

**ФГБОУ ВО «РОССИЙСКИЙ ГОСУДАРСТВЕННЫЙ АГРАРНЫЙ  
УНИВЕРСИТЕТ – МСХА имени К. А. ТИМИРЯЗЕВА»**

---

УДК 639.51: 595,384

На правах рукописи

Арыстангалиева Венера Адиловна

**РАЗРАБОТКА ТЕХНОЛОГИИ ВЫРАЩИВАНИЯ ПОСАДОЧНОГО  
МАТЕРИАЛА АВСТРАЛИЙСКОГО КРАСНОКЛЕШНЕВОГО РАКА  
(*CHERAX QUADRICARINATUS*) В УСТАНОВКЕ С ЗАМКНУТЫМ  
ВОДОИСПОЛЬЗОВАНИЕМ**

06.04.01. – Рыбное хозяйство и аквакультура

Диссертация на соискание ученой степени  
кандидата сельскохозяйственных наук

Научный руководитель -  
доктор сельскохозяйственных наук,  
доцент А.В. Жигин

Москва 2017

## ОГЛАВЛЕНИЕ

<b>ВВЕДЕНИЕ</b> .....	4-9
<b>Глава 1. Обзор литературы</b> .....	10
1.1. Краткая биологическая характеристика австралийского красноклешневого рака .....	10
1.1.1. Систематика, ареал, морфология.....	10-17
1.1.2. Развитие и размножение.....	17-21
1.2. Австралийский красноклешневый рак в аквакультуре .....	21
1.2.1. Краткая история аквакультуры ракообразных .....	21-24
1.2.2. Характеристика продукции и ее особенности .....	25-26
1.2.3. Искусственное воспроизводство и товарное выращивание ...	26-32
1.2.4. Кормление ракообразных .....	32-37
1.2.5. Влияние температуры на интенсивность дыхания и азотистый обмен .....	37-42
1.3. Установки с замкнутым водоиспользованием (УЗВ) в аквакультуре.....	42
1.3.1. Принципы работы УЗВ .....	42-48
1.3.2. Особенности циркуляционных установок для ракообразных .... .....	48-54
1.4. Болезни раков и их профилактика .....	54-58
<b>Глава 2. Материал и методы исследований</b> .....	59
2.1. Общая схема исследований, место проведения .....	59-62
2.2. Морфо-биологические исследования .....	62-65
2.3. Гидрохимические исследования и температура воды .....	66
2.4. Изучение влияния температуры воды на результаты выращивания молоди .....	67-68
2.5. Определение физиологических показателей (потребление кислорода и выделение аммонийного азота) .....	68-70

2.6. Изучение влияния плотности посадки на результаты подращивания молоди .....	70-71
2.7. Кормление австралийских красноклешневых раков личинками мухи <i>Musca domestica</i> .....	71-73
<b>Глава 3. Результаты исследований и их обсуждение</b> .....	74
3.1. Качество циркулирующей воды.....	74
3.2. Морфо-биологические исследования.....	74-79
3.3. Влияние температуры воды на результаты выращивания молоди .....	80-82
3.4. Кислородные потребности и азотистый обмен .....	82
3.4.1. Потребление кислорода объектами исследования .....	82-85
3.4.2. Выделение аммония .....	85-87
3.5. Влияние плотности посадки на результаты подращивания молоди .....	87-90
3.6. Кормление красноклешневых раков личинками мухи <i>Musca domestica</i> .....	90-96
<b>Глава 4. Расчет УЗВ для выращивания посадочного материала австралийского красноклешневого рака и экономические показатели выращивания</b> .....	97
4.1. Биотехнические расчеты .....	97-99
4.2. Расчет экономических показателей .....	99-101
<b>ЗАКЛЮЧЕНИЕ</b> .....	102-108
<b>ВЫВОДЫ</b> .....	109-110
<b>РЕКОМЕНДАЦИИ ПРОИЗВОДСТВУ</b> .....	111
<b>СПИСОК ИСПОЛЬЗОВАННОЙ ЛИТЕРАТУРЫ</b> .....	112-130

## ВВЕДЕНИЕ

**Актуальность темы.** Последние 20-30 лет мировая аквакультура активно развивается, неуклонно увеличивая свою долю в общем производстве гидробионтов. На сегодня уже более 48 % потребляемой рыбопродукции выращено в аквакультуре. В области потребления происходит расширение спектра деликатесных видов гидробионтов (в том числе ракообразных). Мясо ракообразных является источником полноценного белка, жира, а также целого спектра необходимых человеческому организму микроэлементов и витаминов (Утеушев, 2004). Доля ракообразных в производстве мировой аквакультуры составила 23,1%, в том числе – 700 тыс. тонн морских видов (FAO, 2012).

Ракообразные – группа гидробионтов, технологии производства которых в искусственных условиях находятся на стадии разработки, а спектр видов ракообразных в аквакультуре постоянно расширяется.

Одним из новых видов тепловодной аквакультуры ракообразных является австралийский красноклешневый рак (*Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1868)). Работы по его освоению, как объекта аквакультуры, в мире начаты в 80-х годах прошлого века. Этот вид раков – важный объект тепловодной аквакультуры ряда стран. Это объясняется тем, что 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. Этот вид ракообразных рассматривается как перспективный для аквакультуры, потенциал которого в настоящее время раскрыт далеко не в полной мере.

На протяжении многих десятилетий аквакультура ракообразных в СССР и России основывалась на разведении аборигенных речных видов раков, главным образом широкопалого *Astacus astacus* и длиннопалого

(узкопалого) *Astacus leptodactylus*. Этой проблеме посвящены работы многих исследователей: И.В. Кучина (1930), К.Н. Будникова (1932), С.Я. Бродского (1958, 1962 и др.), Я.М. Цукерзиса (1962, 1964, 1965, 1970 и др.), Е.В. Колмыкова (1996, 1997, 1998, 1999, 2004), В.П. Федотова (1993), О.Я. Мицкевич (1994, 1997, 2003), Н.Я. Черкашиной с соавторами (1984, 1996 и др.), Е.Н. Александровой (1998, 1999, 2015, 2016 и др.), Г.И. Прониной и Н.Ю. Корягиной (2010, 2011, 2012, 2013, 2014, 2015, 2016 и др.). Во ВНИИПРХ была разработана технология выращивания молоди раков до массы 1 г в установках с замкнутым водоснабжением (Киселёв, Новосельцев, Филатов и др., 1995).

Позднее отработывались технологии выращивания гигантской пресноводной креветки (*Macrobrachium rosenbergii*) в условиях теплых вод (Хмелёва с соавторами, 1988, 1997 и др.), в прудах Астраханской области (Сальников, Суханова, 2000; Хорошко и др., 2002, 2008, 2010 и др.) и в установках с замкнутым водоиспользованием (Киселев и др., 1994; Жигин, Калинин, 2000; Ковачева, 2008; и др.). Проводились исследования по выращиванию американских раков рода *Procambarus* (Полосьянц, 2002) и разработке методов искусственного воспроизводства камчатского краба (*Paralithodes camtschaticus*) в условиях бассейнов (Ковачева, 2008).

Красноклешневый рак лишь недавно появился на территории России в качестве объекта аквакультуры и аквариумистики (Souty-Grosset et. al., 2006; Лагуткина, Пономарев, 2008, 2010; Борисов, Ковачева, Акимова, и др., 2013). Работы по отработке его выращивания в условиях юга России с использованием комбинированной технологии в бассейнах и прудах ведут в Астраханской области (Губайдулин, Хорошко, Крючков, 2011; Лагуткина, Пономарев, 2012; Нгуен, Крючков, 2014; Крючков, Мельник, Васильева, 2015).

Для условий нашей страны можно выделить три возможных направления по выращиванию красноклешневого рака:

- в прудах южных областей России и других стран СНГ, в частности

Казахстана (6-7 зоны рыбоводства) в естественных климатических условиях (летний период);

- в прудах, садках и бассейнах на теплых водах энергетических объектов в летнее время;

- в установках с замкнутым водоиспользованием - круглогодично.

При этом все перечисленные направления связаны с использованием замкнутых систем для содержания производителей в зимнее время, проведения нереста, инкубации и выращивания молоди. Поэтому изучение рыбоводно-биологических особенностей, отработка основных биотехнических принципов и создание технологии воспроизводства австралийского красноклешневого рака в искусственных условиях с использованием циркуляционных установок – достаточно актуальны.

**Цель исследований** – установить основные биотехнические параметры выращивания посадочного материала австралийского красноклешневого рака в условиях замкнутого водоиспользования.

В соответствии с этой целью поставлены следующие **задачи**:

1. Изучить морфо-биологические особенности, товарные качества половозрелых особей;
2. Оценить выход молоди, динамику ее размерно-весовых характеристик;
3. Изучить влияние температуры воды на скорость роста молоди;
4. Определить количество выделяемого молодью аммонийного азота и потребляемого растворённого кислорода;
5. Установить оптимальную плотность посадки молоди при выращивании посадочного материала;
6. Изучить возможность использования личинок комнатной мухи *Musca domestica* для кормления молоди;
7. Сформулировать рекомендации для проектирования УЗВ по выращиванию посадочного материала;

8. Дать экономическую оценку выращивания посадочного материала в условиях УЗВ.

**Научная новизна.** Впервые в Российской Федерации в условиях замкнутой системы водоиспользования изучены морфо-биологические показатели половозрелых особей австралийского красноклешневого рака, содержание белка и углеводов в составе гемолимфы, биохимический состав и выход мяса. Дана оценка выхода молоди и динамики ее размерно-весовых характеристик. Определены оптимальный температурный диапазон и плотность посадки для эффективного выращивания посадочного материала. Показана возможность использования личинок комнатной мухи *Musca domestica* для кормления молоди.

**Теоретическая и практическая значимость.** Результаты исследований позволили сформулировать основные биотехнические принципы выращивания посадочного материала австралийского красноклешневого рака в установках с замкнутым водоиспользованием. Выполнены технические расчеты для проектирования УЗВ, дана экономическая оценка выращивания посадочного материала красноклешневого рака в циркуляционной установке.

**Положения, выносимые на защиту:**

1. Морфологические особенности и товарные качества половозрелых особей австралийского красноклешневого рака;
2. Параметры кислородных потребностей и азотного обмена молоди, позволяющие правильно спроектировать системы жизнеобеспечения;
3. Оптимальные температурный режим и плотность посадки выращивания посадочного материала.
4. Возможность и перспективность выращивания молоди красноклешневого рака при кормлении личинками комнатной мухи.
5. Техничко-экономические показатели выращивания посадочного материала австралийского красноклешневого рака.

**Степень достоверности.** Диссертация выполнена с применением современных методов исследования. Достоверность и обоснованность научных положений и выводов, содержащихся в диссертационной работе, определяются значительным объемом фактического материала, статистической обработкой полученных данных, использованием рекомендованных и общепринятых методик исследования.

**Апробация результатов исследования.** Основные положения диссертации доложены на научно-практических конференциях:

Научно-практическая конференция «Рыболовство и рыбоводство Северо-Запада России. История и современность» (Луга, Ленинградская область, 16-17 мая 2014 г.);

Национальная научно-практическая конференция «Состояние и пути развития аквакультуры в РФ в свете импортозамещения и обеспечения продовольственной безопасности страны» (Саратов, 4-5 октября, 2016 г.);

4-ая международная конференция «Современное состояние водных биоресурсов» (Новосибирск, 10-11 ноября 2016 г.);

Международная научно-практическая конференция, посвященная 200-летию Н.И. Железнова (Москва, 06-08 декабря 2016 г.);

Международная научно-практическая конференция молодых ученых «Роль молодых ученых в решении актуальных задач АПК» (Санкт-Петербург – Пушкин, 27–28 февраля, 2017 г.);

VIII Всероссийская научно-практическая конференция, посвященная 75-летию рыбохозяйственного образования на Камчатке «Природные ресурсы, их современное состояние, охрана, промысловое и техническое использование» (Петропавловск-Камчатский, 12–14 апреля 2017 г).

**Методология и методы исследования.** При проведении исследований использовались рыбоводно-биологические методы постановки опыта, применялись гидрохимические, биохимические, биотехнические методы исследования в соответствии с общепринятыми методиками и



межгосударственным стандартом (ГОСТ 7636-85) с применением современного лабораторного оборудования.

Непосредственно для проведения исследований использовались 8 циркуляционных систем с аквариумами объёмом по 100-200 литров, независимой системой терморегуляции, механической и биологической очисткой воды.

**Структура и объем диссертации.** Диссертация изложена на 132 страницах машинописного текста, состоит из введения, основной части, включающей обзор литературы, материал и методику исследования, результаты собственных исследований, выводов, предложений производству, списка использованной литературы. Работа содержит 18 таблиц, 22 рисунка и приложения. Список литературы включает 170 источников, в том числе 54 иностранных авторов.

**Публикация результатов исследований.** Основные результаты работы опубликованы в 8 печатных работах, в том числе в 3 статьях в журналах, рекомендованных ВАК РФ («Рыбное хозяйство», «Природообустройство», «Теоретические и прикладные проблемы агропромышленного комплекса»).

## Глава 1. ОБЗОР ЛИТЕРАТУРЫ

### 1.1. Краткая биологическая характеристика австралийского красноклешневого рака *Cherax quadricarinatus*

#### 1.1.1. Систематика, ареал, морфология

Австралийский красноклешневый рак (*Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1868) (синоним краснопалый рак) (рис. 1) – это речной рак, принадлежащий семейству Parastacidae (тип Artropoda; подтип Crustacea; класс Malacostraca; отряд Decapoda; подотряд Astacoidei; надсемейство Astacoidea). К семейству Parastacidae относят 151 вид речных раков из 9 родов, которые широко распространены в южном полушарии (Grandall, Buhay, 2008).



Рисунок 1. - Австралийский красноклешневый рак *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868)

Красноклешневый рак - достаточно крупный представитель речных раков – длина тела достигает 20-25 см. В естественных условиях самцы могут

весить 500 г, а самки - 400 г (Lawrence, Jones, 2002). При содержании в аквариуме австралийские красноклешневые раки могут редко достигать размеров выросших в естественной среде особей (Хофштэттер, 2008). Половой зрелости особи достигают в возрасте 7-12 месяцев при размере тела около 6-10 см. Окраска тела зеленовато-синяя с желтыми пестринами. Отличительной особенностью самцов этих раков является ярко оранжевое пятно на внешней стороне клешни. В природе питается разнообразной пищей животного и растительного происхождения.

Ареал охватывает пресные водоемы на севере Австралийского континента. Это тропический вид, обитающий в водоемах на северо-западе Квинсленда и Северной Территории Австралии, а также на юге-востоке Папуа-Новой Гвинеи (Holthuis, 1986). Будучи хорошо известным местным жителям, он оставался фактически неизвестным остальному миру до конца 1980-х годов, пока его не начали выращивать в аквакультуре (Lawrence, Jones, 2002). *Cherax quadricarinatus* оказался удачным для разведения объектом и аквакультура этого вида начала распространяться по всей Австралии, а вскоре был акклиматизирован во многих других тропических странах.

*Cherax quadricarinatus* предпочитает водоемы с высокой мутностью воды, слабым течением и 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 им избегать мелеющих и пересыхающих в сухой сезон участков.

Климатические условия родного региона обусловили температурный диапазон существования *Cherax quadricarinatus*. Предпочтительные диапазоны температур от 23 до 31°C. Летальными являются температуры ниже 10°C и выше 36°C. Для размножения этого вида температура воды должна быть выше 23°C (Lawrence, Jones, 2002).

Хотя особи красноклешнового рака могут достигать достаточно крупных размеров, они считаются менее агрессивными, чем большинство североамериканских видов раков (Medley et al., 1993). На всех этапах жизненного цикла австралийские красноклешневые раки нуждаются в убежищах, при выращивании в аквариуме предпочитают использовать доступные укрытия.

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

Тело раков одето в твердый экзоскелет, имеющий кутикулярное происхождение и выполняющий, как защитную, так и опорные функции. Наличие жесткого, неподдающегося растяжению внешнего покрова накладывает ограничение на рост, который становится возможен только во время линьки. Во время линьки сбрасываются старые кутикулярные покровы (экзувий). Сразу после линьки покровы особи мягкие и легко растяжимые. После линьки, пока покровы не затвердели, происходит увеличение размеров особи, которая в это время становится почти беззащитной.

Название отряда «десятиногие» Decapoda определяется с наличием у его представителей пяти пар грудных конечностей (переопод). На самом деле речные раки имеют девятнадцать пар конечностей (придатков тела): антенны, антеннулы, мандибулы, максиллы, три пары максипеллипед, пять пар переопод (первые три пары имеют клешни), пять пар плеопод и уроподы.

Органом дыхания являются жабры, расположенные в жаберных камерах, ограниченных от внешней среды латеральными выростами карапакса – брахиостегитами. Ток воды в жаберных камерах создается за счет дорзовентральных насосных движений скафогнатидов – пластинчатых

придатков максилл, расположенных в жаберных камерах. Этот рак кратковременно может переносить значительные снижения концентрации растворенного кислорода.

Основные органы чувств речных раков сосредоточены в передней части головогруды: фасетчатые глаза; короткие двуветвистые антеннулы – орган обоняния; расположенные в основании антеннулстатоцисты – 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. 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 объемистой 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 использовать им широкий спектр пищевых ресурсов (Хие et al., 1999).

Кровеносная система речных раков незамкнутого типа. Жидкость, циркулирующая в сосудах и межклеточных полостях, называется гемолимфой. Гемолимфа занимает приблизительно 27 % объема тела рака и

состоит из гемоцитов и плазмы. В гемолимфе присутствует три основных типа клеток (гемоцитов): гиалиновые клетки (hyaline cells), полугарнулоциты (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.

Сердце располагается за желудком, на спинной стороне тела рака. Местоположение сердца (кардиальную область) на карапаксе ограничивает борозда. Через три пары остий гемолимфа из перекордиальной полости попадает в сердце. При сокращении сердца гемолимфа выбрасывается в пять основных артерий. Из конечных разветвлений артерий гемолимфа непосредственно изливается в пространство между органами и движется по лакунам. Веночная кровь собирается в большом вентральном синусе. Из него по двум латеральным синусам проходит к жабрам, а от них через жаберно-сердечные каналы поступает в перикардиальную полость (Иванов и др., 1983).

