.* 1970. Биология широкопалого рака. Вильнюс: Минтисс, 204 с.
 100. *Цукерзис Я.М.* 1989. Речные раки. Вильнюс: Мокслас, 143 с.
 101. *Черкашина Н.Я.* 2007. Сборник инструкций по культивированию раков и динамике их популяций. Ростов-на-Дону: Медиа-полис, 118 с.
 102. *Черкашина Н.Я.* 2002. Динамика популяций раков родов *Pontastacus* и *Caspiastacus* (Crustacea, Decapoda, Astacidae) и пути их увеличения. М. 256 с.
 103. *Шевцова Э.Е.* 1994. На 9-м международном симпозиуме астакологов // Рыбн. хоз-во. Сер. Аквакультура, информ. пакет Аквакультура: проблемы и достижения. М.: ВНИЭРХ, Вып. 1. С. 22–24.
 104. *Ширина Ю.М., Конькова А.В., Файзулина Д.Р., Богатов И.А., Губайдулин А.Т.* 2023а. Комбикорм для тропических раков с добавлением опоки - комплексной минеральной добавки // Патент РФ 2 791 019 С1 МПК А23К 50/80(2016.01). Заявка: 2022122323, 2022.08.17. Опубл.: 03.01.

105. Ширина Ю.М., Файзулина Д.Р., Конькова А.В., Котельников А.В., Богатов И.А., Котельникова С.В. 2023б. Перспективы использования муки из люцерны в составе кормов для австралийского красноклешневого рака (*Cherax quadricarinatus*) // Вестник Астраханского государственного технического университета. Серия: Рыбн. хоз-во. № 1. С. 72–81.
106. Шокашева Д.И. 2017. Прудовое выращивание австралийского красноклешневого рака в условиях Астраханской области // Вестник рыбохозяйственной науки. Т. 4, № 4 (16). С. 14-18.
107. Шокашева Д.И. 2018а. Рост молоди австралийского рака *Cherax quadricarinatus* в индустриальных условиях в зависимости от температуры среды // Вестник Астраханского государственного технического университета. Сер.: Рыбн. хоз-во. № 2. С. 98–103.
108. Шокашева Д.И. 2018б. Специфика многолетней доместикиции австралийского рака *Cherax quadricarinatus* в условиях западной части Российской Федерации // Известия ТИНРО. Т. 194. С. 188–192.
109. Шокашева Д.И. 2018в. Биологические основы промышленной аквакультуры австралийского рака *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868) в южных регионах России // Научно-квалификационная работа. Направление подготовки 06.06.01 Биологические науки. Направленность «Гидробиология». ФГБОУ ВО АГТУ. 140 с.
110. Шумейко Д.В., Арыстангалиева В.А., Еврумова А.А. 2022. Подращивание молоди рака *Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1868) с применением кормов для осетровых видов рыб // Сельскохозяйственная биология. Т. 57. № 4. С. 803-816.
111. Ahvenharju T., Ruohonen K. 2007. Agonistic behavior of signal crayfish (*Pacifastacus leniusculus* Dana) in different social environments: Effects of size heterogeneity on growth and food intake // Aquaculture, V. 271, № 1–3. P. 307–318.
112. Alcorlo P., Geiger W., Otero M. 2004. Feeding preferences and food selection of the red swamp crayfish, *Procambarus clarkii*, in habitats differing in food item diversity // Crustaceana. V. 77, № 4. P. 435–453.
113. Ambas I., Fotedar R., Buller N. 2015. Survival and immunity of marron *Cherax cainii* (Austin, 2002) fed bacillus mycoides supplemented diet under simulated transport // Journal of Aquaculture: Research & Development. V. 7, № 1. P 1-6.
114. Arias A., Torralba-Burrial A. 2021. First record of the redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1868) on the Iberian Peninsula // Limnetica. V. 40. P. 33–42.