Гемолимфа декапод насыщена белковыми веществами такими, как сложные гликопротеиды (альфа макроглобулин и др.), липопротеиды (комплексы белков и липидов), простые глобулярные белки (сывороточные альбумины), металлопротеид гемоцианин (Hcy), а также каталитические и регуляторные белки. Эти белки участвуют в регуляторной, дыхательной, гемостатической, защитной и экскреторной функциях; в постлиночном периоде вовлекаются в укрепление наружных покровов; в период вителлогенеза расходуются на синтез белков яйцеклеток; в латентной период жизни декапод на обеспечение энергозатрат организма (Мацквичене, 1979 по Ковачевой, Александровой, 2010).

По уровню общего белка в гемолимфе можно оценивать физиологический статус декапод (Мацквичене, 1979; Черкашина, 1989).

Однако интерпретация полученных значений должна проводиться путем сравнения с физиологическими нормами для этого показателя с учетом пола, линчного цикла, полового созревания, возраста и т.п., характерных для конкретных представителей этого отряда.

Известно, что глюкоза входит в состав быстро мобилизуемого энергетического резервного вещества углевода гликогена, который у позвоночных накапливается в печени и мышцах. Значительная часть продукта расщепления гликогена (глюкоза-6-фосфатаза) гидролизуется глюкозо-6-фосфатазой с образованием свободной глюкозы, поступающей в кровь. Распад глюкозы до пирувата, по-видимому, универсальный путь высвобождения энергии, часть которой аккумулируется богатыми энергией соединениями типа АТФ. Понижение уровня глюкозы в плазме позвоночных указывает на истощение, повышение на острый или хронический стресс (Смит, 1986).

Австралийский красноклешневый рак – раздельнополый вид с двусторонне симметричной половой системой. У самцов имеются парные семенники и сперматоды, которые открываются отверстиями на коксоподитах пятой пары переопод, здесь же у самцов располагается специфический мужской придаток (*appendix masculinae*), а у самок половая система состоит из пары яичников и яйцеводов, открывающихся на коксоподитах третьей пары переопод (Борисов и др., 2013).

Как уже сказано выше, хорошо выраженной особенностью самцов являются яркие оранжевые пятна, расположенные на внешнем крае клешней (рис. 2). 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 том числе 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

процент мяса и привлекательную, с коммерческой точки зрения, яркую окраску.

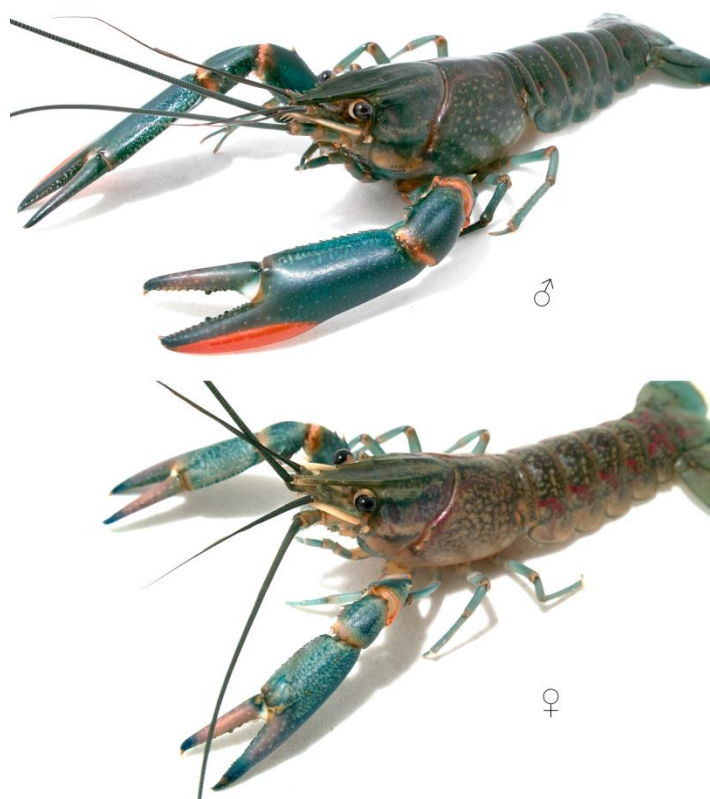


Рисунок 2. - Самец и самка австралийского красноклешневого рака  
(фото Р.Р. Борисова)

Формирование вторичных половых признаков у особи начинается достаточно рано. Уже на VI-VII стадии молодки можно различить самцов и самок по расположению половых отверстий. Характерные для самцов оранжевые пятна начинают проявляться значительно позже. Кроме того, их проявление далеко не всегда зависит от размера особи. В результате, самцы со слабо выраженными признаками ошибочно могут быть зачислены в разряд самок, что может создавать проблемы при раздельном выращивании самцов и самок. При культивировании австралийских раков отмечено появление интерсексов – особей, обладающих одновременно мужскими и женскими половыми признаками. У таких особей наблюдается одновременное наличие мужских и женских половых отверстий, причем в



ряде случаев отверстия могут быть не парными. При этом физиологически особи являются или самками, или самцами. В литературных источниках пишут, что 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, Lopez, 2007).

### 1.1.2. Размножение и развитие

Жизненный цикл у *Cherax quadricarinatus* упрощен так же, как и у других видов речных раков, 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 у *Cherax quadricarinatus* 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). Плодовитость у самок имеет положительную корреляцию с размером особи (King, 1993b). Одна самка обычно может давать два-три приплода в год (King, 1993b), размножение носит сезонный характер и происходит чаще всего весной и летом (Saoud, et al., 2013). При содержании постоянно в благоприятных условиях самки могут размножаться от 3 до 5 раз в год (Jones, 1995a; Masser, Rouse, 1997).

В процессе спаривания самец прикрепляет сперматофоры на брюшной стороне самки. Чаще всего самка вскоре после спаривания откладывает икру, которая прикрепляется к ее плеоподам. Сразу после откладки икра имеет оливковый или более темный почти коричневый цвет (рис. 3).



Рисунок 3. - Икра на плеоподах самки (фото автора)

Продолжительность эмбрионального развития зависит в первую очередь от температуры воды, а так же от индивидуальных особенностей особи. Оптимальным для развития эмбрионов является диапазон температуры 25-30°C (King, 1993a; Zhao et al., 2000). Средняя продолжительность развития икры при 28°C составляет около 25-30 суток (Борисов и др., 2013) 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. В эмбриональном развитии у австралийского красноклешневого рака выделяют до 10 этапов (Garsia-Guerrero et al., 2003). На протяжении эмбрионального развития меняется окраска яиц, становятся хорошо видны отдельные части зародыша (глаза, переоподы).

Вылупившийся рачок по плану строения соответствует взрослой особи, но еще сильно недоразвит и имеет ряд существенных отличий, многие из которых сохраняются и после первой линьки. 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.

На первой стадии у рачка головогрудь выпуклая из-за большого количества желтка, занимающего большую ее часть. 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 (Borisov, Tertitskaya, 2010). Первое время после выхода яйца особь остается связана с яйцевыми оболочками концом хвостовой лопасти. Дактилусы 4-5 пары переопод оканчиваются загнутыми крючками, при помощи которых особь удерживается за яйцевые оболочки и щетинки на плеоподах самки. Особь не способна самостоятельно передвигаться и висит на плеоподах самки практически неподвижно. Продолжительность первой стадии при температуре 28°C в среднем составляет около 5 суток.

После линьки особь становится больше похожа на взрослых раков, 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 в среднем составляет около 5 суток. На первой и второй стадии они остаются под защитой самки, но уже за пределами яйца, происходит окончательное формирование особи. Процесс развития при этом осуществляется за счет запасов желтка. К самостоятельной жизни особь будет готова после второй линьки.

Третья стадия формой и пропорциями тела уже соответствует взрослой особи (рис. 4).



Рисунок 4. - Развитие молоди на плеоподах самки австралийского красноклешневого рака, молодь третьей стадии (Борисов и др., 2013)

На конечностях появляются многочисленные щетинки. Тельсон и уropоды становятся независимы и имеют щетинки. На этой стадии особь наконец-то обретает способность 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, инстинктивно образуют скопления, хватаясь клешнями друг за друга или какие-нибудь подходящие предметы. Такое поведение иногда может быть проблемой при работе с большим количеством молоди. Для уменьшения травмирования особей необходимо использовать структурирующий объем субстрат, например, сетки или спутанные пластиковые нити.

Самцы и самки австралийского красноклешневого рака достигают половозрелости через 6-7 месяцев после выхода из яиц при массе более 30 и

20 г соответственно. После схода молоди самка в скором времени может быть снова оплодотворена. При этом самки могут линять не после каждого цикла размножения.

## **1.2. Австралийский красноклешневый рак в аквакультуре**

### **1.2.1. Краткая история аквакультуры ракообразных**

Аквакультура ракообразных в течение долгих лет развивается в странах с тропическим и субтропическим климатом, а в умеренных широтах промышленное культивирование этих гидробионтов занимает скромное место. Наиболее популярными объектами культивирования являются креветки. В мире было выращено 688,3 тыс. т пресноводных ракообразных, в том числе 180,2 тыс. т гигантской пресноводной креветки и 100,0 тыс. т восточной пресноводной креветки. Актуальность развития аквакультуры ракообразных в Восточной и Центральной Европе и, в частности, в России определяется необходимостью научного обеспечения создания условий для ускоренного социально-экономического развития рыбного хозяйства и экономики в целом и, в особенности, в приморских федеральных округах России: Дальневосточном, Южном и Северо-Западном. В последние годы на рыбном рынке России спрос на продукцию марикультуры, судя по возросшему на два порядка за последние 5 лет импорту ракообразных и моллюсков, не удовлетворяется отечественным рыболовством. Это связано с четкой тенденцией все большего потребления населением наиболее питательной и ценной для здоровья рыбной продукции. Мясо ракообразных относится именно к таким высоко востребованным сегодня продуктам питания. Кроме того, для производства хитина и хитозана в медицинских и технических целях высока потребность в панцирях ракообразных.

Другой важнейшей предпосылкой развития аквакультуры ракообразных является назревшая необходимость восстановления методами аквакультуры численности природных популяций, находящихся в депрессивном состоянии.

В России выделяются следующие три предпосылки развития аквакультуры ракообразных (Ковачева, 2013):

1. Депрессивное состояние природных популяций многочисленных морских видов, являющихся основой крупномасштабного промысла, требует разработки научно-обоснованных методов разведения с целью восстановления их численности.

2. Недоиспользование энергии теплых сбросных вод ГРЭС, ТЭЦ и т.д. требует интенсификации товарного выращивания гидробионтов в водоемах-охладителях. Продукция в таких водоемах не может быть обильна из-за ограниченности площадей, поэтому их целесообразно использовать для выращивания особо ценных объектов.

3. Огромный, не полностью удовлетворенный, спрос на деликатесную продукцию из живых ракообразных требует интенсификации их культивирования для устойчивого обеспечения потребностей российского рынка.

Выращивание ракообразных в условиях аквакультуры - сравнительно новое ее направление, но уже сегодня на аквакультуру приходится 46,4% всего мирового производства ракообразных, которое распределялось между солоноватой (2,4 млн т или 47,7 %), пресной (1,9 млн т или 38,2%) и морской водой (0,7 млн т или 14,1%). При этом среднегодовые темпы роста производства ракообразных в последние годы составляли почти 15%, т.е. опережали темпы предыдущего десятилетия. Такое быстрое увеличение производства ракообразных в основном вызвано бурным ростом сектора аквакультуры белоногой креветки *Penaeus vannamei* в Китае, Таиланде и Индонезии (Ковачева, Жигин, Борисов и др., 2015).

На сегодня уже более 40 % потребляемой рыбопродукции выращено в аквакультуре (FAO, 2012). В области потребления происходит расширение спектра деликатесных видов гидробионтов (в том числе ракообразных) и увеличивается спрос на живую продукцию. Ракообразные – группа гидробионтов, технологии производства которых в искусственных условиях

находятся на стадии разработки, а спектр видов ракообразных в аквакультуре постоянно расширяется.

Одним из относительно новых видов мировой аквакультуры ракообразных является австралийский красноклешневый рак. Работы по культивированию данного вида были начаты в 80-х г. прошлого века. *Cherax quadricarinatus* рассматривается как перспективный вид для мировой аквакультуры, потенциал которого еще в настоящее время раскрыт далеко не в полной мере. Этот вид лишь недавно появился на территории Европейских стран и России в качестве объекта аквакультуры и аквариумистики (Souty-Grosset, et.al., 2006).

Несмотря на многочисленные прогнозы, что *Cherax quadricarinatus* может составить конкуренцию на рынке гигантской пресноводной креветке *Macrobrachium rosenbergii* и то, что с момента начала развития аквакультуры этого вида прошло уже несколько десятилетий, объем производства этого вида все еще мал (рис. 5).

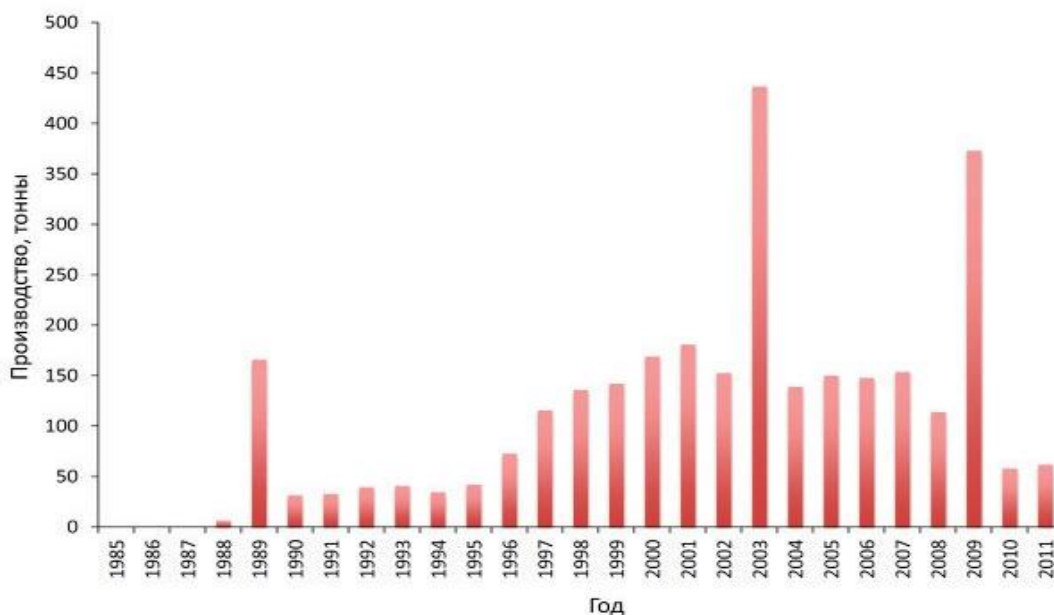


Рисунок 5. - Динамика мировой продукции австралийского красноклешневого рака *Cherax quadricarinatus* (по данным FAO, 2013)

По данным FAO (FAO, 2012) основные страны-производители австралийского красноклешневого рака: Австралия, Аргентина, Уругвай,

Эквадор, Мексика. Есть сведения о присутствии этого вида: в Белизе, Китае, Индонезии, Израиле, Марокко, Панаме, Испании и Соединенных Штатах Америки. Также имеются не подтвержденные данные о его присутствии в ряде других стран. *Cherax quadricarinatus* начиная с середины 1990-х годов выращиваются на юге Китая. Ежегодная продукция производства в Китае составляет около 100 т (эти данные не учтены в статистике FAO) (FAO, 2016). Для культивирования *Cherax quadricarinatus* в основном используют специализированные земляные пруды.

Годовой объем производства австралийского красноклешневого рака в Австралии остается на уровне менее 400 тонн за прошлое десятилетие до 2011 года. Нормативно-правовая база, регулирующая охрану окружающей среды в Австралии, серьезно сдерживает инвестиции, несмотря на отличные производственные перспективы производства этого вида. В Австралии широкие возможности для экспорта были определены через значительное исследование мирового рынка. Однако продажи до настоящего времени были ограничены маленьким объемом производства и поэтому риском нерегулярных поставок. В настоящее время 60% красноклешневых продают в Квинсленде и 10% процентов вывозится автотранспортом в другие штаты. Остающиеся 30% - экспортируются, прежде всего в Гонконг.

Австралийский красноклешневый рак обычно продается массой от 20 г до 30-50 г (стоимость приблизительно 9,50 долларов США за 1 кг). При массе 120 г стоимость реализации существенно возрастает (приблизительно 18,00 долларов США за 1 кг). Мелкие по размеру особи обычно используются в украшении шведского стола, более крупные для заказов в ресторанах, как закуска или как основное блюдо.

В России работы по культивированию *Cherax quadricarinatus* проводятся в Астраханской области (Лагуткина, Пономарев, 2008; 2010). Еще этот вид используют в аквариумистике (Хофштэттер, 2008) и в качестве тестового объекта при определении качества воды (Мельник и др., 2013).



### 1.2.2. Характеристика продукта и его особенности

Австралийский красноклешневый рак как объект аквакультуры завоевывает все большую популярность во многих странах. Этот представитель десятиногих раков обладает отменными потребительскими качествами, доля мяса (30 % от массы тела) превышает аналогические показатели (15-20 %) длиннопалого рака (Лагуткина, Пономарев, 2010).

Большая часть продукции австралийского красноклешневого рака продается в живом виде. Он достаточно легко переносит длительную транспортировку. Можно его содержать перед продажей при высоких плотностях. Он имеет привлекательный внешний вид, как в живом, так и в вареном виде (рис. 6).



Рисунок 6. - Австралийский красноклешневый рак после варки (фото автора)

Текстурой и ароматом мясо *Cherax quadricarinatus* напоминает морских ракообразных (омаров), это позволяет позиционировать его в премиум части спектра рынка ракообразных, между пресноводным креветками и морскими десятиногими ракообразными. Состав мяса *Cherax quadricarinatus*: 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 живых раков иногда выдерживают в солоноватой воде (FAO, 2013).

В сравнении с привычными для нас длиннопалым *Pontastacus leptodactylus* и широкопалым *Astacus astacus* раками *Cherax quadricarinatus* после варки имеет менее яркую красную окраску, с сохранившимся темным рисунком. Покровы тела *Cherax quadricarinatus* более твердые и для разделки могут понадобиться специальные нож и ножницы. Мясо сосредоточено в абдомене (клешни небольшие) и имеет более плотную консистенцию, чем у длиннопалого рака.