115. Arthur J.R., Bondad-Reantaso M.G., Subasinghe R.P. 2008. Procedures for the quarantine of live aquatic animals: a manual. FAO Fisheries Technical Paper. Roma. V. 502. 74 p.
116. Barki A., Karplus I., Manor R., Parnes S., Aflalo E.D., Sagi A. 2006. Growth of redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) in a three-dimensional compartments system: Does a neighbor matter? // Aquaculture. V. 252, № 2–4. P. 348–355.
117. Barki A., Levi T., Hulata G., Karplus I. 1997. Annual cycle of spawning and molting in the redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus*, under laboratory conditions // Aquaculture. V. 157. P. 239–249.
118. Barr J.E., Huner J.V., Klarberg D.P., Witzig J. 1978. The large invertebrate-small invertebrate fauna of several south Louisiana crawfish ponds with emphasis on predacious arthropods // Proc. World Mari. Soc. V. 9. P. 683–698.
119. Bergh Ø., Neves C.G., Hindar K., Høgåsen H.R., Jelmert A., Vrålstad T., Agdestein A., Asmyhr M.G., Basic D., Brun E., Bøe K., Godfroid J., Gudding R., Hoel K., Mejdell C., Mortensen S., Rimstad E., Hjeltnes B. 2016. Risk assessment on import of Australian redclaw crayfish to Norway // Opinion of the Panel on Animal Health and Welfare, Oslo, Norway, P. 154.
120. Bláha M., Weiperth A., Patoka J., Szajbert B., Balogh E.R., Staszny Á., Ferincz Á., Lente V., Maciaszek R., Kouba A. 2022. The pet trade as a source of non-native decapods: the case of crayfish and shrimps in a thermal waterbody in Hungary // Environmental Monitoring and Assessment, V. 194. P. 1–12.
121. Borisov R.R., Tertitskaya A.G. 2010. The process of the tail fan formation in freshwater crayfish // Freshwater Crayfish V. 17. P. 235–238.
122. Bortolini J.L., Alvarez F., Rodriguez-Almaraz G. 2007. On the presence of the Australian redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus*, in Mexico // Biological Invasions. V. 9, №5. P. 615–620.
123. Chaoshu Z., Tubake T., Thi Thu Thuy N. 2014. Improving feeds and feeding practices for the redclaw aquaculture industry. Report. Rural Industries Research and Development Corporation, Barton, ACT, Australia. 48 p.
124. Cortes-Jacinto E., Villarreal-Colmenares H., Civera-Cerecedo R., Martinez-Cordova R. 2003. Effect of dietary protein level on growth and survival of juvenile freshwater crayfish *Cherax quadricarinatus* (Decapoda: Parastacidae) // Aquaculture Nutrition. № 9. P. 207–213.
125. Crandall K.A., Buhay J.E. 2008. Global diversity of crayfish (Astacidae, Cambaridae, and Parastacidae, Decapoda) in freshwater // Hydrobiologia. V. 595. P. 295–301.

126. Curtis M.C., Jones C.M. 1995. Observations on monosex culture of redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* von Martens (Decapoda: Parastacidae) in earthen ponds // J. World Aquacult. Soc. V. 26, № 2. P. 154-159.
127. D'Abbramo L., Robinson E.H. 1989. Nutrition of crayfish // Reviews in Aquatic Sciences. V. 1. P. 711-728.
128. De Bock M.S., Lopez Greco L.S. 2010. Sex reversal and growth performance in juvenile females of the freshwater crayfish *Cherax quadricarinatus* (Parastacidae): effect of increasing temperature and androgenic gland extract in the diet // Aquacult. Int. № 18. P. 231-243.
129. De Fur P.L., Magnum C.P., McMahon B.R. 1985. Cardiovascular and ventilatory changes during ecdysis in the blue crab *Callinectes sapidus* Rathbun // Journal of Crustacean Biology. № 5. P. 207-215.
130. Doupé R.G., Morgan D.L., Gill H.S., Rowland A.J. 2004. Introduction of redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (von Martens) to Lake Kununurra, Ord River, Western Australia: prospects for a 'yabby' in the Kimberley // Journal of the Royal Society of Western Australia. V. 87. P. 187-191.
131. Drenstvig A. 2009. Innovations in land-based recirculating aquaculture systems to produce market sized european lobster in Norway // Aquaculture Europe. V. 34, № 4. P. 5-9.
132. Eddy F.B. 2005. Ammonia in estuaries and effects on fish // J. Fish Biol. V. 67. P. 1495-1513.
133. Erickson R.J. 1985. An evaluation of mathematical models for the effects of pH and temperature on ammonia toxicity to aquatic organisms // Water Res. № 19. P. 1047-1058.
134. FAO 2024. *Cherax quadricarinatus*. Cultured Aquatic Species Information Programme. Text by Jones, C.. Fisheries and Aquaculture Division [online]. Rome. Updated 2011-10-10 [Cited Wednesday, January 17th 2024].
135. Fatihah S.N., Chen C.A. 2022. Determine the growth performance of redclaw, *Cherax quadricarinatus* in aquaponics system // Politeknik & Kolej Komuniti Journal of Social Sciences and Humanities. V. 7, № 1.
136. Figler M.H., Cheverton H.M., Blank G.S. 1999. Shelter competition in juvenile red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*): The influences of sex differences, relative size and prior residence // Aquaculture. V. 178, № 1-2. P. 63-75.
137. Figueiredo M.S.R.B., Anderson A.J. 2003. Ontogenetic changes in digestive proteases and carbohydrases from the Australian freshwater crayfish, redclaw *Cherax quadricarinatus* (Crustacea, Decapoda, Parastacidae) // Aquaculture Research. V. 34. P. 1235-1239.