*Cherax quadricarinatus* обладает рядом преимуществ перед ведущими объектами аквакультуры. Например, в сравнении с американским красным болотным раком (*Procambarus clarkii*), мировое производство которого по данным ФАО в 2011 году составила 540 тыс. тонн, за один вегетационный период (5-6 месяц), *Cherax quadricarinatus* вырастает до 60-120 г, в то время как *Procambarus clarkii* – от 28 до 40 г. Доля мяса в абдомене у австралийского красноклешневого рака *Cherax quadricarinatus* составляет 27,4-27,9% (Thompson et al., 2004), тогда как у *Procambarus clarkia* 15-20%.

### **1.2.3. Искусственное воспроизводство и товарное выращивание**

Высокий темп роста австралийских красноклешневых раков позволяет им достигать товарной массы всего за три месяца выращивания, что заставило многих производителей отказаться от выращивания местных раков.

Как говорилось выше, австралийский красноклешневый рак сравнительно не требователен к высокому качеству воды. Однако для достижения максимальной эффективности культивирования необходимо контролировать и регулировать условия среды, в которых выращиваются раки. Необходим систематический мониторинг показателей качества воды:

температуры, pH, концентрации растворенного кислорода, жесткости воды, щелочности, концентрации аммонийного азота, нитритов и нитратов.

При культивировании австралийского красноклешневого рака вода должна соответствовать следующим характеристикам: содержание растворенного кислорода > 4 мг/л; pH – 6,5-8,0; жесткость воды > 40 ppm; низкий уровень минерализации (< 5 ‰) и содержания металлов (FAO, 2013). Большую опасность для раков представляют даже ничтожные концентрации соединений меди в воде. На случай изменения параметров воды и выхода их за пределы оптимального диапазона должен быть разработан план мероприятий по корректировке необходимых параметров, например, установка дополнительной аэрации, промывка чистой водой прудов или бассейнов для культивирования.

Важной характеристикой при культивировании является диапазон температур 25-30°C (Xiaoxuan et al., 1995; Meade et al., 2002). При этих значениях наблюдаются максимальные скорости развития икры, роста молоди и активное размножение. Летальными для вида являются температуры ниже 10°C и выше 36°C (Lawrence, Jones, 2002). Однако следует учитывать, что уже при температурах ниже 20°C происходит значительное снижение активности, скорости роста, устойчивости особей к болезням. Для молоди критической является температура ниже 20°C и выше 32-34°C (King, 1994). Развитие икры происходит в еще более узком температурном диапазоне и проблемы с развитием могут наблюдаться уже при температуре ниже 21-22°C (King, 1993a).

Соотношение самцов и самок при проведении работ по воспроизводству колеблется от 1:1 до 1:4. Температура содержания влияет на синхронность половой активности, продолжительность инкубационного периода и последующую скорость роста молоди. При температурах 25-26°C раки способны размножаться в течении всего года (King, 1993). Оптимальной температурой для нереста и развития икры является диапазон 25-28°C (Jones, 1990, 1995a; King 1994; Yeh, Rouse, 1994). Рекомендуемое соотношение

светлого и темного времени суток при этом составляет 12 на 12 ч (King, 1993) или 14 на 10 часов (Jones, 1990). Примерно после 6 мес непрерывной репродуктивной активности самки нуждаются в периоде покоя (Yeh, Rouse, 1994).

Для воспроизводства чаще всего используются специальные пруды, позволяющие эффективно управлять маточным стадом. Обычно для воспроизводства пруды заселяют зрелыми самцами и самками, в соотношении 1:4 при плотности 1500 шт./га (0,15 шт./м<sup>2</sup>). В качестве производителей отбирают лучших из имеющихся особей. При хороших условиях содержания 50-100 производителей высокого качества обеспечат за сезон выход молоди от 60000 до 120000 особей на гектар (FAO, 2013). Оптимальными являются пруды площадью 1000 м<sup>2</sup>, глубиной от 1,2 до 2,5 м, имеющие v-образный профиль дна, обеспечивающий возможность быстрого и полного спуска водоема (Lawrence, Jones, 2002).

В прудах для выращивания молоди необходимо поддерживать обилие планктонных организмов, которые активно используются молодью в пищу (Jones, 1995b, Lawrence, Jones, 2002). По мере роста особей в их рационе увеличивается количество детрита и бентосных организмов. Для поддержания высокой численности планктонных организмов в прудах необходимо регулярно проводить контроль качества воды и периодически вносить азотистые и фосфорные удобрения.

Для увеличения выживаемости и скорости роста следует особое внимание уделять организации убежищ, что имеет очень важное значение. В качестве субстратов и убежищ, как правило, используются пучки синтетической сетки или нитей, которые привязывают непосредственно к грузу с одной стороны и к поплавку с другой (Lawrence, Jones, 2002). Их располагают в толще воды от дна до поверхности пруда. Субстраты создают большую поверхность для перемещения молоди, позволяют лучше использовать вертикальные ресурсы водоема и одновременно служат

убежищем для молоди, позволяя избежать встреч со взрослыми особями (Parnes, Sagi, 2002).

При температуре воды выше 25°C пруды для выращивания молоди, заселенные самцами и самками, 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 осуществляется следующими способом: сетки и убежища удаляют из пруда, молодь с них стряхивают, оставшуюся молодь отлавливают с помощью потоковых ловушек при осушении пруда. После отлова молодь сортируют, просчитывают и пересаживают для дальнейшего выращивания.

По окончании сезона культивирования для формирования и пополнения маточного стада отбирают наиболее крупных, быстро растущих особей. Это позволяет поддерживать оптимальную генетическую структуру искусственной популяции и повысить эффективность культивирования.

В большинстве случаев в основном для аквакультуры австралийского красноклешневого рака используются системы земляных прудов, но в последнее время появляется интерес к использованию бассейнов для выращивания этого вида. Создание бассейновых систем требует меньших капитальных затрат по сравнению с прудовым строительством, и поэтому привлекает большой интерес. Однако использование бассейнов при выращивании австралийского красноклешневого рака, к сожалению, пока не является экономически прибыльным. Это связано с тем, что в прудах раки имеют возможность большую часть своего рациона формировать на основе разлагающихся органических материалов (детрита) и связанных с ними микроорганизмов, которые находятся на дне прудов, а так же планктонных организмов, развивающихся в толще воды. Даже если имеются корма, разработанные для раков, они часто оказываются не достаточно эффективны для обеспечения приемлемых темпов роста особей в бассейновых системах

(FAO, 2013). В результате у молодежи наблюдается высокий уровень каннибализма, существенно снижающий выживаемость особей.

В то же время, есть данные, 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, полученным при культивировании в прудовых хозяйствах (Manor et al., 2002). Но все эти исследования проводились в лабораторных условиях, а не коммерческих масштабах.

Бассейновые системы применяются для предпродажной подготовки раков и их временного содержания. Кроме того, бассейновые системы можно использовать для содержания маточного стада, в том случае, если в естественных водоемах температура воды в определенный сезон падает ниже критических значений.

Поликультура раков с рыбами возможна, но менее эффективна, чем монокультура. Желательны растительноядные виды рыб, так как бентосные могут выедать молодь раков и повреждать взрослых особей во время линьки (Karplus et al., 1995; 2001). Необходимо установить достаточное количество убежищ, чтобы увеличить выживаемость раков.

*Аквариумистика.* Экзотическая, яркая окраска самцов, забота, проявляемая самками о своем потомстве, крупные размеры, не требовательность к кормам и устойчивость к неблагоприятным условиям среды – все это делает австралийского красноклешневого рака интересным и привлекательным объектом для содержания в аквариумах в декоративных целях. Единственный минус - проявляемый раками гастрономический интерес к водным растениям. Поэтому от использования живых растений при оформлении аквариума придется отказаться. Зато, австралийский красноклешневый рак достаточно миролюбив и отлично сочетается с рыбами и креветками. Объем аквариума желателен более 150 л. Надежным способом поддержания благоприятных условий в аквариуме являются регулярные подмены воды (не менее 50 % объема в неделю) (Хофштэттер, 2008).

Немало исследований проводили Нгуен Тхи Туэт и В.Н. Крючков (2014) в Астрахани по изменению пола и развитию гонад ракообразных под действием температуры. Выращивание однополой культуры австралийских раков - самцов позволяет получать большую прибыль, чем при обычном товарном выращивании особей обоих полов. Температура является важнейшим фактором, определяющим развитие, рост и размножение ракообразных. Там впервые изучалось влияние температуры на формирование гонад австралийских раков на ранних стадиях развития. Высокая температура стимулирует развитие гонад самок австралийских раков. Под действием высокой температуры происходит активация транспорта трофических веществ через мембрану клеток. Формирование желтка ооцитов у самок, содержащихся при более высокой температуре, происходит лучше по сравнению с теми раками, которые содержались в других температурных условиях. Гонады самцов были хорошо развиты при оптимальной для этого температуре  $27\pm 1^\circ\text{C}$ . Размер и количество сперматогенных долек гонад оказалось больше, чем у представителей «высокотемпературной» и «низкотемпературной» групп по отношению к указанной выше оптимальной температуре (Нгуен Тхи Туэт, Крючков, 2014).

А.В. Хорошко и В.Н. Крючков (2014) запатентовали «Способ непрерывного разведения тропических раков», предусматривающий получение 2-3 генераций жизнестойкой молодежи в год от самок тропических раков, которых содержат на протяжении всего годового цикла в одной и той же, общей с самцами емкости с плотностью посадки не более четырех семейных групп на  $1\text{ м}^2$ . В емкости предусматривают индивидуальные укрытия в количестве не менее 1 укрытия на каждого рака и аналогичные, но меньшие укрытия для личинок и молодежи раков в количестве не менее 500 шт. на каждый  $1\text{ м}^2$  емкости. Создают световой режим «день-ночь» 14 и 10 часов соответственно, в течение 2 месяцев и 10 и 14 часов в течение 1 месяца при четырехкратном повторении этого цикла в течение всего года. Подросткую до 10-20 мг молодь отлавливают не реже одного раза в неделю, при этом

сохраняют сформированные семейные группы раков. Изобретение обеспечивает получение посадочного материала для организации круглогодичного индустриального производства товарного пищевого рака.

Известен способ Н.Я. Черкашина (2002) получения молоди раков в «биокомплексе», основанный на длительном содержании в бассейнах самок с отложенной икрой, с возможным изменением сроков нереста за счет предварительной терморегуляции самок и самцов. При этом сроки выклева личинки могут сокращаться или удлиняться на протяжении 2-3 месяцев весенне-летнего периода.

При выращивании этого вида в УЗВ мексиканскими исследователями показано, что при температуре воды 29°C и световом режиме 12:12 выживаемость двух групп молоди массой 0,3 и 6,9 г колебалась от 65 до 70%.

При этом через 5 месяцев особи в каждой группе достигли средней массы 5,0 и 29,0 г соответственно (Rodrigues-Canto, Arredondo-Figueroa, Ponce-Palafox, Rouse, 2002). Близкие работы (до 60%) при несколько большей скорости роста (0,2 г/сут. против 0,15) получены в Израиле при совместном бассейновом выращивании австралийского рака (10 шт./м<sup>2</sup>) в поликультуре с нильской тилляпией (Karplus, Horpaz, Hulata et al., 2001).

#### **1.2.4. Кормление ракообразных**

В настоящее время в процесс кормления раков вовлекаются корма для креветок различных зарубежных изготовителей - как наиболее изученные и поставленные на промышленную основу (Пономарев, Лагуткина, 2005). Такие корма представлены широким разнообразием рецептур. 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. В процессе кормления используется сбалансированные кормосмеси (по составу



незаменимых жирных кислот, витаминов, необходимых минеральных веществ). Всего при составлении рецептов кормов для креветок используется до 110 компонентов, но этим список не исчерпывается: Американским комитетом продовольствия и Администрацией используемых препаратов (FDA) их зарегистрировано более 2500.

С учетом потребностей объектов марикультуры, выращиваемых в определенных условиях и на определенных стадиях развития, в таблице 1 представлен состав сбалансированных кормов с содержанием протеина 32-35 % и более. Эти корма (Aquafarm 32-35, Nutripremium – CAM32-35, Camaronia), бразильских компаний созданы для выращивания креветок катадромного вида *Litopenaeus vannamei*, обитающих около Тихоокеанского побережья Центральной и Южной Америки.

Особой популярностью в различных странах мира пользуются сухие корма производства компании CPF (общественная компания с ограниченной ответственностью Charoen Pokphand Foods – тайская компания) под фирменным названием «Звезда». Эти корма по питательности сравнимы с живым кормом - артемией салиной. Это продукт высокого качества, созданный на базе наиболее интенсивной и современной технологии выращивания креветок (Лагуткина, Пономарев, 2008).

На аквакомплексе кафедры «Аквакультура и водные биоресурсы» Астраханского государственного университета проводились эксперименты, связанные с кормлением австралийских красноклешневых раков. В ходе исследования на этапе подросших особей массой 18-20 г их размещали в аквариумах объемом по 400 л, оснащенных биофильтрами, при температуре воды 20°C и содержании растворенного кислорода 7 мг/л. В качестве укрытий были сооружены домики из керамики.

Таблица 1. - Состав кормов для креветок бразильских компаний, на 1 кг  
корма

Ингредиент	Марка корма					
	Aquafarm 32-35, Nutripremium- CAM 32-35	Camaronia				
		40CR1	40 CR2	35	30	35hp
Сырой протеин, %	32/35	40	40	35	30	35
Жир, %	7	8	8	8	5	8
Клетчатка, %	6	6	6	6	6	4
Зола, %		13	13	13	13	12
Кальций, %	3	3	3	3	3	3
Фосфор, %	1,10	0,70	0,70	0,70	0,70	0,70
Витамины						
А, ед.	6 000	3,800	3,800	3,800	3,000	10,000
D3, ед.	3 000	1,900	1,900	1,900	1,900	2,000
Е, мг	240	140	140	140	140	140
К, мг	-	20	20	20	20	20
В1, мг	25	15	15	15	15	16
В2, мг	22	20	20	20	20	20
В6, мг	25	20	20	20	20	20
В12, мкг	54	20	20	20	20	20
С, мг	250	150	150	150	150	150
Никотиновая кислота, мг	84	130	130	130	130	140
Пантотеновая кислота, мг	35	40	40	40	40	40
Фолиевая кислота, мг	8	7	7	7	7	8
Биотин, мкг	360	0,20	0,20	0,20	0,20	0,20
Холин, мг	195	1,400	1,400	1,400	1,200	1,400
Микроэлементы						
Se, мг	2,90	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15
Кобальт, мг	1	-	-	-	-	-
Cu, мг	15	50	50	50	50	50
Zn, мг	52	100	100	100	100	100
I, мг	-	0,30	0,30	0,30	0,30	0,30
Fe, мг	280	-	-	-	-	-
Mg, мг	22	0,40	0,40	0,40	0,40	0,40
Mn, мг	-	10	10	10	10	10

Учитывая важность правильного кормления при содержании нового объекта, были разработаны и испытаны специальные сухие корма. В качестве растительного белка в них использовали овощи (морковь, капуста), а в качестве высокомолекулярного животного белка – кильку. Норма кормления составила 2 % массы тела в сутки.

При камеральной обработке данных было отмечено главное преимущество нового объекта выращивания - быстрый рост. При контрольном облове конечная масса раков составила в среднем 120 г, абсолютный прирост – 100 г за 5 месяцев содержания. Таким образом, при внедрении новой технологии результат выращивания австралийских раков оказался весьма положительным.

Отсутствие производства и серийных поставок комбикормов для ракообразных в нашу страну привели к необходимости разработки собственных кормов. В составе рецепта предлагаемого корма (Лагуткина, Пономарев, Пахомов, 2010, 2011) применяются витаминные премиксы и минеральные добавки, используемые в рыбководной отрасли для объектов аквакультуры. Кормовая добавка естественного происхождения на основе биомассы растительного и животного планктона, выловленной при сбросе воды из выростных прудов осетровых рыбководных заводов с последующей переработкой, содержит: 56-64% протеина, 4,4-5,2% жира, 11,7-11,9% минеральных веществ, 8,2-19,6% эссенциальных жирных кислот (n 3) 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 - в течение 1 года корм сохраняет продуктивные свойства без проявления токсических свойств).

Добавление в комбикорм кормовой добавки в виде биомассы растительного и животного планктона прудовых экосистем положительно влияет на рыбоводно-биологические и физиологические показатели, способствует повышению качества комбикормов. Комбикорм с добавлением

биомассы растительного и животного планктона прудовых экосистем - это адекватный корм с высоким продуктивным действием, что подтверждает 100% выживаемость объектов, высокий темп роста и удовлетворительное состояние организма.

Введение биомассы растительного и животного планктона прудовых экосистем повышает эффективность выращивания тропических раков и пресноводных креветок.

Для австралийских красноклешневых раков наиболее эффективными являются корма с содержанием белка 20-30 % и низким содержанием жира (около 8 %) (Lawrence, Jones, 2002, Cortes-Jacinto et al., 2004). Молодь раков более требовательна к кормам и для ее эффективного быстрого роста необходимы корма с более высоким содержанием белка 30-35% (Cortes-Jacinto et al., 2004; Thompson et al., 2006). Проведенные эксперименты показали, что при создании кормов для раков есть возможность отказаться от использования рыбной муки (Thompson et al., 2005), наиболее дорогого ингредиента рецептуры. Хотя корма на основе рыбной муки все же имеют большую эффективность, в сравнении с кормами, состоящими исключительно из растительных компонентов. По данным других авторов полностью отказаться от использования рыбной муки в кормах нельзя, так как в этом случае происходит резкое снижение скорости роста (Gutierrez, Rodriguez, 2010). Промышленные гранулированные корма, подходящие для речных раков производятся в ряде стран, хотя в большинстве случаев они разработаны для других видов гидробионтов. В качестве альтернативы специализированным кормом могут быть использованы корма для пресноводных креветок или некоторых видов рыб. Чаще всего корм достаточно вносить один раз в сутки. При культивировании молоди увеличение частоты внесения корма положительно сказывается на скорости роста (Lawrence, Jones, 2002). Вносить корм предпочтительно в сумерках (в вечерние или утренние часы), когда раки наиболее активны.

Кроме искусственных кормов раки активно используют кормовые ресурсы водоема. В начале развития молодь активно поедает зоопланктон, позже в ее рационе начинает преобладать детрит и бентосные организмы. Использование естественной кормовой базы раками при их культивировании в прудовых хозяйствах повышает рентабельность и обеспечивает важное конкурентное преимущество этого способа перед бассейновым культивированием. Поэтому очень важно проводить работы, направленные на создание в водоеме условий для формирования хорошей кормовой базы. В частности, внесение удобрений для формирования планктона и растительности, для формирования детрита и бентоса. Проводимые работы должны сопровождаться регулярным контролем качества воды (Борисов и др., 2013).

#### **1.2.5. Влияние температуры на интенсивность дыхания и азотистый обмен**

Влияние температурного фактора при выращивании гидробионтов имеет первостепенное значение, и изучалось многими авторами. Дыхание – одна из важнейших физиологических функций организма. У аэробных животных потребляемый в процессе дыхания кислород используется на окисления энергоемких субстратов, в результате которого выделяется энергия, необходимая для обеспечения всех жизненных функций организма.

С изучением дыхания связано развитие многих важных проблем в ряде областей современной биологии: экологии, общей и сравнительной физиологии, биохимии, биофизике и некоторых других.

Еще один важный аспект дыхания, требующий всестороннего изучения - интенсивность поглощения кислорода.

Температура является одним из важнейших факторов, определяющих скорость биологических процессов в организме. Ракообразные, как и все пойкилотермные животные, обитают в определенных температурных

границах, и изменение температуры воды влияет на интенсивность обмена у них. Несмотря на разнообразные типы изменения обмена у разных видов, можно установить характер общей зависимости обмена у ракообразных от температуры. Изучение этой зависимости является актуальным в отношении всех пойкилотермных животных (Сущина, 1972, Ивлева, 1972, 1981).

Ракообразные дышат растворённым в воде кислородом, главным образом через жабры, поэтому содержание его в воде имеет для них первостепенное значение. Концентрация растворённого кислорода - один из важнейших показателей для содержания гидробионтов в искусственных условиях, особенно, при высоких плотностях посадки. Кислород хуже растворяется в тёплой воде, поэтому при содержании такого ценного объекта аквакультуры как австралийский красноклешневый рак *Cherax quadricarinatus* в искусственных условиях, фактор наличия кислорода в воде, наряду с требованием к высокой температуре (25-29°C), является одним из лимитирующих. Потребление кислорода может быть выражено в виде удельной величины: в пересчёте на 1 кг массы гидробионтов в единицу времени, например, мг/кг в час или в сутки.

Считается, что при товарном выращивании креветок содержание растворённого в воде кислорода не должно опускаться ниже 3 мг/л. Проведенные А.В. Жигиным (2007) исследования показали, что при температуре 26°C гигантские пресноводные креветки (*Macrobrachium rosenbergii*) средней массой 9,5 г потребляют 200-320 мгO<sub>2</sub>/кг в час. При этом отмечено, что при снижении концентрации растворённого в воде кислорода до 2 мг/л его потребление креветками приближалось к нижней границе указанного диапазона. Креветки переносили последующее снижение концентрации кислорода до 1,3 мг/л в течение часа.

Что касается изучения физиологии дыхания у личиночных стадий ракообразных, то пока в научном сообществе ведётся поиск решений для изучения данного вопроса, поскольку эксперименты в данном направлении

технически сложны из-за мелких размеров объектов. Установлено, что потребление кислорода постличинками при средней массе особей 61,92 мг в зависимости от температуры воды (в диапазоне от 23 до 33°C) изменяется от 0,83 до 1,49 мгО<sub>2</sub>/г в час (Niu, Lee, Goshima, Nakao, 2003), а его содержание в воде не должно опускаться ниже 5 мг/л (Киселёв, Илясов, Филатов, Богданова, 1994).

При оценке устойчивости гидробионтов к кислородному фактору различают критическую и пороговую его концентрации. Ниже критической концентрации кислорода наблюдается угнетение жизнедеятельности из-за недостатка кислорода для осуществления в полном объёме аэробных процессов. Пороговое содержание кислорода является границей выживания, ниже которой прекращается его потребление и наступает гибель. Оба показателя являются довольно условными величинами и достаточно показательны, если определяются в стандартных условиях при определённой температуре у адаптированных некормленных гидробионтов, по возможности избавленных от внешних раздражителей. С увеличением температуры происходит возрастание пороговых и критических концентраций кислорода (Аминева, Яржомбек, 1984).

Повышение или понижение температуры в допустимых пределах вызывает соответствующие сдвиги в жизнедеятельности гидробионтов. В частности, повышение температуры увеличивает потребление кислорода, экскрецию аммонийного азота, активизирует другие процессы метаболизма, усиливает поиск, потребление, переваривание пищи, ускоряет всасывание растворённых веществ из окружающей среды, повышает чувствительность к токсикантам, ускоряет развитие и половое созревание.

Температура является важнейшим фактором, определяющим распространение и существование гидробионтов, их выживаемость. Причины гибели водных обитателей под воздействием низких и высоких температур изучены еще недостаточно. Процессы жизнедеятельности могут осуществляться в довольно узком диапазоне температур.

Важнейшим параметром в обеспечении существования животных является их выживаемость. Факторы, определяющие выживаемость, различны. Среди них наиболее значимым является температура. В данном случае при рассмотрении этого вопроса для гидробионтов температура выступает как один из самых главных факторов. Она является мерой скорости движения молекул, определяет скорость химических реакций, протекающих в живом организме, и является одним из факторов, ограничивающих рост и метаболизм.

Большое значение имеет интенсивность и продолжительность воздействие фактора, особенно такого, как температура. Однако в природе жизнедеятельность организмов связана не с отдельными факторами среды, а с их совокупностью.

От света и температуры зависят границы существования гидробионтов и, в частности, ракообразных.

Для пресноводных креветок, обитателей тропиков и субтропиков, продолжительность летнего периода составляет около 4-8 месяцев. Максимальное же значения температуры воды с обитающими в них гидробионтами достигают 93-97°C. Таким образом, температурный диапазон жизни в водной среде близок к 100°C. Около одной трети этого диапазона занимает зона существования пресноводных креветок, которая в целом составляет от 4-5 до 37-38°C. Для типичного представителя тропической фауны пресноводной креветки *Macrobrachium rosenbergii* максимальная и минимальная температуры акклимации оказались равными 37,3 и 14,3°C. (Хмелева и др., 1988).

Выживаемость этих же креветок и интенсивность их питания резко снижались при температуре выше 37 и ниже 15°C.

Для большинства креветок оптимальной температурой обитания является 26-28°C при продолжительности дня, т.е. светлой части суток, около 10-15 часов. Эти два показателя важны при проведении акклиматизационных работ и при культивировании креветок в промышленных масштабах.



Верхней летальной температурой для теплолюбивых видов креветок является 37-40°C, а нижней – 13 - 16°C.

С повышением температуры у креветок изменяется состояние липидов и возрастает проницаемость клеточных мембран. Особые изменения происходят с ферментами. При повышении температуры они становятся более активными, но при дальнейшем ее увеличении, которое определяется температурным оптимумом, инактивация начинает преобладать над активацией. В дальнейшем происходит денатурация белков, начинают выделяться токсические вещества и организм погибает. Однако сам механизм гибели различен для целого организма, для ткани или для ферментов. Можно заключить, что диапазон переносимых температур минимален для целого организма, более высок для тканей и клеток и максимален для ферментов.

При этом некоторые авторы указывают температуру эффективного интенсивного выращивания раков в диапазоне 25-30°C (Xiaoxuan, Zhixin, Licai, 1995; Meade et al., 2002). В связи с приведёнными температурными ограничениями, с точки зрения круглогодичного производства товарной продукции, независимо от климатической зоны рыбоводства, в России наиболее интересен вариант культивирования этих раков в установках с замкнутым водоиспользованием. Выращивание гидробионтов в таких установках придаёт температурному фактору особое значение, так как он является полностью управляемым параметром создаваемой искусственной экосистемы. Это в свою очередь позволяет воздействовать на жизненные функции содержащихся гидробионтов и обменные процессы их организма, отражением интенсивности которых является величина потребления кислорода.

Аммонийный азот появляется в водоеме при разложении белковых веществ и мочевины, как результат разрушения отмерших растений и животных, при поступлении со сточными водами и атмосферными осадками. При кормлении гидробионтов комбикормом его остатки и продукты

частичного вымывания также способствуют образованию аммонийного азота. Естественными источниками поступления аммиака служат выделения рыб и других гидробионтов.

Раки являются ярко выраженными аммонотеликами – у них главным конечным продуктом азотистого обмена является аммиак. Большая часть аммиака у них выделяется через жаберный эпителий. Аммиак ( $\text{NH}_3$ ) - остро токсичное соединение и технологическая норма его содержания в оборотной воде УЗВ составляет всего 0,05 мг/л. Свободный аммиак активно взаимодействует с водой, образуя менее токсичное соединение - аммоний ( $\text{NH}_4\text{OH}$  или в ионизированной форме -  $\text{NH}_4^+$ ), допустимая концентрация которого для ракообразных при длительном содержании в УЗВ составляет 0,2-0,3 мг/л. Этим определяется необходимость количественного определения выделяемого раками аммония в процессе их жизнедеятельности (для последующего подбора методов нейтрализации его воздействия).

### **1.3. Установки с замкнутым водоиспользованием (УЗВ) в аквакультуре**

#### **1.3.1. Принципы работы УЗВ**

Во всём мире бурное развитие получила индустриальная аквакультура, в которой применяются высокие плотности посадки гидробионтов, и достигается очень высокий выход её с единицы объёма или площади. При этом высшей формой развития индустриальной аквакультуры является выращивание рыбы и других гидробионтов в установках с замкнутым водоиспользованием (сокращенно УЗВ). При эксплуатации подобных установок достигается полная независимость производственного процесса от природно-климатических условий, а также его непрерывность, независимо от времени года. Благодаря этому появляется возможность выращивания практически любых видов гидробионтов во всех климатических зонах мира.

Оптимизация абиотических факторов среды обитания гидробионтов в замкнутых системах позволяет в 3-6 раз сократить время их выращивания,

созревания производителей и формирования маточных стад, круглогодично получать жизнестойкую молодь и крупный посадочный материал для зарыбления искусственных и естественных водоёмов. Одновременно достигается высокая выживаемость выращиваемых объектов, обеспечивается локализация и предотвращение массовых заболеваний.

Использование сверхплотных посадок (рыбы – до 200 шт./м<sup>3</sup> и выше) позволяет достигать в 1000-2000 раз бóльшую рыбопродуктивность по сравнению с прудовыми хозяйствами и, соответственно, сокращать занимаемую площадь и трудозатраты на единицу продукции.

Появляется возможность использовать для создания рыбоводных хозяйств относительно маломощные водоисточники, сокращая водопотребление в 160 раз. При этом соответственно уменьшается или полностью прекращается сброс сточных вод рыбоводных предприятий.

На базе рыбоводных установок можно создавать искусственные экосистемы, называемые агрогидроэкосистемы (Киселёв, Коваленко, Борщёв и др., 1997), включающие выращивание гидробионтов и утилизацию продуктов их жизнедеятельности. Важным преимуществом по сравнению с традиционными формами аквакультуры является компактность таких агрогидроэкосистем, что позволяет размещать их в любой климатической зоне в непосредственной близости от потребителей – крупных городов, где ощущается дефицит и дороговизна земельных и водных ресурсов.

Современные методы использования УЗВ в аквакультуре предусматривают возможность их эксплуатации не только в круглогодичном режиме, но и для осуществления отдельных этапов жизненного цикла гидробионтов. В частности раннего получения молоди и крупного посадочного материала для последующего их использования при зарыблении садков и прудов. Такой метод получил название «комбинированного выращивания». Биологический эффект данной комбинации технологий обеспечивается непрерывностью процесса выращивания в создаваемых оптимальных условиях и за счёт максимально полного использования

благоприятных сезонных условий в открытой системе садкового и прудового рыбоводства (Киселёв, 1999).

Вода, используемая в аквакультуре, в зависимости от своего исходного качества может проходить химическую, механическую и биологическую очистку, доводится до оптимальной температуры, насыщается кислородом, проходит через бактерицидные установки. В составе УЗВ обычно используют механическую и биологическую очистку воды.

**Механический фильтр** служит для грубой очистки воды от нерастворимых примесей крупной и средней фракции. Механический фильтр не только очищает воду, но и служит защитным барьером для биофильтра.

**Биологический фильтр** применяется для создания среды обитания микроорганизмов, участвующих в природном круговороте веществ водоёма.

Биофильтр представляет собой проточную ёмкость, наполненную грузочным материалом: камешками, керамзитом, полимерной крошкой или другими видами нейтральных к воде элементов неправильной формы. На поверхности этих элементов живут микроорганизмы, активно поглощающие и разлагающие растворённые в воде продукты жизнедеятельности рыб, в первую очередь растворённые органические вещества, аммонийный азот и нитриты.

**Промежуточный бак** служит для подмешивания свежей воды, компенсирующей испарение. Различные химические добавки, применяемые для поддержания гидрохимического баланса воды, также вводятся на этом узле.

**Установки обеззараживания и насыщения воды кислородом** монтируются непосредственно перед бассейном.

Оборотная вода, поступающая в рыбоводные емкости, должна отвечать требованиям, представленным в таблице 2.

## Требования к качеству оборотной воды (Жигин, 2011).

Показатели	ОСТ 15.372-87 для поступающей воды (форель / карп)	Технологическая норма	Кратковременно допустимые значения
Взвешенные вещества, мг/л	до 10 / 20	до 30	–
Активная реакция среды (рН)	7,0-8,0 / 6,5-8,5	6,8-7,2	6,8-8,5
Нитриты, мг N/л	до 0,02	до 0,1-0,2	до 1,0
Нитраты, мг N/л	1,0 / 2,0	до 60	100
Аммонийный азот, мг N/л	0,5 / 1,0	2-4	до 10
Аммиак свободный, мг N/л	до 0,05	до 0,05	до 0,1
Окисляемость бихроматная, мг O <sub>2</sub> /л	до 30 / 50	20-60	70-100
Окисляемость перманганатная, мг O <sub>2</sub> /л	до 10 / 15	10-15	до 40
Кислород, мг/л: на выходе из бассейнов после биологической очистки	– –	5-12 4-8	2-3 ≥ 2
Углекислота, мг/л	10 / 25	25	30
Сероводород, мг/л	0	0	0,002
Фосфаты, мг/л	0,3 / 0,5	0,2-0,5	2,0
Железо общее, мг/л	0,5 / 1,8	0,5	2,0
Железо закисное, мг/л	0,1 / 0,2	0,1	0,5
Щёлочность, мг/л	–	30-200	300
Жёсткость общая, Н <sup>0</sup>	–	5-8	20-25
Хлориды, мг/л	–	10,0	15,0
Сульфаты, мг/л	–	10,0	15,0
Свободный хлор, мг/л	-	0	0,003
Кобальт, мг/л	-	0,01	-
Марганец, мг/л	-	0,005	-
Цинк, мг/л	-	0,05	-

Многолетние и многочисленные исследования в сфере создания и эксплуатации замкнутых систем позволили сформулировать основные принципы и последовательность осуществления технологических операций водоподготовки, требования к составу необходимого оборудования в УЗВ и типовые схемы его последовательного расположения (рис. 7а, б).

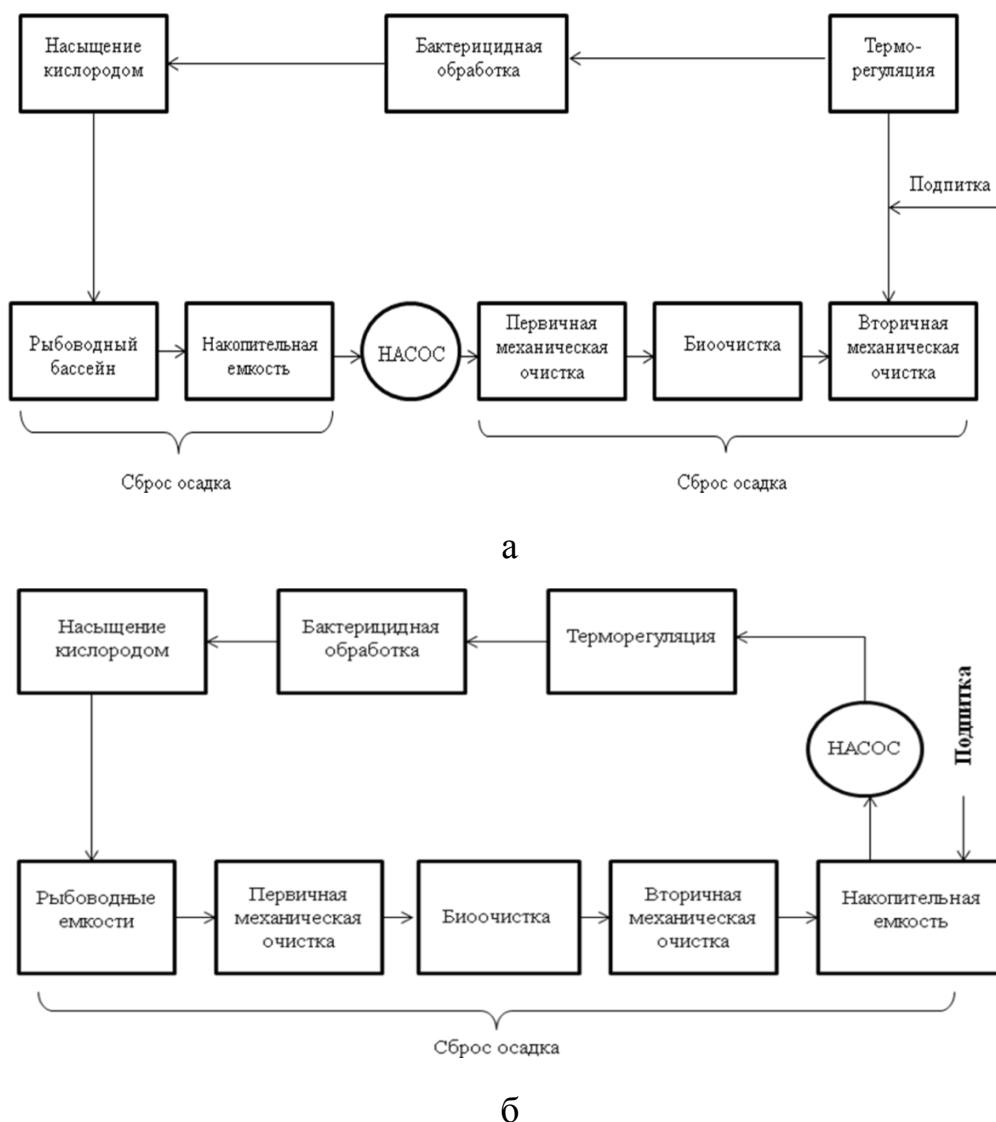


Рисунок 7. - Типовые структурные схемы циркуляционных установок без блока денитрификации: а) с напорным первичным механическим фильтром и безнапорным (низконапорным) оксигенатором; б) с безнапорной первичной механической очисткой и напорным оксигенатором

Типовая последовательность осуществления технологических операций водоиспользования включает в себя:

1. Размещение и содержание гидробионтов в рыбоводных ёмкостях (инкубационные аппараты, аквариумы, лотки, бассейны, силосы), в которых осуществляются все рыбоводно-технологические операции.