138. Fishery and Aquaculture Statistics. Global aquaculture production 1950-2021 (Fishstat). [Электронный ресурс] In: FAO Fisheries and Aquaculture Department. Rome. Updated 2023. — Режим доступа: www.fao.org/fishery/statistics/software/fishstat/en (Дата обращения 20.12.23)
139. Foss A., Evensen T.H., Vollen T., Oiestad V. 2003. Effects of chronic ammonia exposure on growth and food conversion efficiency in juvenile spotted wolffish // *Aquaculture*. V. 228. P. 215-224.
140. Foss A., Evensen T.H., Vollen T., Oiestad V. 2003. Effects of chronic ammonia exposure on growth and food conversion efficiency in juvenile spotted wolffish // *Aquaculture*. V. 228. P. 215-224.
141. Fotedar S., Evans L. 2011. Health management during handling and live transport of crustaceans: A review // *J. of Invertebrate Pathology*. № 106. P. 143–152.
142. Franke R., Wessels S., Heorstgen-Schwark G. 2013. Enhancement of survival and growth in crowded groups: The road towards an intensive production of the noble crayfish *Astacus astacus* L. in indoor recirculation systems // *Aquaculture Research*. V. 44, № 3. P. 451-461.
143. García-Guerrero M., Hendrickx M.E., Villarreal H. 2003. Description of the embryonic development of *Cherax quadricarinatus* Von Martens, 1868 Decapoda, Parastacidae, based on the staging method // *Crustaceana*. V. 76, № 3.- P. 269-280.
144. García-Guerrero M., Hernández-Sandoval P., Orduña-Rojas J., Cortés-Jacinto E. 2013. Effect of temperature on weight increase, survival, and thermal preference of juvenile redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* // *Hidrobiologica*. V. 23, №1. P. 73-81.
145. Garm A. 2004. Revising the definition of the crustacean seta and setal classification systems based on examinations of the mouthpart setae of seven species of decapods // *Zoological Journal of the Linnean Society*. V. 142. P. 233-252.
146. Garm A., Watling L. 2013. The crustacean integument: setae, setules and other ornamentation // *Functional morphology and diversity. The Natural History of the Crustacea (Book 1)* // L. Watling et al. (eds.). — Oxford University Press., P. 167-198.
147. Garm A., Hallberg E., Høeg J.T. 2003. Role of maxilla 2 and its setae during feeding in the shrimp *Palaemon adspersus* (Crustacea: Decapoda) // *Biological Bulletin*. V. 204. P. 126-137.
148. Gherardi F., Acquistapace P., Santini G. 2004. Food selection in freshwater omnivores: a case study of crayfish *Austropotamobius pallipes* // *Archiv fur Hydrobiologie*. V. 159, № 3. P. 357–376.

149. González R., Celada J.D., Carral J.M., García V., Sáez-Royuela M., González A. 2011a. Intensive rearing of juvenile crayfish (*Pacifastacus leniusculus*, Astacidae) during the first 6 months: effects of size grading // *Aquaculture Research*, V. 42, № 9. P. 1385–1392.
150. González R., Celada J.D., García V., Carral J.M., González A., Sáez-Royuela M. 2011b. Shelter and lighting in the intensive rearing of juvenile crayfish (*Pacifastacus leniusculus*, Astacidae) from the onset of exogenous feeding // *Aquaculture Research*. V. 42, №. 3. P. 450–456.
151. Gutierrez M.L., Rodriguez E.M. 2010. Effect of protein source on growth of early juvenile redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (Decapoda, Parastacidae) // *Freshwater Crayfish*. V. 17. P. 23–29.
152. Hanson J.M., Chambers P.A., Prepas E.E. 1990. Selective foraging by the crayfish *Orconectes virilis* and its impact on macroinvertebrates // *Freshwater Biology*. V. 24. P. 69–80.
153. Haubrock P., Oficialdegui F., Yiwen Z., Zeng Z., Patoka J., Yeo D.C.Y., Kouba A. 2021. The redclaw crayfish: A prominent aquaculture species with invasive potential in tropical and subtropical biodiversity hotspots // *Reviews in Aquaculture*. V. 13. P. 1488–1530.
154. Hernandez M.P., Rouse D.B., Olvera-Novoa M.A. 2001. Effect of dietary protein–lipid ratios on survival and growth of Australian crayfish (*Cherax quadricarinatus*) hatchlings and juveniles // *Freshwater Crayfish*. V. 13. P. 97–106.
155. Holdich D.M. 2002. Background and functional morphology // *Biology of Freshwater Crayfish* / D.M. Holdich (ed.). — UK, Oxford: Blackwell Science, P. 635–670.
156. Holdich D.M., Lowery J.K. 1988. Freshwater crayfish. Biology, management and exploitation / D. M. Holdich, (eds). — Croom Helm, London and Sydney, 480 p.
157. Holdich D.M., Reynolds J.D., Souty-Grosset C., Sibley P.J. 2009. A review of the ever increasing threat to European crayfish from non-indigenous crayfish species // *Knowl. Managt. Aquatic Ecosyst*. V. 11. P. 394–395.
158. Holthuis L.B. 1986. The freshwater crayfish of New Guinea // *Freshwater Crayfish*. V. 6. P. 48–58.
159. Hou Y., Jia R., Sun W., Ding H., Li B., Zhu J. 2023. Red Claw Crayfish *Cherax quadricarinatus* cultivation influences the dynamics and assembly of benthic bacterial communities in Paddy Fields // *Environments*. V. 10, № 10. P. 178.
160. Humberto C., Jose N. 2006. Cultivo de langosta de agua dulce *Cherax quadricarinatus* (Redclaw) // *Una oportunidad para la diversificación de la industria acuícola*, 16 p.