2. Первичная механическая очистка (отстойники, фильтры), предназначенная для удаления из воды, вытекающей из рыбоводных

ёмкостей, взвешенных веществ (главным образом экскрементов и остатков не съеденного корма).

3. Биологическая очистка воды (аэротенки, биофильтры, денитрификаторы и др.) предназначенная для очистки воды от растворённых органических и азотных загрязнений.

4. Вторичная механическая очистка (отстойники, фильтры) предназначенная для очистки воды от взвешенных веществ, главным образом избыточного или отмирающего активного ила, образующегося и выносимого из сооружений биоочистки;

5. Терморегуляция для регулировки и поддержания заданной температуры оборотной воды. Как правило, это её подогрев, однако для холодноводных УЗВ используются водяные охладители.

6. Бактерицидная обработка оборотной воды (УФ-облучение, озонирование и др.) предназначена для снижения уровня бактериального загрязнения циркулирующей воды. Как правило, используется в инкубационных системах, при выращивании молоди и посадочного материала. При товарном выращивании часто не используется, хотя её наличие желательно.

7. Насыщение воды атмосферным (аэрация) или чистым (оксигенация) кислородом. Важнейшее необходимое условие при содержании гидробионтов в промышленных условиях с высокой плотностью посадки.

8. Перекачка оборотной воды (насосы, эрлифты) необходима для осуществления последовательного непрерывного перемещения оборотной воды по всем вышеназванным элементам системы, обеспечивающим выполнение вышеперечисленных функций и в итоге – нормальную жизнедеятельность культивируемых гидробионтов.

9. Накопление оборотной воды в специальной ёмкости, необходимой для обеспечения питания насоса и выполнения некоторых других вспомогательных функций (например, приёма подпиточной воды, регулировки рН, солёности и др.). При наличии в системе циркуляции

нескольких точек установки насосов соответственно увеличивается и количество накопительных ёмкостей.

В зависимости от функциональных задач, стоящих перед конкретной системой циркуляции, при необходимости она может дополняться соответствующим вспомогательным оборудованием.

Иногда одно используемое сооружение может совмещать в себе несколько функций. Например, эрлифт – перекачку и аэрацию воды, сооружения биологической очистки конструктивно совмещаются с вторичным отстойником, а в отстойниках могут располагаться терморегулирующие устройства. Иногда накопитель воды может служить одновременно рыбоводной ёмкостью для товарного выращивания.

Правильность подбора и размещения основного и вспомогательного оборудования является залогом эффективной эксплуатации всей рыбоводной циркуляционной системы в целом.

### **1.3.2. Особенности циркуляционных установок для ракообразных**

В основном в мировой аквакультуре ракообразных циркуляционные установки используются для содержания производителей и подращивания молоди в целях искусственного воспроизводства их естественных запасов, либо дальнейшего товарного выращивания в условиях прудов. Исследования по разработке технологий культивирования некоторых видов десятиногих ракообразных ведутся и в России.

Чаще всего для содержания ракообразных используют обычные рыбоводные установки. Примером могут служить установки для получения и подращивания личинок рыб и ракообразных, разработанные в АзНИИРХ (Коханов, Маркин, Строганов, Болдырев, 1986; Никитин, Телесин, Коханов и др., 1987; Коханов, Маркин, Строганов, 1988) или использовавшиеся для товарного культивирования креветок установки ВНИИПРХ (Киселев, Пронин, Воропаев, Сергеева, 1991; Киселев, Илясов, Филатов, Богданова,



1994; Киселев, Новосельцев, Филатов и др., 1995) и ТЭЦ-22 АО «Мосэнерго» (Жигин, Калинин, 2000).

Как правило, установки для ракообразных содержат стандартный набор оборудования: емкости для культивирования, циркуляционные насосы, биофильтр, блок механической очистки, терморегулятор и аэрационные (оксигенаторное) устройство. Иногда установки дополняются устройствами для осуществления физико-химических методов водоподготовки (озонаторы, флотаторы, ультрафиолетовые облучатели, ионообменники и т.д.) (Супрунович, 1988; Федотов, 1993 и др.).

В частности, установка с рециркуляцией воды для выращивания личинок ракообразных, используемая в Тихоокеанском океанологическом центре на Таити (Владовская, Мирзоева, Федорова, 1989), состояла из длинного бассейна объемом 5 м<sup>3</sup> с U-образным дном, механического фильтра и биофильтра. Механический фильтр – фанерный ящик объемом 0,455 м<sup>3</sup>, заполнен слоем песка в 10 см. Фильтр снабжен системой подачи воды напором. Биофильтр представляет собой ящик объемом 0,5 м<sup>3</sup>, который разделен на отсеки, заполненные кусочками кораллов диаметром 3-5 см. Вода из бассейнов самотеком поступает в механический фильтр, а затем насосом подается в биофильтр. Аэрация и перемешивание воды в бассейне осуществляют за счет подачи воздуха через распылители.

Другая установка с замкнутым циклом водоиспользования для подращивания молоди и содержания маточного стада креветки разработана в Астрахани (Сальников, Суханова, 2000, 2000а). Она состоит из лотков, соединенных системами труб водоподдачи и водовыпуска, механического фильтра, гравийного биологического фильтра с размером фракции 5-7 мм, циркуляционного насоса, водонагревателя с терморегулятором. Аэрация оборотной воды осуществляется в каждом лотке за счет водоподающих флейт и с помощью компрессоров. В качестве укрытий для линяющих особей использовали пучки дели, конструкции из вертикальных и горизонтальных полок.

На протяжении нескольких лет в КаспНИРХ для содержания производителей, получения посадочного материала раков и проведения с ними экспериментальных работ использовали ряд циркуляционных модульных установок, включающих рыбоводные бассейны, отстойник, механический фильтр, биологический фильтр погружного типа из керамзита разных фракций, циркуляционные насосы (Колмыков, 1999, 2004). Данные установки имели ограниченный срок непрерывной работы из-за периодического засорения используемого в биофильтре субстрата и необходимости его промывки.

Использование для содержания ракообразных обычных рыбоводных бассейнов можно объяснить отсутствием специализированного оборудования для ракообразных. Вместе с тем, биологические и биотехнические основы их культивирования имеют свою ярко выраженную специфику по сравнению с выращиванием рыбы и, при создании циркуляционных систем, ее следует учитывать.

В отличие от рыб и некоторых других гидробионтов, рост тела ракообразных носит скачкообразный характер. Это связано с тем, что они имеют наружный скелет – панцирь. По мере роста тело ракообразных увеличивается, панцирь становится тесен и особь его сбрасывает. Происходит так называемая линька – критический период в жизни особи, в момент которого, в организме животного протекают сложные гормональные и биохимические изменения, связанные с повышенными энергетическими затратами. При этом в межлиночный период их размеры остаются неизменными, а меняются во время периодических линек. После линьки в течение нескольких часов ракообразные не обладают жестким панцирем и абсолютно беззащитны, являясь легкой добычей своих сородичей. Ситуация усугубляется тем, что линьки у особей происходят индивидуально и не синхронно, повышая вероятность каннибализма, особенно при повышенных плотностях посадки ракообразных в индустриальных производственных условиях.

Каннибализм является главным принципиальным отличием, из которого вытекают все последующие технологические особенности культивирования ракообразных в УЗВ. Если основными факторами, лимитирующими плотность посадки (а, следовательно, и продуктивность) при искусственном выращивании рыбы могут быть кислородный режим и уровень накопления выделяемых загрязняющих веществ, то при содержании ракообразных проблема каннибализма выходит на первый план и, в конечном счете, определяет биопroduкцию емкостей (Жигин, 2005, 2011).

В этой связи плотности посадки ракообразных (и, соответственно, биопroduкция) ниже, чем в рыбоводных емкостях на два порядка ( $0,5-2 \text{ кг/м}^3$  против  $100 \text{ кг/м}^3$ ) даже при условии осуществления специальных мероприятий, направленных на снижение каннибализма.

Одной из особенностей создания замкнутых систем для ракообразных является необходимость применения емкостей с большой площадью дна при их минимальной глубине. Это позволяет наиболее рационально и продуктивно использовать не только площадь, но и объем бассейнов. Однако при соблюдении этого правила, создание хозяйства индустриального типа с промышленно значимым объемом производства ракообразных требует больших производственных площадей для их размещения в отапливаемом помещении. 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.

Второй особенностью установок для содержания ракообразных является относительно небольшой расход циркулирующей воды, так как максимально возможная биомасса гидробионтов в бассейнах относительно велика. Соответственно, не требуется поддерживать высокий водообмен для обеспечения выращиваемых особей достаточным количеством кислорода и выноса накапливающихся загрязнений. Это позволяет применять

циркуляционные насосы малой производительности, и трубопроводы меньшего диаметра, сокращая эксплуатационные и капитальные затраты.

Третьей особенностью является отсутствие необходимости оксигенации циркулирующей воды, т.е. использования специального кислородного оборудования, так как для ее насыщения кислородом вполне достаточно обычных средств аэрации до уровня 100% насыщения от нормального.

Четвертая особенность – невысокое количество выделяемых загрязнений в общем потоке очищаемой оборотной воды, что позволяет в совокупности с небольшим расходом циркулирующей воды значительно (в 100 раз) сократить объем аппаратов водоподготовки относительно объема бассейнов. В свою очередь это ведет к снижению расхода подпиточной воды и затрат на поддержание в системе заданного температурного режима (Жигин, 2005).

С целью снижения влияния каннибализма на результаты выращивания, в бассейнах размещают различные типы укрытий в виде сеток, обрезков труб, других предметов, которые позволяют прятаться полинявшим особям от своих сородичей.

Исследованиями установлено, что поверхность укрытий, помещенных в выростные емкости, интенсивно обрастает биологической пленкой, которая начинает выполнять функцию очистки воды (Жигин, Калинин, 2000).

Учитывая невысокие, по сравнению с рыбой, плотности посадки ракообразных, появляется реальная возможность создания замкнутой системы циркуляции воды без биологического фильтра. Биологическая очистка воды может осуществляться на поверхности укрытий для ракообразных непосредственно в бассейнах.

При создании подобной установки следует иметь в виду, что в процессе выращивания ракообразных, в результате жизнедеятельности активного ила, в емкостях идет интенсивное накопления осадков. В основном это отмирающая биопленка, которая не выносятся из емкости, загнивает и

начинает выделять вторичные загрязнения в оборотную воду, ухудшая кислородный и гидрохимический режим в целом. В связи с этим емкости для выращивания ракообразных и укрытия в них должны иметь специальную конструкцию и отвечать определенным требованиям: обеспечивать необходимую удельную площадь поверхности укрытий, достаточный и равномерный водообмен и свободное удаление накапливающихся осадков как внутри укрытий, так и на дне емкости.

Основываясь на проведенном анализе технологических особенностей промышленных методов выращивания ракообразных, удалось разработать специальную циркуляционную установку для их товарного выращивания, схема которой представлена на рисунке 8 (Ковачева, Жигин, Калинин, Лебедев, 2005; Жигин и др., 2006).

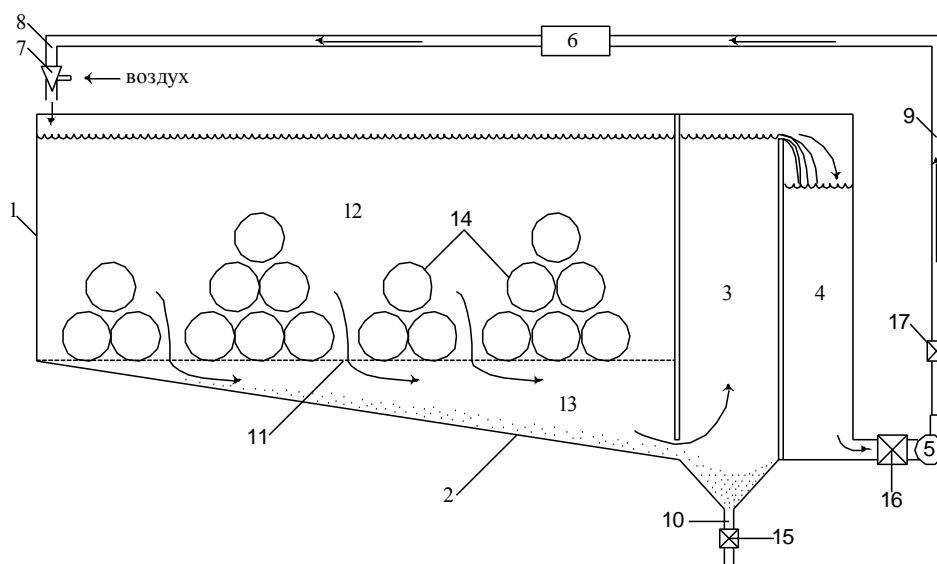


Рисунок 8. - Схема установки для ракообразных:

1 - бассейн; 2 - наклонное дно; 3 - камера отстаивания; 4 - камера очищенной воды; 5 - насос; 6 - терморегулятор; 7 - эжекторное устройство; 8 - трубопровод водоподдачи; 9 - трубопровод водоотведения; 10 - трубопровод сброса осадка; 11 - сетчатое фальшдно; 12 - зона содержания ракообразных; 13 - зона сбора осадка; 14 - укрытия; 15, 16, 17 - запорная арматура

Совмещение двух функций размещенным в выростной емкости субстратом позволяет отказаться от использования специального биологического фильтра, что снижает общий объем установки не менее чем на 20%. Такое снижение объема дает возможность соответственно сократить

расходы подпиточной воды и энергии на ее подогрев, снизить капитальные затраты.

Частично эти особенности создания УЗВ для ракообразных были использованы в конструкции установки для разведения креветок (Shrimp progress..., 1999). В бассейне в качестве укрытий применяют искусственные водоросли, которые вместе со специальным конвейером, установленным в самой глубокой его части, способствуют удалению осадка перед подачей оборотной воды в биологический фильтр.

Аналогичные подходы к проектированию циркуляционных систем для ракообразных использованы в Израиле, где для их выращивания начали применять специальные фильтры-укрытия из пучков искусственных инертных водорослей (Федорова, 2002).

#### **1.4. Болезни раков и их профилактика**

Ракообразные весьма чувствительны ко всякого рода загрязнению водоемов. Наиболее опасны для них грибковые заболевания. Так, подвижные споры грибка *Aphanomices astaci* вызывают опасное заболевание, называемое рачьей чумой. Вспышки рачьей чумы в конце XIX – начале XX веков истребили поголовье речных раков во всей Европе, а местами и в Азии. В настоящее время это заболевание приняло спорадический характер, появляясь на ограниченных территориях, в водоемах, где особенно много раков. Один из последних случаев массовой гибели раков от чумы отмечался в Турции в 1985 году, когда погибла большая часть поголовья этих животных. В.Н. Воронин (1989) указывает два случая за 20-летний период массовой гибели раков от чумы в Ленинградской области. В 1986 г. на реке Долгой за 4 года был поражен участок на протяжении 80 км. Позднее рачья чума отмечалась в двух озерах Карельского перешейка зимой.

Заболевшие чумой животное ходит или стоит на вытянутых ногах, затем наблюдаются судорожные подергивания конечностей, хвоста, которые заканчиваются гибелью. Часто конечности становятся ломкими и отпадают.

Для больных чумой раков характерны статические позы. Сообщая литературные данные об общей картине болезни раков, В.А. Догель (1989) указывает на следующие симптомы:

- чрезвычайно быстрое течение болезни, уничтожающее все рачье поголовье на больших участках водоемов;
- высокая постановка тела на ногах раков при хождении, так как грибок преимущественно поражает суставы ног, одновременно с этим наблюдаются судорожные подергивание конечностей и хвостового плавника;
- судорожное поджимание конечностей и закрытые клешни;
- потеря осторожности: во время чумы раки открыто ползают или лежат на дне водоема, не делая попыток спрятаться, подползают к самому берегу.

Основной профилактической мерой при этом заболевании пока остается предохранение рачьих водоемов от заноса инфекции, а также всякого рода загрязнений при мочке льна, сбросов, нечистот, технических вод фабрик, заводов и т.д. Зараженный район изолируют, запрещая на 5 лет лов и вывоз раков. О заболевании извещают санитарно-эпидемиологические станции и органы рыбоохраны. Все орудия лова и сам водоем, в котором обнаружено заболевание раков, дезинфицируют. Погибших раков сжигают.

Следует исключить возможность бесконтрольной акклиматизации сигнального рака. Посадочный материал для интродукции раков следует добывать заведомо из благополучных водоемов и перед посадкой держать в карантине не менее двух недель. Надо обязательно дезинфицировать орудия лова при перенесении из одного водоема в другой. Для этого можно использовать раствор негашеной извести или 3%-ый раствор медного купороса. После дезинфекции орудия лова промывают в чистой воде и высушивают.

Надо помнить, что споры грибка, заражающего рака чумой, распространяются как вниз, так и вверх по течению реки. Причем запруды на реке останавливают заражение лишь до паводка. При первом подозрении на

заболевание рачьей чумой следует обратиться в ветслужбу или другие организации, где могут достоверно определить заболевание. На анализ следует привозить раков и пробу воды из данного водоема. Пока не разработаны методы борьбы с рачьей чумой следует строго выполнять правила ее профилактики.

Следует отметить, что австралийский красноклешневый рак *Cherax quadricarinatus*, так же как и другие виды австралийских раков, восприимчив к рачьей чуме, вызываемой грибом *Aphanomyces astaci*.