161. *Huner J.V., Naqvi S.* 1986. Invertebrate faunas and crawfish food habits in Louisiana crawfish ponds // Proc. of the 37th Annu. Conf. Southeast Assoc. of Fish and Wild. Agendes. V. 38. P. 395–406.
162. *Jaklič M., Vrezec A.* 2011. The first tropical alien crayfish species in European Waters: the redclaw *Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1868) (Decapoda, Parastacidae) // Crustaceana. V. 84. P. 651–665.
163. *Jeffs A.* 2010. Status and challenges for advancing lobster aquaculture // Journal of the Marine Biological Association of India. V. 52. P. 320-326.
164. *Johnston K., Robson B.J., Fairweather P.G.* 2011. Trophic positions of omnivores are not always flexible: Evidence from four species of freshwater crayfish // Austral Ecology. V. 36. P. 269–279.
165. *Jones C.M.* 1989. The biology and Aquaculture Potential of *Cherax quadricarinatus* // Queensland Department of Primary Industries and Fisheries Branch, Research Station, Walkamin Q, Australia 4872. 116 p.
166. *Jones C.M.* 1990. The biology and aquaculture potential of the tropical freshwater crayfish *Cherax quadricarinatus* // Queensland Department of Primary Industries Information Series. 109 p.
167. *Jones C.M.* 1995a. Production of juvenile redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus* (von Martens) (Decapoda, Parastacidae) I. Development of hatchery and nursery procedures. // Aquaculture. V. 138. P. 221–238.
168. *Jones C.M.* 1995b. Production of juvenile redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus* (von Martens) (Decapoda, Parastacidae) II. Juvenile nutrition and habitat // Aquaculture. V. 138. P. 239-245.
169. *Jones C.M.,* 2000. Redclaw crayfish aquaculture. Recommended practices for redclaw crayfish aquaculture based on research and development activities, 1998 through 2000. Cairns, Australia. Queensland Government, Department of Primary Industries and Fisheries. 61 p.
170. *Jones C.M., Grady J-A.* 2000. Redclaw from harvest to market. A manual of handling procedures // Freshwater Fisheries and Aquaculture Centre Walkamin Q 4872 Australia. 32 p.
171. *Jones C.M., McPhee C.P., Ruscoe I.M.* 1998. Breeding red claw management and selection of brood stock // Queensland Department of Primary Industries Information Series Q198016. P. 117-156.

172. Jones C.M., McPhee C.P., Ruscoe I.M. 1999. Indoor breeding of redclaw crayfish. Management and Selection of Redclaw Broodstock // Freshwater Farmer Australia 22 p.
173. Jones C.M., Ruscoe I.M. 2000. Assessment of stocking size and density in the production of redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus* (von Martens) (Decapoda: Parastacidae), cultured under earthen pond conditions // Aquaculture. V. 189. P. 63–71.
174. Jones C.M., Valverde C. 2020. Development of mass production hatchery Technology for the redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus*.// Freshwater Crayfish. V. 25. № 1. P. 1–6.
175. Joyce M., Pirozzi I. 2015. Using stable isotope analysis to determine the contribution of naturally occurring pond biota and supplementary feed to the diet of farmed Australian freshwater redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) // International Aquatic Research. V. 8. P. 1–13.
176. Karplus I., Barki A., Gideon H. 2003. Shifting the natural spring–summer breeding season of the Australian freshwater crayfish *Cherax quadricarinatus* into the winter by environmental manipulations // Aquaculture. V. 220. P. 277–286.
177. Karplus I., Barki A. 2004. Social control of growth in the redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus*: testing the sensory modalities involved // Aquaculture. V. 242, № 1–4. P. 321–333.
178. Karplus I., Barki A., Cohen S., Hulata G. 1995a. Culture of the Australian redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) in Israel. I. Polyculture with fish in earthen ponds // Isr. J. Aquacult.-Bamidgheh. V. 47, № 1. P. 6-16.
179. Karplus I., Barki A., Levi T., Hulata G., Harpaz S. 1995b. Effects of kinship and shelters on growth and survival of juvenile Australian redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) // In: Freshwater Crayfish: Proc. Of the Intern. Assoc. of Astacology Tenth Symp., 1994 / M.C. Geddes, D.R. Fielder, A.M.M. Richardson Eds). Louisiana: Louisiana State University, V. 10, № 1. P. 494–505.
180. Karplus I., Harpaz S., Hulata G., Segev R., Barki A. 2001. Culture of the Australian red-claw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) in Israel IV. Crayfish incorporation into intensive tilapia production units // Isr. J. Aquacult. Bamidgheh. V. 53, № 1. P. 23–33.
181. Keefe A., Rouse D. 1999. Protein requirements for juvenile Australian redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus* // Freshwater Crayfish. V. 12. P. 471–477.
182. King C.R. 1993a. Egg development time and storage for redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* von Martens // Aquaculture. V. 109. P. 275-280.
183. King C.R. 1993b. Potential fecundity of redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus* von Martens, in culture // Aquaculture. V. 114. P. 237-241.