В целом болезни красноклешневого рака пока еще мало изучены, а в специфических условиях нашей страны такие исследования нам не известны. Вместе с тем можно предположить, что в целом этот вид, как и другие речные раки, может быть подвержен ряду заболеваний, свойственных десятиногим ракам.

В нативном ареале у австралийского красноклешневого рака *Cherax quadricarinatus* было установлено небольшое количество заболеваний. Выявлено несколько очень опасных для *Cherax quadricarinatus* болезнетворных организмов, в том числе простейшие, бактерии и вирусы (табл. 3) (FAO, 2013). Все они были в той или иной мере причиной смертности и снижения объема производства в конкретных хозяйствах, хотя и не было зафиксировано документально подтвержденных вспышек этих заболеваний. Основными мерами борьбы с заболеваниями является профилактика - тщательный карантин и мониторинг состояния здоровья особей. Эти мероприятия позволяют уменьшить риск распространения заболеваний, и если поддерживать хорошие условия культивирования и снизить стресс, то это сводит к минимуму угрозу заболевания. При выборе лекарственных средств следует помнить, что раки крайне чувствительны к наличию соединений меди, которые встречаются во многих препаратах, предназначенных для лечения рыб.



Таблица 3. - Заболевания *Cherax quadricarinatus* и меры борьбы с ними  
(FAO, 2013)

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

Профилактические меры борьбы с заболеваниями речных раков в большинстве стран, например, в Норвегии однотипны и заключаются в следующем:

1. Запрещается ловить раков в водоемах, пострадавших от эпизоотии. Разрешение на отлов раков выдается только тогда, когда ветеринарной службой будет признано улучшение условий для жизни раков в данном водоеме.

2. Запрещается отпускать, держать в садках раков, которые пойманы в других водоемах. Запрещается ввозить оборудование для ловли раков.

3. Оборудование для ловли раков должно быть продезинфицировано между сезонами и тогда, когда оно используется в других водоемах.

4. Не разрешается ввозить живых раков для продажи или содержания.

5. Запрещается содержать раков без разрешения Управления охраной среды и ветеринарной службы страны.

В Швеции и Финляндии приняты следующие нормы и способы дезинфекции водоемов и орудий лова раков.

Для дезинфекции орудий лова применяются:

1. Кипячение. Снасти держать в воде 5 минут.

2. Обработка формалином. Выдержка в 4 %-м растворе формалина не менее 20 мин. Раствор готовят из 38%-го формалина, разбавленного водой (1 часть 38%-го формалина и 10 частей воды).

3. Обработка спиртом (3 части спирта и 1 часть воды). Дезинфицируют предметы из пластмассы, резины, посуду, лодки, насосы. Снасти кладут на 20 мин в раствор.

4. Замораживание. В течение суток при температуре минус 10°C выдерживают большие садки, ящики и т.п. Такой же эффект дает хранение их в неоттапливаемом помещении.

5. Тщательное просушивание:

а) на финской бане – при температуре 60-80°C в течение 5 часов;

б) мелкие предметы при температуре 60-80°C в течение 1 часа;

в) на солнце – резиновые матрасы, лодки, костюмы, рыболовные принадлежности (катушки, лески, удочки, блесны).

Перечисленные способы дезинфекции орудий труда при отлове рекомендуются как обязательные при переносе на другие водоемы, даже если не отмечено заболевание раков (Федотов, 1993).

## Глава 2. МАТЕРИАЛЫ И МЕТОДЫ ИССЛЕДОВАНИЙ

### 2.1. Место проведения и общая схема исследований

Проведенные нами исследования - это пионерская работа в условиях Российской Федерации. Во многом подобные исследования в УЗВ для нашей страны осуществлены впервые.

Исследования проводили в период с 2014 по 2017 годы в аквариальной лаборатории марикультуры беспозвоночных ФГБНУ «ВНИРО» (г. Москва) (рис. 9). Исходное стадо производителей было завезено из хозяйства Астраханской области.



Рисунок 9. - Аквариальная лаборатории марикультуры ФГБНУ «ВНИРО»

Объектом исследования являлись половозрелые особи и молодь, полученная от них в аквариальной. Общая схема исследований представлена на рисунке 10, а объем в таблице 4.

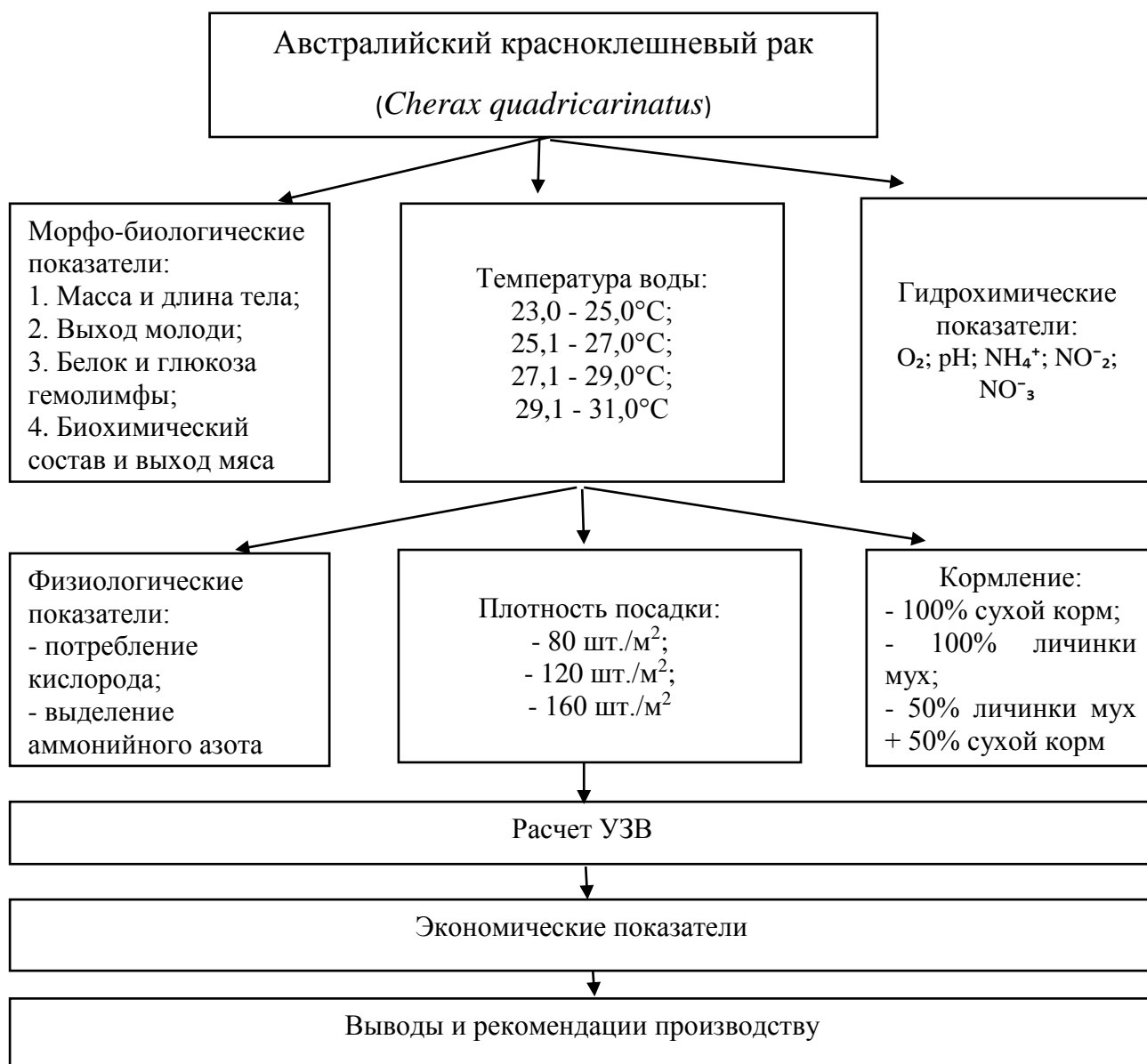


Рисунок 10. - Общая схема исследований

На первом этапе изучили некоторые морфо-биологические показатели половозрелых особей австралийских красноклешневых раков, динамику размерно-весовых характеристик полученной от них молоди, в том числе в зависимости от пола особей, выход молоди определяли через две недели после того, как она окончательно покидала самку. Изучали содержание белка и глюкозы в гемолимфе взрослых особей (Ковачева, Александрова, 2010), биохимический состав и выход мяса (ГОСТ 7636-86).

На следующем этапе изучали влияние температуры воды на скорость роста подращиваемой молоди. После выявления оптимальной температуры

определяли кислородные потребности молоди раков и уровень азотного обмена в установленном оптимальном диапазоне, исследовали влияние плотности посадки молоди на скорость роста при выращивании и возможность использования личинок комнатной мухи *Musca domestica* для кормления молоди. На протяжении всех экспериментов контролировали гидрохимические параметры по содержанию кислорода, аммонийного азота, нитритов, нитратов и уровню pH.

Таблица 4.- Объем исследованного материала

Наименование	Количество
Физико-химические показатели воды (O <sub>2</sub> , pH, t°C, NH <sub>3</sub> /NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> , NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> , NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> )	1774 опр.
Измерение, взвешивание: половозрелых особей молоди	32 экз. 1578 опр.
Определение выхода молоди от самок	11 экз.
Исследование гемолимфы	20 особей
Выход мяса	20 особей
Биохимический состав мяса	3 пробы

Во всех экспериментах, кроме специальных опытов по кормлению личинками мух, раков кормили кормом для декоративных рыб и ракообразных «TetraWafer Mix» (Германия), нормирование корма осуществляли в зависимости от температуры воды, средней массы особей и общей биомассы в емкости.

Такие признаки, как масса и длина тела, размеры отдельных органов и другие, характеризуются непрерывной изменчивостью. Существенная особенность количественных признаков состоит в сильном влиянии на их величину факторов внешней среды. Для характеристики изменчивости использовали квадрат среднего квадратического отклонения. Его выражали в процентах от средней арифметической (коэффициент вариации) (Власов и др., 2005):

$$C_v = 100 \times Q/X, \text{ где:}$$

Q - стандартное отклонение;

X – среднее значение.

Удельную скорость роста раков определяли по формуле И.И. Шмальгаузена и С. Броди (1927):

$$C = \frac{\lg I_n - \lg I_0}{0,4343(t_n - t_0)},$$

где:  $I_n$  - масса, раков в конце опыта,  $I_0$  - масса раков в начале опыта,  $t_n$ - $t_0$  - промежуток времени опыта (Козлов, Абрамович, 1982).

Статистическую обработку данных проводили общепринятыми методами (Лакин, 1980) посредством компьютерной программы Microsoft Excel 2007. Статистическую значимость различий средних определяли по t-критерию Стьюдента для независимых выборок по компьютерной программе «Биостат».

На основании полученных данных был выполнен расчет параметров циркуляционной установки для выращивания посадочного материала массой 15 г в количестве 1 тыс. штук особей австралийского красноклешневого рака и определены основные экономические показатели ее эксплуатации. Сформулированы выводы и рекомендации производству.

## 2.2. Морфо-биологические исследования

При изучении морфо-биологических показателей взрослых особей красноклешневого рака, содержащихся в аквариальной, был выполнен ряд промеров, основанных на методике Л.Ю. Лагуткиной и С.В. Пономарева (2010) при помощи штангенциркуля с точностью до 1,0 мм. К ним относились общая длина, длина цефалоторакса со стороны спины, длина абдомена, длина тельсона, длина рострума с вентральной стороны, диаметр глаза, первая пара грудных конечности. Одновременно фиксировали пол особей и их живую массу. Всего было исследовано 4 самца и 4 самки. Схема промеров представлена на рисунке 11.

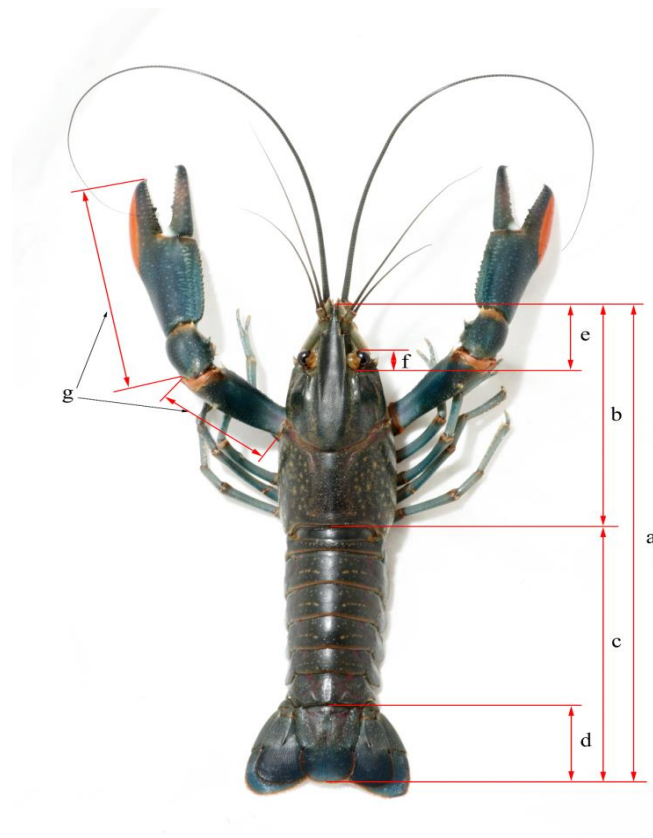


Рисунок 11. - Схема выполненных промеров австралийского красноклешневого рака: а – общая длина; b – длина цефалотеракса со стороны спины; с – длина абдомена; d – длина тельсона; e – длина роострума с вентральной стороны; f – диаметр глаза; g – первая пара грудных конечностей

Выход молоди (0,1-0,2 г) от 11 самок определяли путем прямого подсчета ее в аквариуме по истечении двух недель после того, как молодь покинула самку.

От 20 взрослых особей (10 самок и 10 самцов) проводили отбор гемолимфы прижизненным методом (Ковачева, Александрова, 2010) для определения содержания белка и глюкозы. Пробы отбирали с помощью шприца объемом 1 мл из сердечной области рака через мембрану между карапаксом и первым абдоминальным сегментом. У одного рака одновременно отбирали от 0,125 до 0,250 мл гемолимфы и помещали в микроцентрифужную пробирку. В качестве антикоагулянта использовали цитрат натрия.

Перед определением биохимических показателей гемолимфу центрифугировали в течение 5 минут при 1500 g для получения плазмы.

Содержание в плазме гемолимфы общего белка и глюкозы определяли спектрофотометрически с использованием наборов реактивов для клинической биохимии фирмы «Витал». В работе использовали спектрофотометр Specol 1300 (Analytik Jena, Германия). Определение в сыворотке гемолимфы содержания общего белка проводили биуретановым методом (Thomas, 1998), глюкозы - глюкозооксидазным (Ткачук, 2004).

Для определения выхода мяса отбирали 10 самок и 10 самцов, подвергали их варке, после чего индивидуально взвешивали и отделяли мясо от карапакса и других несъедобных частей тела (рис. 12). Путем взвешивания также устанавливали массу несъедобных частей тела и мяса. При этом учитывали пол особей.

Для определения биохимического состава мяса готовили 3 образца, каждый из которых состоял из смеси мяса 16 особей каждой группы из опыта по кормлению раков личинками комнатной мухи. Это связано с тем, что средняя живая масса особей (11 г) была слишком мала для проведения индивидуального исследования биохимического состава мяса каждой особи в отдельности, учитывая, что выход мяса в данном случае составлял не более 30%.

Исследования проводили по ГОСТ 7636-85 «Рыба, морские млекопитающие, морские беспозвоночные и продукты их переработки. Методы анализа».

Для количественного извлечения липидов применяли метанольно-хлороформенную экстракцию по методу Фолча. Для определения жирнокислотного состава образцов проводили предварительную этерификацию жирных кислот, продукты этерификации очищали пропусканием через порошок оксида алюминия. Жирнокислотный состав образцов определяли методом газожидкостной хроматографии (ГЖХ) (Кейтс, 1975).





Рисунок 12. - Отделение мяса рака от панциря после варки

Динамику размерно-весовых характеристик австралийского красноклешневого рака определяли на подращиваемой молоди одной генерации в возрасте 85 суток после вылупления, полученной от одной пары производителей. Молодь была высажена в три одинаковых аквариума с циркуляцией и очисткой воды объемом по 180 л и выращивалась в течение 58 суток при исходной плотности посадки 44,4 шт./м<sup>2</sup>. Температура воды поддерживалась в диапазоне 28-29°C. Основные гидрохимические показатели соответствовали требованиям нормативов для УЗВ (Жигин, 2011). Кормили раков кормом для декоративных рыб и ракообразных «TetraWafer Mix» (Германия) - из расчета 1,6% в сутки от их массы. В процессе наблюдений регулярно проводили контрольные ловы с определением массы и общей длины особей, выживаемости. Фиксировалось наличие повреждений конечностей, возможность визуального определения пола раков, и затраты корма на прирост массы тела.

### 2.3. Гидрохимические исследования и температура воды

При проведении исследований систематически контролировали основные гидрохимические показатели в циркуляционных системах с интервалами в 2-3 суток. В опытах по определению потребления кислорода и выделению аммония концентрации растворённого кислорода и азотистых соединений определяли несколько раз в сутки через известные промежутки времени.

Контролировали следующие показатели: концентрации растворённого кислорода и азотистых соединений, рН. Эти показатели регистрировали с помощью портативных мультипараметровых зондов YSI-85 и YSI-556 (содержание кислорода, солёность и рН, производство «Yellow Springs Instruments», США) и рН-211 (рН, производство «Hanna Instruments», США). Концентрации аммония, нитритов и нитратов определяли колориметрированием проб на фотоэлектрическом фотометре КФК-3-01 (Россия) со спектральным диапазоном от 315 до 990 нм. Аммонийный азот определяли методом Solorzano, 1969. Оптическую плотность комплекса, образовавшегося при реакции аммонийного азота с гипохлоритом и фенолом, измеряли при длине волны 630 нм. Анализ воды на содержание нитритов проводили методом Bendschneider, Robinson (1952) с использованием сульфаниламида и N-(1-нафтил)-этилендиамин-дигидрохлорида (Руководство по гидрохимическому анализу..., 2003). Нитраты восстанавливали до нитритов на омеднённых кадмиевых колонках с последующим определением нитритов тем же методом. Также использовали колориметрические аквариумные тесты на аммоний, нитриты и нитраты производства «Tetra» (ФРГ) и «Red Sea» (Израиль).

Температуру воды в экспериментах поддерживали автоматически и ежедневно контролировали данный показатель, как по данным приборов, так и прямым измерением с помощью термометра.

## **2.4. Изучение влияния температуры воды на результаты выращивания молоди**

Температура является одним из важнейших факторов, определяющих скорость биологических процессов в организме. Ракообразные, как и все пойкилотермные животные, обитают в определенных температурных границах, и изменение температуры воды влияет на интенсивность обмена у них. Несмотря на разнообразные типы изменения обмена у разных видов, можно установить характер общей зависимости обмена у ракообразных от температуры. Изучение этой зависимости является актуальным в отношении всех пойкилотермных животных (Сущенко, 1972).

Объектом исследования являлась молодь одной генерации, полученная от одной пары производителей. На первом этапе, для определения оптимального диапазона температуры, полученная молодь в возрасте 60 суток после вылупления была высажена в четыре одинаковых аквариума с циркуляцией и очисткой воды рабочим объемом по 180 л и выращивалась в течение 70 суток (рис. 13).



Рисунок 13. - Общий вид экспериментальных емкостей

Исходная плотность посадки составила 44,4 шт./м<sup>2</sup>. Температура воды поддерживалась в четырёх разных диапазонах: 23,0-25,0; 25,1-27,0; 27,1-29,0 и 29,1-31,0. Основные гидрохимические показатели соответствовали требованиям нормативов для УЗВ. Кормление осуществляли аквариумным кормом для декоративных рыб и ракообразных фирмы «Tetra» (Германия) - «TetraWafer Mix» из расчёта 1,6% в сутки от живой массы раков.

В процессе наблюдений регулярно проводили контрольные ловы с определением массы и общей длины особей, выживаемости. Фиксировалось наличие повреждений конечностей и затраты корма на прирост массы тела.

## **2.5. Определение физиологических показателей (потребление кислорода и выделение аммонийного азота)**

Работа заключалась в определении количества потребляемого кислорода и выделяемого аммонийного азота у молоди австралийского красноклешневого рака в установленном ранее оптимальном для подращивания диапазоне температуры воды (при среднем её значении 28,2°C). При этом была использована отработанная ранее методика эксперимента с американским омаром, камчатским крабом, гигантской пресноводной креветкой (Тырин, Ковачева, Жигин, 2010; Тырин, Ковачева, 2011; Тырин, Арыстангалиева, 2013), поскольку и австралийский красноклешневый рак является представителем отряда *Decapoda*.

В качестве экспериментальной системы использовали стеклянный аквариум размерами 50 x 30 x 35 см и общим объёмом 49 л (рис. 14) с затемнёнными во избежание дополнительного стресса у рака чёрной полиэтиленовой плёнкой стенками и дном. Объём воды в аквариуме составлял 20 л, глубина - 15 см. Аквариум был оборудован циркуляционным насосом «Tunze 110.04», подававшим воду через шланг на электрод мультипараметрового зонда «YSI-550A».



Рисунок 14. - Экспериментальная система для определения потребления кислорода и выделения аммония раками

Молодь была разделена в зависимости от живой массы на 2 группы по 15 экземпляров. В группу 1 были отобраны особи с живой массой до 10 г (диапазон - 3,53 - 9,15 г, средняя -  $7,23 \pm 1,62$  г), во вторую - с живой массой более 10 г (диапазон - 10,63 - 21,28 г, средняя -  $14,81 \pm 3,07$  г). Таким образом, получилась двукратная разница по средней живой массе между группами. Во время эксперимента средняя температура воды находилась в диапазоне 27-29°C.

До эксперимента особи содержались в аквариумах, в которых поддерживалась аналогичная средняя температура воды. Каждого рака взвешивали и поочерёдно помещали индивидуально в экспериментальную систему, предварительно измерив начальную концентрацию кислорода (7,5-9,2 мг/л) и температуру воды. После этого поверхность воды закрывали полиэтиленовой плёнкой во избежание диффузионных потерь кислорода и минимизации стресса у рака. В ходе эксперимента измеряли промежуточные концентрации кислорода в воде и её температуру каждые 15 минут в течение трёх часов. Потребление кислорода вычисляли балансовым методом.

Для эксперимента по определению уровня выделения аммонийного азота отобрали 20 молодых накормленных особей обеих полов с живой массой 7,64 - 23,79 г (средняя -  $14,18 \pm 4,32$  г).

Каждую особь содержали в аквариуме одни сутки. По истечении суток её помещали в общую циркуляционную установку, отбирали пробу воды из экспериментального аквариума, вновь заливали отстоянную воду и помещали следующую особь.

Определение концентраций общего аммония проводили на спектрофотометре «Analytik Jena Spekol 1300» методом Сэджи-Солорзано с использованием фенол-гипохлоритной реакции.

Суточное удельное выделение общего аммония вычислялось путём умножения величины прироста концентрации общего аммония на объём воды и деления полученного результата на массу животного.

## **2.6. Изучение влияния плотности посадки на результаты выращивания молоди**

Плотность посадки является одним из основополагающих показателей в биотехнике культивирования гидробионтов. При их интенсивном выращивании в бассейнах циркуляционных систем она, наряду с удельной ихтиомассой, достигает очень высокого уровня и во многом определяет количество накапливающихся в оборотной воде метаболитов (Friel, 1995).

Особенности биологии австралийских красноклешневых раков, как и других видов ракообразных, не позволяют выращивать их в высокоинтенсивных культурах. Главным ограничивающим фактором является невозможность создавать высокие плотности посадки из-за проявлений каннибализма, кроме того будучи донными животными, раки фактически не используют объём бассейнов или прудов. Оптимальные плотности посадки в первую очередь зависят от размера и возраста культивируемых особей, а также от продолжительности содержания и интенсивности кормления.

Объектом исследования являлась молодь от одной самки в возрасте 45 суток после вылупления в общем количестве 162 штуки средней исходной

массой 0,24-0,26 г. Особей рассаживали в три одинаковых аквариума с циркуляцией и очисткой воды рабочим объёмом по 180 л в количестве 36, 54 и 72 штуки на емкость, что соответствовало плотностям посадки 80, 120 и 160 шт./м<sup>2</sup>.

Продолжительность опыта составила 60 суток. Температура воды поддерживалась автоматически в диапазоне от 27,1 до 29,0°C. Основные гидрохимические показатели соответствовали требованиям нормативов для УЗВ (Жигин, 2011). Кормление осуществляли аквариумным кормом для декоративных рыб и ракообразных фирмы «Tetra» (Германия) - «TetraWafer Mix» из расчёта 10 % в сутки от живой массы раков.

В процессе наблюдений регулярно проводили контрольные ловы с определением массы и общей длины особей, выживаемости. Фиксировалось наличие повреждений конечностей и затраты корма на прирост массы тела.

## **2.7. Кормление австралийских красноклешневых раков личинками мухи *Musca domestica***

Сегодня на мировом рынке представлены специализированные комбикорма для ракообразных различных изготовителей, однако в силу неразвитости аквакультуры ракообразных в России, в нашу страну они не поставляются, в связи с чем, раков и креветок кормят рыболовными комбикормами.

В условиях аквариальной лаборатории мариккультуры ФГБНУ «ВНИРО» при содержании маточного стада и молоди используется аквариумный корм для декоративных рыб и ракообразных фирмы «Tetra» (Германия) - «TetraWafer Mix» (табл. 5). В его состав, по данным изготовителя на этикетке, входят: «рыба и побочные рыбные продукты, экстракты растительного белка, зерновые культуры, растительные продукты, моллюски и раки, дрожжи, водоросли (спирулина максима 1,5) минеральные вещества и жиры».

Таблица 5. - Характеристика корма «TetraWafer Mix»

Показатель	Количество
Сырой белок	45%
Сырой жир	6 %
Сырая клетчатка	2%
Влага	9%
Витамин А	28460 МЕ/кг
Витамин Д3	1770 МЕ/кг
Марганец	64 мг/кг
Цинк	38 мг/кг
Железо	25 мг/кг
Кобальт	0,5 мг/кг

Однако стоимость данного комбикорма достаточно высока – 1870 руб./кг, поэтому нами была изучена возможность кормления молодежи австралийского красноклешневого рака замороженными личинками комнатной мухи (*Musca domestica*), получаемыми при утилизации органического субстрата (жмых пивной дробины) и любезно предоставленными нам ООО «ИнАгроБио» в качестве возможной альтернативы.

Исследования проводили 58 суток в трех одинаковых аквариумах с циркуляцией и очисткой воды объемом по 180 л, оснащенных внешней комбинированной системой механической и биологической очистки воды, терморегулятором и аэрацией. Температура поддерживалась в диапазоне 28-29°C. Основные гидрохимические показатели соответствовали требованиям нормативов для УЗВ (Жигин, 2011).

В каждый аквариум сажали по 20 особей, что соответствовало плотности посадки 44 шт./м<sup>2</sup>. В первом раков кормили аквариумным кормом (контроль), во втором – личинками мух, в третьем половину рациона (по сухому весу) составлял комбикорм, а половину – личинки.



В процессе наблюдений регулярно проводили контрольные ловы с определением массы особей, выживаемости. Фиксировались затраты корма на прирост массы тела.

## Глава 3. РЕЗУЛЬТАТЫ ИССЛЕДОВАНИЙ И ИХ ОБСУЖДЕНИЕ

### 3.1. Качество циркулирующей воды

Систематический контроль качества циркулирующей воды по изучаемым показателям показал его соответствие существующим требованиям во всех вариантах и на всех этапах проводимых исследований (табл. 6).

Таблица 6 - Качество циркулирующей воды в процессе исследований

Показатели	Диапазон колебаний	Технологическая норма (Жигин, 2011)	Кратковременно допустимые значения (Жигин, 2011)
Активная реакция среды (рН)	7,3-7,8	6,8-7,2	6,8-8,5
Нитриты, мг N/л	0 – 0,11	до 0,1-0,2	до 1,0
Нитраты, мг N/л	25,7 - 60,7	до 60	100
Аммонийный азот, мг N/л	0,01 – 0,03	2-4	до 10
Аммиак свободный, мг N/л	до 0,0013	до 0,05	до 0,1
Кислород (на выходе из емкостей), мг/л:	5,3-8,2	5,0	4,0

### 3.2. Морфо-биологические исследования

В процессе исследований нами проведены промеры нескольких наиболее характерных взрослых особей австралийских красноклешневых раков, результаты которых представлены в таблице 7. Эта работа была выполнена для того, чтобы охарактеризовать имеющуюся у нас группу взрослых особей.

Для более удобного восприятия представленных в таблице 7 результатов считаем возможным повторить рис. 11, отражающий схему промеров.

Таблица 7. – Результаты промеров взрослых особей австралийского  
красноклешневого рака

Показатель	Результаты							
	Самцы				Самки			
Масса, г	90,0	44,2	37,0	68,1	41,9	35,4	52,7	41,1
Общая длина (a), см	15,4	12,8	11,4	13,8	12,4	12,1	14,3	12,2
Длина цефалотеракса со стороны спины (b), см	7,2	6,0	5,5	6,3	5,8	5,6	6,4	5,6
Длина абдомена (c), см	6,0	5,0	4,0	5,4	4,8	4,8	5,5	4,7
Длина тельсона (d), см	2,1	1,8	1,8	1,9	1,8	1,7	2,2	1,8
Длина рострума с вентральной стороны (e), см	2,2	1,7	1,5	1,8	1,7	2,0	2,1	1,8
Диаметр глаза (f), см	0,5	0,4	0,4	0,4	0,3	0,3	0,4	0,3
Первая пара грудных конечностей (g), см	12,0	8,5	8,6	10	8,4	7,6	8,6	8,2

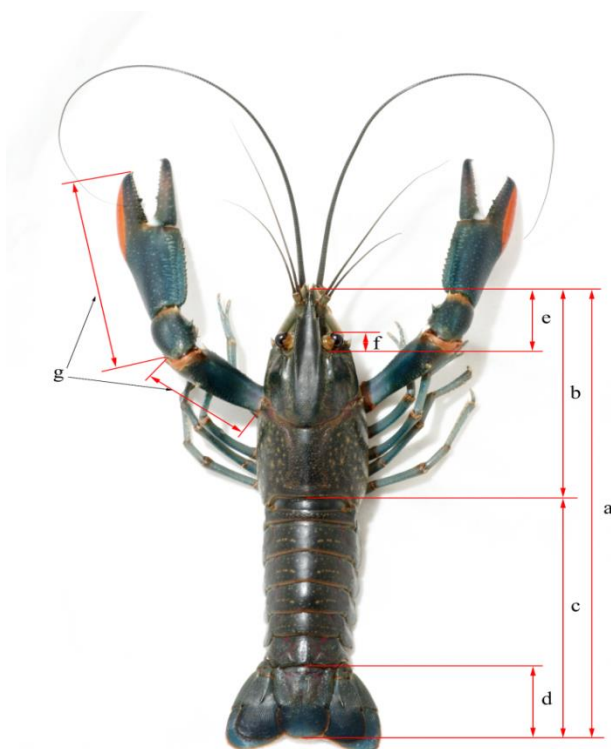


Рисунок 11. - Схема выполненных промеров (расшифровку см. в табл. 7)

Проведенные взвешивание и измерения показали, что изучаемые параметры самцов и самок имели близкие результаты, за исключением

одного самца, масса и размеры которого существенно отличались от остальных особей в большую сторону.

Данного самца нельзя было отнести к характерным размерам, он был выбран нами для исследования, как самый крупный представитель данного вида в имеющейся у нас группе особей. Именно поэтому мы сочли интересным зафиксировать его характеристики.

В изучаемых нами условиях самки впервые откладывали икру при массе от 26,9 до 37,2 г (в среднем масса икранных самок составляла  $31,6 \pm 2,3$  г). Период развития икры под абдоменом самки при средней температуре воды 24°C составлял 40-45 суток. Вылупившиеся личинки продолжали находиться на абдомене самки ещё около 15 суток. За это время они пережили три личинных стадии и приобрели все черты строения взрослой особи. После этого молодь покинула самку, приобретя способность самостоятельно перемещаться и питаться. Средний выход молоди через две недели после того, как она покидала самок ( $n = 11$ ), составил в изучаемых условиях  $182,0 \pm 12,3$  экз..

Результаты биохимических исследований гемолимфы показали, что содержание белка в пробах в данном случае не зависело от пола особи и составило в среднем  $38,56 \pm 8,49$  г/л. Полученные данные сопоставимы с аналогичным показателем речного рака *Astacus astacus*, у которого содержание белка в гемолимфе колебалось в диапазоне 22-63 г/л (Crowley, 1963). Среднее содержание глюкозы в пробах гемолимфы австралийского красноклешневого рака составило  $0,15 \pm 0,06$  ммоль/л.

Важной характеристикой выращиваемых в аквакультуре объектов является выход съедобных частей (в данном случае мяса) от общей живой массы. Результаты исследования по данному показателю после варки особей представлены отдельно для самцов (табл. 8) и самок (табл. 9).

Таблица 8 - Выход мяса у самцов

Самцы	Масса, г	Длина, см	Выход мяса	
			г	%
1	33,10	11,4	11,62	35,11
2	58,19	13,1	19,10	32,82
3	38,29	11,2	10,92	28,51
4	86,00	15,4	31,04	36,09
5	33,48	11,5	9,44	28,18
6	44,00	12,1	14,03	31,88
7	40,10	11,1	12,05	30,05
8	36,60	11,4	12,25	33,47
9	37,70	11,5	13,75	36,47
10	26,35	10,8	7,01	26,61
Среднее ( $M \pm m$ )	$43,38 \pm 5,42$	$11,95 \pm 0,43$	$14,12 \pm 2,13$	$31,92 \pm 1,10$

Таблица 9 - Выход мяса у самок

Самки	Масса, г	Длина, см	Выход мяса	
			г	%
1	41,1	12,2	13,03	31,7
2	30,0	11,4	10,65	35,5
3	33,9	11,9	11,95	35,24
4	34,4	12,0	11,80	34,32
5	39,8	11,9	13,57	34,13
6	41,5	12,1	14,94	36,01
7	34,3	12,1	10,39	30,29
8	52,7	14,0	16,08	30,54
9	25,9	10,0	8,43	32,61
10	22,3	10,2	6,11	27,42
Среднее ( $M \pm m$ )	$35,58 \pm 2,75$	$11,78 \pm 0,35$	$11,70 \pm 0,94$	$32,78 \pm 0,88$

Выход мяса у самцов и самок красноклешневых раков был примерно одинаков и составил около 32-33% от массы особей после варки. Близкие данные - 30 % от массы тела, были получены астраханскими исследователями (Лагуткина, Пономарев, 2010), которые отметили, что доля выхода мяса длиннопалого рака (*Astacus leptodactylus*), обитающего в наших широтах, составляет всего 15-20 %.

На момент начала опыта по изучению динамики размерно-весовых характеристик полученной молоди в зависимости от пола особей, визуально различить самок и самцов не представлялось возможным в силу их незначительных размеров. Половые различия становились хорошо видны при массе особей 5-6 г. Поэтому их гендерные рыбоводно-биологические особенности роста определены нами в конце опыта (табл. 10). В результате проведенного исследования установлено, что на данном этапе жизненного цикла не отмечено достоверных различий по скорости роста массы и длины самцов и самок, а значит и их продуктивности. При этом следует отметить относительно высокий коэффициент вариации особей по массе (11,03%) по сравнению с длиной тела (3,72%).