184. King C.R. 1994. Growth and survival of redclaw hatchlings (*Cherax quadricarinatus* (von Martens)) in relation to temperature, with comments on the relative suitability of *Cherax quadricarinatus* and *Cherax destructor* for culture in Queensland // Aquaculture. V. 122. P. 75–80.
185. Kotelnikov A., Kotelnikova S., Shirina Y., Faizulina D., Konkova A., Bogatov I. 2023. Morphological state of the digestive organs red-clawed crayfish (*Cherax quadricarinatus*) by the use of feed additives // Vestnik of Astrakhan State Technical University. Series: Fishing industry. P. 90–96.
186. Kreps T.A., Baldridge A.K., Lodge D.M. 2012. The impact of an invasive predator (*Orconectes rusticus*) on freshwater snail communities: insights on habitat-specific effects from a multilake long-term study // Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. V. 69, № 7. P. 1164–1173.
187. Kryuchkov V.N., Abugalieva D.K., Shokasheva D.I. 2017a. The study of Australian red claw crayfish tolerance to the extreme conditions of cultivation // Modern Science. № 4-1. P. 12–15.
188. Kryuchkov V.N., Khoroshko A.I. 2017b. Selection works with australian red claw crayfish cultivated in the south of Russia // Modern Science. № 4-1. P. 15–17.
189. Lanz H., Tsutsumi V., Arechiga H. 1993. Morphological and biochemical characterization of *Procambarus clarkii* blood cells // Develop. Comp. Immun. V. 17. P. 389-97.
190. Larson E.R., Olden J.D. 2012. Using avatar species to model the potential distribution of emerging invaders // Global Ecology and Biogeography. V. 21, № 11. P. 1114–1125.
191. Lawrence C., Jones C. 2002. Chapter 17. Cherax. In: Biology of Freshwater Crayfish. Holdich D.M. (Ed.) — UK, Oxford: Blackwell Science. P. 635-670.
192. Liang Z., Liu R., Zhao D., Wang L., Sun M., Wang M., Song L. 2016. Ammonia exposure induces oxidative stress, endoplasmic reticulum stress and apoptosis in hepatopancreas of pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) // Fish Shellfish. Immunol. №54. P. 523–528.
193. Lin W., Luo H., Wu J., Hung T.-C., Cao B., Liu X., Yang J., Yang P. 2023. Review of the emerging risks of acute ammonia nitrogen toxicity to aquatic decapod crustaceans // Water. V. 15, №1. 27.
194. Liu B., Zhang K., Wang G., He X. 2023. A study on nitrogen and phosphorus budgets in a polyculture system of *Oreochromis niloticus*, *Aristichthys nobilis* and *Cherax quadricarinatus* // Water. V. 15, № 15. 2699.

195. Lowery R.S. 1988. Growth, moulting and reproduction. In: Freshwater Crayfish: Biology, Management and Exploitation. Holdich D.M., Lowery R.S. (Eds.) — London: Croom Helm, P. 88-113.
196. Magnum C.P. 1992. Physiological aspects of molting in the blue crab *Callinectes sapidus* // American Zoologist. V. 32. P. 459-469.
197. Manor R., Segev R., Leibovitz M.P., Aflalo E.D., Sagi A. 2002. Intensification of redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* culture II. Growout in a separate cell system // Aquacultural Engineering. V. 26. P. 263-276.
198. Marufu L.T., Dalu T., Crispen P., Barson M., Simango R., Utete B., Nhiwatiwa T. 2018. The diet of an invasive crayfish, *Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1868), in Lake Kariba, inferred using stomach content and stable isotope analyses // BioInvasions Records. V. 7, № 2. P. 121–132.
199. Masser M.P., Rouse D.B. 1997. Australian Red Claw Crayfish // SRAC Publication, № 244. P. 1-8.
200. Mauro M., Arizza V., Arculeo M., Attanzio A., Pinto P., Chirco P., Badalamenti G., Tesoriere L., Vazzana M. 2022. Haemolympathic parameters in two aquaculture crustacean species *Cherax destructor* (Clark, 1836) and *Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1868) // Animals. V. 12. 543.
201. Meade M.E., Doeller J.E., Kraus D.W., Watts S.A. 2002. Effects of temperature and salinity on weight gain, oxygen consumption rate, and growth efficiency in juvenile red-claw crayfish *Cherax quadricarinatus* // Journal of the World Aquaculture Society. V.33. n. 2. P.188–198.
202. Medley P.B., Rouse D.B., Brady Y.J. 1993. Interactions and disease relationships between Australian red claw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) and red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*) in communal culture ponds // Freshwater Crayfish. V. 9. P. 50-56.
203. Michael P., David B.R. 1997. Australian Red Claw Crayfish. — Southern Regional Aquaculture Center, № 244. 20 p.
204. Momot W.T. 1995. Redefining the role of crayfish in aquatic ecosystems // Reviews in Fisheries Science. V. 3, № 1. P. 33-63.
205. Moorhouse T.P., Macdonald D.W. 2011. The effect of removal by trapping on body condition in populations of signal crayfish // Biological Conservation. V. 144, № 6. P. 1826–1831.
206. Muzinic L.A., Thompson K.R., Morris A., Webster C.D., Rouse D.B., Manomaitis L. 2004. Partial and total replacement of fish meal with soybean meal and brewer's grains

- with yeast in practical diets for Australian red claw crayfish *Cherax quadricarinatus* // Aquaculture. V. 230. P. 359–376.
207. Muzinic L.A., Thompson K.R., Morris A., Webster C.D., Rouse D.B., Manomaitis L. 2004. Partial and total replacement of fish meal with soybean meal and brewer's grains with yeast in practical diets for Australian red claw crayfish *Cherax quadricarinatus* // Aquaculture. V. 230. P. 359–376.
208. Naranjo-Páramo J., Hernández-Llamas A., Vargas-Mendieta M., Mercier L., Villarreal H. 2018. Dynamics of commercial size interval populations of female redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) reared in gravel-lined ponds: A stochastic approach // Aquaculture. 484. P. 82–89.
209. Naranjo-Páramo J., Hernández-Llamas A., Villarreal H. 2004. Effect of stocking density on growth, survival and yield of juvenile redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (Decapoda: Parastacidae) in gravel-lined commercial nursery ponds // Aquaculture. V. 242, № 1–4. P. 197–206.
210. Neufeld D.S., Cameron J.N. 1994. Mechanism of the net uptake of water in moulting blue crabs (*Callinectes sapidus*) acclimated to high and low salinities // Journal of Experimental Biology. V. 188. P. 11–23.
211. Ni Q., Liu J., Huang X., Ge H., Dong Z., Peng Y. 2023. Effects of chronic ammonia nitrogen stress on hydrolases and interleukin 17–3 (IL-17–3) in clam *Cyclina sinensis* // Aquaculture International. V. 31, №2. P. 2339–2354.
212. Ni Q., Liu J., Huang X., Ge H., Dong Z., Peng Y. 2023. Effects of chronic ammonia nitrogen stress on hydrolases and interleukin 17–3 (IL-17–3) in clam *Cyclina sinensis* // Aquaculture International. V. 31. № 2. P. 2339–2354.
213. Nicholson S., Mann D., Fotedar R., Paterson B. 2008. The effects of holding space on growth and survival of individually reared three-spot crab (*Portunus sanguinolentus*) // Aquacultural Engineering. V. 39, № 1. P. 30–36.
214. Nyström C., Bronmark W., Graneli P. 1999. Influence of an exotic and a native crayfish species on a littoral benthic community // Oikos, V. 85, № 3. P. 545–553.
215. Nyström P. 2002. Ecology, in Biology of Freshwater Crayfish // Holdich D.M, Ed., Oxford: Blackwell Scientific Press, P. 192–235.
216. Olst J.C., Carlberg J.M. 1978. The effects of container size and transparency on growth and survival of lobsters cultured individually // J. of the World Aquaculture Society. V. 9, № 1–4. P. 469–479.

217. Parnes S., Sagi A. 2002. Intensification of redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* culture: I. Hatchery and nursery system // Aquacultural Engineering. V. 26, № 4. P. 251–262.
218. Pinto G.F., Rouse D.B. 1996. Growth and survival of the Australian red claw crayfish *Cherax quadricarinatus* at three densities in earthen ponds // Journal of the World Aquaculture Society. V. 27, № 2. P. 187–193.
219. Ponce-Marbán D., Hernández J.M., Gasca-Leyva E. 2006. Simulating the economic viability of Nile tilapia and Australian redclaw crayfish polyculture in Yucatan, Mexico // Aquaculture. V. 261, № 1, 151–159.
220. Ramalho R.O., Correia A.M., Anastacio P.M. 2008. Effects of density on growth and survival of juvenile Red Swamp Crayfish, *Procambarus clarkii* (Girard), reared under laboratory conditions // Aquaculture Research. V. 39, № 6. P. 577–586.
221. Rigg D.P., Seymour J.E., Courtney R.L., Jones C.M. 2020. A review of juvenile redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1898) Aquaculture: Global Production Practices and Innovation // Freshwater Crayfish. V. 25, № 1. P. 13–30.
222. Rodgers L.J., Saoud P.I., Rouse D.B. 2006. The effects of monosex culture and stocking density on survival, growth and yield of redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) in earthen ponds // Aquaculture. V. 259. P. 164–168.
223. Romano N., Zeng C. 2013. Toxic effects of ammonia, nitrite, and nitrate to decapod crustaceans: A review on factors influencing their toxicity, physiological consequences, and coping mechanisms // Rev. Fish. Sci., V. 21. P. 1–21.
224. Romano N., Zeng C. 2016. Cannibalism of decapod crustaceans and implications for their aquaculture: a review of its prevalence, influencing factors, and mitigating methods // Reviews in Fisheries Science & Aquaculture. V. 25, № 1. P. 42–69.
225. Romero X.M. 1997a. Production of redclaw crayfish in Ecuador // World Aquaculture. V. 28, № 2. P. 5-10.
226. Romero X.M. 1997b. Redclaw crayfish aquaculture in Ecuador: the new boom? // NAGA. V. 20, № 1. P. 18-21.
227. Safitri A.D., Mujtahidah T., Sari N. 2022. The effect of stocking density of freshwater lobster (*Cherax quadricarinatus*) the growth of gouramy (*Osphronemus gouramy*) in polyculture system // Asian Journal of Aquatic Sciences. V. 5, № 2. P. 200-208.
228. Sagi A., Khalaila I., Barki A., Hulata G., Karplus I. 1996. Intersex red claw crayfish, *Cherax quadricarinatus* (von Martens): functional males with pre-vitellogenic ovaries // Biol. Bull. V. 190. P. 16-23.

229. *Sallehuddin A.S., Kamarudin A.S., Ismail N.* 2021. Review on the global distribution of wild population of Australian redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868) // Bioscience research. V. 18, № 2. P. 194-207.
230. *Sammy N.* 1988. Breeding biology of *Cherax quadricarinatus* in the Northern Territory. In: Evans, L.H., O'Sullivan, D. (Eds.), Proceedings of the First Australian Shellfish Aquaculture Conference. Curtin University of Technology, Western Australia, P. 79-88.
231. *Saoud I., Garza de Yta A., Ghanawi J.* 2012. A review of nutritional biology and dietary requirements of redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (von Martens 1868) // Aquacult. Nutr. V. 18. P. 349-368.
232. *Saoud I.P., Ghanawi J., Thompson K.R., Webster C.D.* 2013. A review of the culture and diseases of redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1868) // Journal of the World Aquaculture Society. V. 44, № 1. P. 1-29.
233. *Semple G., Rouse D., McLain K.* 1995. *Cherax destructor*, *C. tenuimanus* and *C. quadricarinatus* (Decapoda: Parastacidae): a comparative review of biological traits relating to aquaculture potential // Freshwater Crayfish. V. 8. P. 495-503.
234. *Shelley C., Lovatelli A.* 2011. Mud crab aquaculture: A practical manual Fisheries and Aquaculture Technical Paper 567 // FAO Rome, - 78 p.
235. *Souty-Grosset C., Holdich D.M., Noel P.Y., Reynolds J.D., Haffner P.* 2006. Atlas of Crayfish in Europe. Museum national d'Histoire naturelle. Paris. Patrimoines naturels. V. 64.
236. *Svobodova Z., Lloyd R., Vykusova J.M.B.*, 1993. Water quality and fish health // EIFAC Technical Paper, FAO, Rome. № 54. 59 p.
237. *Thompson K.R., Metts L.S., Muzinic L.A., Dasgupta S., Webster C.D.* 2006. Effects of feeding practical diets containing different protein levels, with or without fish meal, on growth, survival, body composition and processing traits of male and female Australian red claw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) grown in ponds // Aquaculture Nutrition. V. 12, № 3. P. 227-238.
238. *Thompson K.R., Muzinic L.A., Engler L.S., Webster C.D.* 2005. Evaluation of practical diets containing different protein levels, with or without fish meal, for juvenile on Australian redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) // Aquaculture. V. 244. P. 241-249.
239. *Thompson K.R., Muzinic L.A., Yancey D.H., Webster C.D., Rouse D.B., Xiong Y.* 2004. Growth, processing measurements, tail meat yield, and tail meat proximate composition of male and female Australian redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus*, stocked into earthen ponds // Journal of Applied Aquaculture. V. 16. P. 117-129.

240. Timmons M.B., Ebeling J.M. 2013. Recirculating Aquaculture. 3rd ed. Chapter 7 Biofiltration / Ithaca Publishing Company LLC, 788 p.
241. Treadwell R., McKelvie L., Maguire G. 1991. Profitability of selected aquacultural species // Discussion Paper 91.11. — Australian Bureau of Agricultural and Resource Economics, Canberra.
242. Tropea C., Piazza Y., López Greco L.S. 2010. Effect of long-term exposure to high temperature on survival, growth and reproductive parameters of the “redclaw” crayfish *Cherax quadricarinatus* // Aquaculture. 302. P. 49–56.
243. Vazquez F.J., Chaulet A., Bugnot A., Lopez Greco L.S. 2004. Effect of temperature on sexual differentiation in juveniles of the freshwater crayfish, *Cherax quadricarinatus* (Astacida, Parastacidae) // Proceedings of the III Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura. P. 255–259.
244. Vazquez F.J., López L.S. 2007. Intersex females in the red claw crayfish, *Cherax quadricarinatus* (Decapoda: Parastacidae) // Rev. Biol. Trop. V. 55, № 1. P. 25–32.
245. Veselý L., Buřič M., Kouba A. 2015. Hardy exotics species in temperate zone: Can «warm water» crayfish invaders establish regardless of low temperatures?. Scientific Reports. 5:16340. P. 1-7.
246. Villarreal H., Peláez J. 1999. Biología y cultivo de langosta de agua dulce, *Cherax quadricarinatus*. Manual de Producción. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste y Acuacultivos Santo Domingo, La Paz, B.C.S., Mexico 250 p.
247. Vogt G. 2002. Functional Anatomy. In: Biology of Freshwater Crayfish. Holdich D.M. (Ed.) — UK, Oxford: Blackwell Science. P. 53-151.
248. Vogt G., Rug M. 1996. Granulomatous hepatopancreatitis: immune response of the crayfish *Astacus astacus* to a bacterial infection // Freshwater Crayfish. V. 11. P. 451-464.
249. Webster C.D., Goodgame-Tiu L.S., Tidwell J.H., Rouse D.B. 1994. Evaluation of practical feed formulations with different protein levels for juvenile redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) // Trans. Ky. Acad. Sci. V. 55. P. 108–112.
250. Weiperth A., Gál B., Kuřiková P., Langrová I., Kouba A., Patoka J. 2019. Risk assessment of pet-traded decapod crustaceans in Hungary with evidence of *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868) in the wild // North-Western Journal of Zoology. V. 15, № 1. P. 42–47.

251. Whitley G.W., Rabeni C.F. 1997. Energy sources and ecological role of crayfishes in an Ozark stream: insights from stable isotopes and gut analysis // Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. V. 54, № 11. P. 2555–2563.
252. Xiaoxuan C., Zhixin W., Licai H. 1995. Effects of water temperature on ingestion and growth of *Cherax quadricarinatus* // Journal of Huazhong Agricultural. (In Chinese with English Abstract).
253. Xue X.M., Anderson A.J., Richardson N.A., Anderson A.J., Xue G.P., Mather P.B. 1999. Characterisation of cellulase activity in the digestive system of the redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) // Aquaculture. V. 180. P. 373-86.
254. Yeh H.S., Rouse D.B. 1994. Indoor spawning and egg development of the red claw crayfish *Cherax quadricarinatus* // Journal of the World Aquaculture Society. V. 25, № 2. P. 297-302.
255. Zengeya T.A., Lombard R.J.-H., Nelwamondo V.E., Nunes A.L., Measey J., Weyl O.L. 2022. Trophic niche of an invasive generalist consumer: Australian redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus*, in the Inkomati River Basin, South Africa // Austral Ecology. V. 47. P. 1480–1494.
256. Zhao Y., Meng F., Chen L., Gu Z., Xu G., Liu Q. 2000. Effects of different gradient temperatures on embryonic development of the *Cherax quadricarinatus* (Crustacea, Decapoda) // Journal of Lake Science. V. 12. P. 59.

Борисов Ростислав Русланович,
Ковачева Николина Петкова,
Жигин Алексей Васильевич,
Никонова Ирина Николаевна,
Кряхова Наталия Владимировна

АКВАКУЛЬТУРА
АВСТРАЛИЙСКОГО КРАСНОКЛЕШНЕВОГО РАКА
CHERAX QUADRICARINATUS
(VON MARTENS, 1868)

Редактор О.С. Юрова
Компьютерная верстка М.Д. Козина
Подписано в печать 02.07.2024.
Формат 70х100/16
печ. л. 12,5
Тираж 300 экз.

ФГБНУ «ВНИРО»
105187, г. Москва, проезд Окружной, д. 19
Тел.: 8 (499) 369-92-86

Отпечатано в типографии Book Jet
Россия, 390005, г. Рязань, ул. Пушкина, д. 18
Сайт: <http://bookjet.ru>
E-mail: info@bookjet.ru
Тел.: +7(4912)466-151