Таблица 10. – Основные результаты выращивания молоди

Показатели	Результаты		
	Самцы (n = 25)	Самки (n = 26)	Общие показатели
Общее кол-во при посадке, шт.	-	-	60
Выживаемость, шт.	-	-	51
%	-	-	85
Средняя масса, г: исходная	-	-	2,06 ± 0,21
конечная	10,61 ± 1,05	11,14 ± 1,35	10,88 ± 1,20
Общий прирост массы особи, г	-	-	8,82
Общая биомасса, г: исходная	-	-	123,6
конечная	265,3	289,6	554,9
Абсолютный прирост биомассы, г	-	-	431,3
Удельная скорость роста	-	-	0,028
Среднесуточный прирост, г	-	-	0,15
Коэффициент вариации по массе, %:			
исходный	-	-	10,19
конечный	9,90	12,12	11,03
Длина особи, мм: исходная	-	-	44,8 ± 0,89
конечная	77,3±2,8	78,4±2,9	77,9±2,9
Коэффициент вариации по длине, %:			
исходный	-	-	1,99
конечный	3,62	3,70	3,72
Число травмированных особей, шт.	7	8	15
Продуктивность, г/м <sup>2</sup>	196,5	214,6	411,0

На рисунке 16 представлено соотношение длины и массы тела у самцов и самок красноклешневого рака, что также наглядно показывает отсутствие существенных отличий на данном этапе жизненного цикла особей.

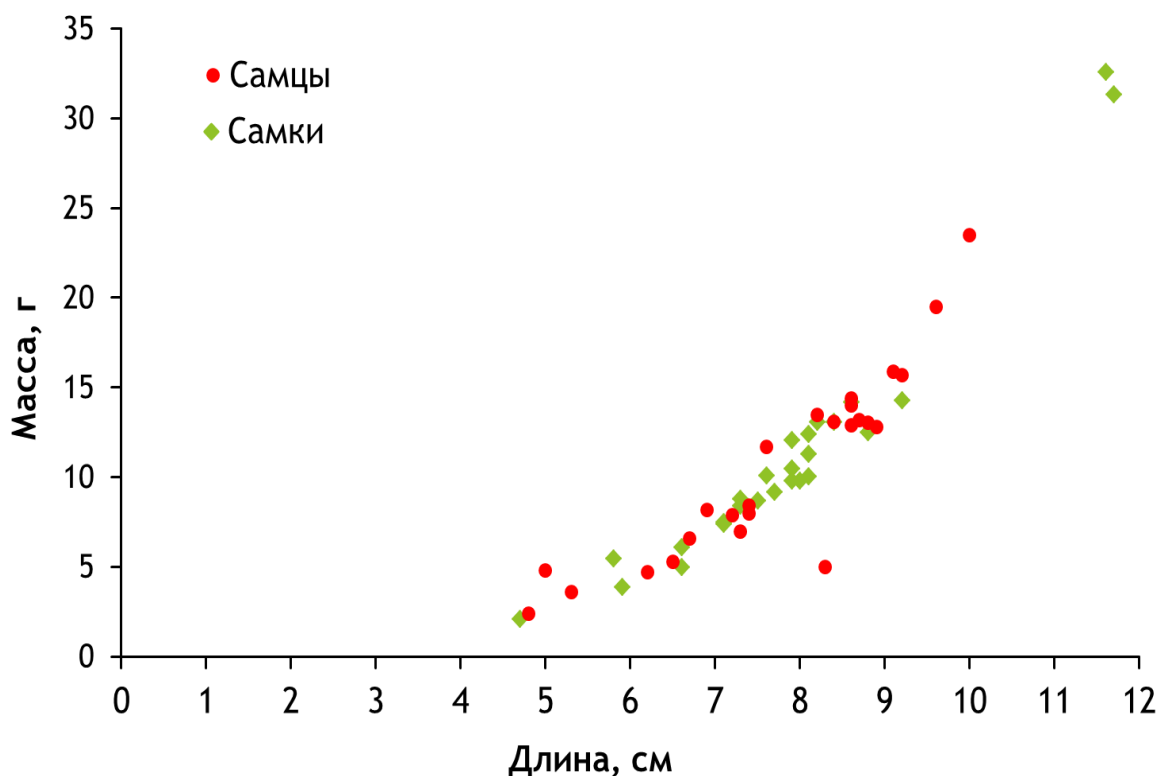


Рисунок 16. - Соотношение длины и массы тела у самцов и самок красноклешневого рака

В процессе опыта отмечено увеличение случаев потерь конечностей у раков из-за агрессивного поведения с 16,7 до 29,4% (с 10 до 15 особей), при этом количество травмированных самцов и самок было примерно одинаковым и составило 28,0 и 30,8% соответственно (7 и 8 шт.)

Таким образом, при выращивании молоди до возраста 143 суток с момента вылупления установлено отсутствие достоверных различий по массе, длине тела и травмированности самцов и самок одной генерации. Отсюда можно сделать вывод, что на данном этапе выращивать австралийского красноклешневого рака отдельно по полу не имеет особого смысла (как это предлагается некоторыми авторами). Необходимо отметить, что, несмотря на хорошо выраженный в данном возрасте половой

диморфизм, наступление половой зрелости еще не отмечалось.

### 3.3. Влияние температуры воды на результаты выращивания молоди

Из четырех исследованных диапазонов температуры воды (табл. 11) в третьем варианте опыта (27,1-29,0°C) достигнуты наибольшие удельная скорость роста молоди (0,042), абсолютный прирост биомассы – 8,03 г, среднесуточный прирост – 0,134 г и продуктивность – почти 245 г/м<sup>2</sup>. При этом достоверные различия по конечной средней массе особей отмечены только между третьим и четвертым вариантами опыта (29,1-31,0°C).

Таблица 11. - Влияние температуры воды на рост раков

Показатели	Температура воды, °C			
	23,0-25,0	25,1-27,0	27,1-29,0	29,1-31,0
Исходная плотность посадки, шт./м <sup>2</sup>	44,4	44,4	44,4	44,4
Общее кол-во, шт.	20	20	20	20
Выживаемость, шт. %	11	14	13	17
	55	70	65	85
Средняя масса, г: исходная конечная	0,57 ± 0,06 5,87 ± 0,80	0,46 ± 0,05 6,23 ± 0,72	0,44 ± 0,04 8,47 ± 1,20*	0,47 ± 0,04 5,42 ± 0,65*
	Абсолютный прирост массы, г	5,30	5,77	8,03
Общая биомасса, г: исходная конечная	11,4 64,57	9,2 87,22	8,8 110,11	9,4 92,14
	Абсолютный прирост биомассы, г	53,17	78,02	101,31
Удельная скорость роста	0,034	0,037	0,042	0,035
Среднесуточный прирост, г	0,088	0,096	0,134	0,082
Коэффициент вариации по массе, %: исходный конечный	10,53 13,63	10,87 11,56	9,09 14,17	8,51 11,99
	Расход корма, г	90,3	85,92	96,9
Затраты корма, г/г	1,7	1,1	0,9	1,2
Продуктивность, г/м <sup>2</sup>	143,49	193,82	244,69	204,76

\*разность достоверна при 95% доверительном интервале



Очевидно, что температура выше 29°C угнетала жизнедеятельность молоди раков, что привело к минимальному приросту индивидуальной массы особей - 4,94 г. Вместе с тем, в данном случае обращает на себя внимание бóльшая выживаемость особей - 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 – главной причины снижения выживаемости ракообразных в данных условиях.

Сравнительно низкие результаты выращивания отмечены и в первом варианте опыта при температуре воды 23,0-25,0°C, и это не смотря на то, что исходная средняя масса особей в данной емкости была наибольшей. Раки росли заметно медленнее, чем в других вариантах опыта, не достаточно эффективно использовали на рост потребляемые корма (затраты корма на 1 г прироста биомассы составили 1,7 г). Необходимо отметить сравнительно высокую смертность особей, что было связано не с каннибализмом, а, видимо, с относительно неблагоприятным температурным фактором. Всё это в конечном итоге выразилось в минимальной продуктивности - 143,5 г/м<sup>2</sup>.

Выращивание раков в диапазоне температур 25,1-27,0°C показало хорошие удельную скорость роста молоди, абсолютный прирост средней массы, среднесуточный прирост, затраты корма и выживаемость, сопоставимые с таковыми при температуре воды 27,1-29,0°C.

Таким образом, для выращивания посадочного материала австралийского красноклешневого рака в качестве оптимального можно рекомендовать диапазон температур 27,1-29,0°C. Температуру воды 25,1-27,0°C можно считать допустимой для эффективного выращивания. Видимо, можно говорить о возможности объединения этих температур в один благоприятный для выращивания диапазон температуры воды от 25 до 29°C, что действительно практически соответствует диапазону, указанному ранее в литературном обзоре. Снижение или повышение температуры воды

относительно указанных пределов приводит к неудовлетворительным результатам культивирования.

### **3.4. Кислородные потребности и азотный обмен**

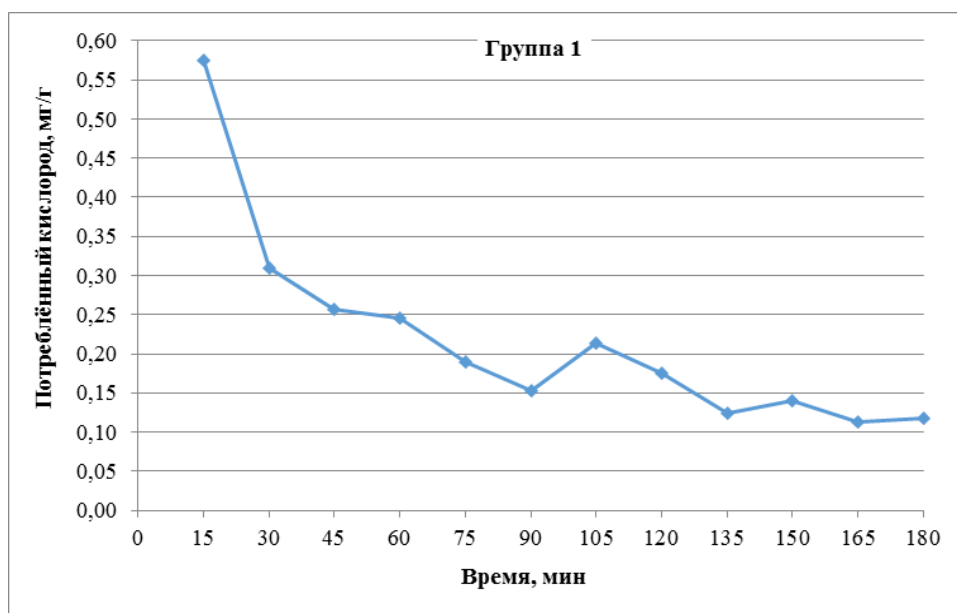
Дальнейшие исследования были направлены на изучение кислородных потребностей и азотистого обмена молоди раков при подращивании их в условиях УЗВ в оптимальном диапазоне температуры воды (27-29°C), так как эти данные являются определяющими для разработки биотехники выращивания особей и технических параметров таких установок.

#### **3.4.1. Потребление кислорода объектами исследования**

В обеих исследуемых группах особей (в первой группе средняя масса  $7,23 \pm 1,62$  г, во второй -  $14,81 \pm 3,07$  г) наибольшее потребление кислорода наблюдалось в первые 15 минут после посадки особей в экспериментальные емкости: 0,75 и 0,22 мг/г живой массы соответственно (рис. 17, 18). В дальнейшем в обеих группах происходило постепенное снижение потребления кислорода к концу первых 45 минут каждого опыта. Такая динамика объясняется стрессовым воздействием пересадки на исследуемых особей. В этот начальный период экспериментов они активно перемещались по емкости, обследуя свое новое место пребывания. В дальнейшем особи успокаивались, двигательная активность снижалась (они укрывались в углах аквариума, рядом с циркуляционным насосом, его шлангом или зондом оксиметра), происходило соответствующее снижение и относительная стабилизация потребления кислорода. Минимальная величина данного показателя составила 0,12 и 0,06 мг/г соответственно. У особей из группы 2 кривая интенсивности потребления кислорода более пологая, что, возможно, связано с меньшей восприимчивостью к стрессу у более крупных раков.

Полученную динамику можно объяснить относительно спокойным состоянием особей после первоначального стресса (они укрывались в углах

аквариума, рядом с циркуляционным насосом, его шлангом или зондом оксиметра).



а)

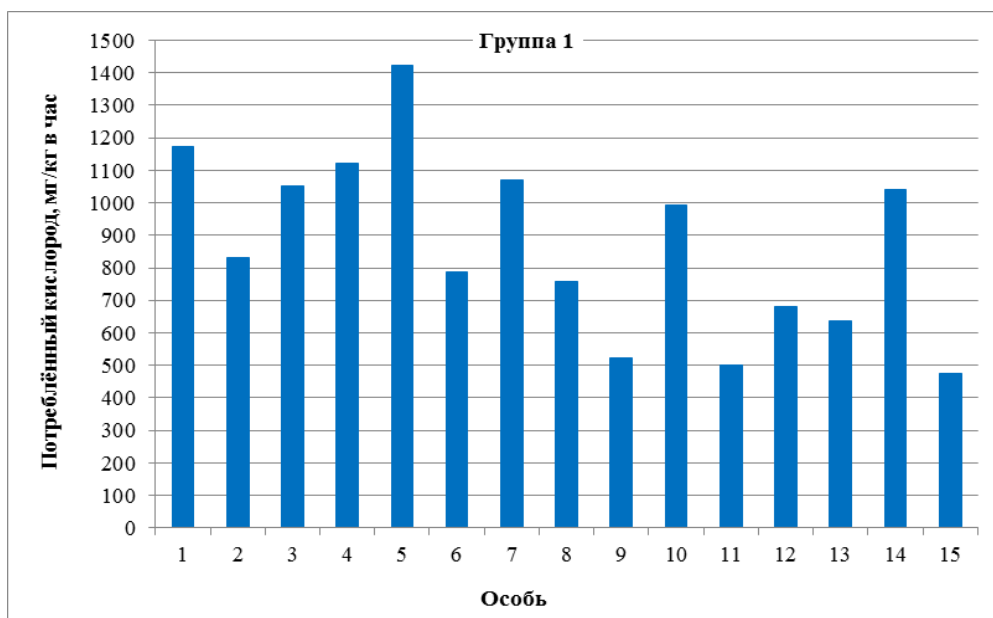


б)

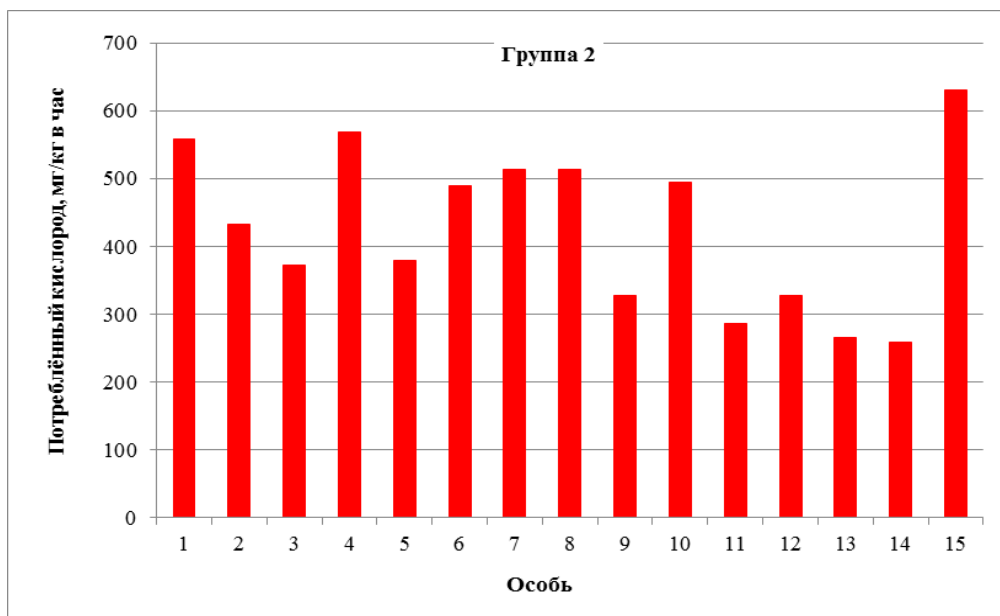
Рисунок 17. - Интенсивность дыхания у австралийских красноклешневых раков: а - группа 1, б - группа 2

В результате последующих исследований и проведённых балансовых расчетов, установлено, что удельное потребление кислорода австралийским красноклешневым раком составляет в среднем  $871,1 \pm 273,8$  мг кислорода на

1 кг живой массы в час для первой группы и  $427,7 \pm 107,2$  мг/кг в час - для второй, т.е. разница между группами получилась двукратной, что соотносится с двукратной разницей по средней живой массе между группами. Данные потребления кислорода отдельными особям представлены на рисунке 18, при температуре 27-29°C.



а)



б)

Рис. 18. – Потребление кислорода австралийскими красноклешневыми раками: а - группа 1, б - группа 2

Статистическая обработка результатов эксперимента показала, что различия в среднем потреблении кислорода между группами статистически достоверны (при  $P < 0,05$ ).

Таким образом, при расчетах кислородных потребностей молоди красноклещевого рака следует руководствоваться планируемой конечной средней массой выращиваемых особей.

### 3.4.2. Выделение аммония

Результаты исследований по выделению аммонийного азота молодью красноклещевого рака средней массой  $14,18 \pm 4,32$  г (от 7,64 до 23,79 г) и накоплению его в оборотной воде экспериментального аквариума представлены в таблице 12.

Таблица 12. - Суточные изменения концентраций аммонийного азота в воде

Номер рака	Живая масса, г	Исходная концентрация, мг/л	Конечная концентрация, мг/л	Величина роста концентрации, мг/л
1	15,335	0,012	0,129	0,117
2	13,825	0,012	0,093	0,081
3	11,709	0,254	0,321	0,067
4	13,247	0,130	0,223	0,093
5	16,830	0,130	0,205	0,075
6	14,852	0,215	0,317	0,102
7	17,089	0,215	0,308	0,093
8	15,474	0,127	0,155	0,028
9	16,071	0,126	0,191	0,065
10	15,252	0,135	0,221	0,086
11	9,953	0,135	0,205	0,070
12	17,525	0,145	0,235	0,090
13	23,792	0,145	0,260	0,115
14	15,533	0,391	0,444	0,053
15	9,465	0,247	0,275	0,028
16	15,609	0,247	0,279	0,032
17	13,842	0,185	0,221	0,036
18	7,638	0,088	0,125	0,037
19	9,149	0,178	0,228	0,050
20	11,380	0,230	0,278	0,048

Суточное удельное выделение общего аммония (рис. 19) отдельными особями вычислялось путём умножения величины прироста концентрации общего аммония в экспериментальной емкости на объём воды в ней и деления полученного результата на живую массу рака. Начальный уровень концентрации аммония в воде не влиял на результат эксперимента в пределах измеренных концентраций.

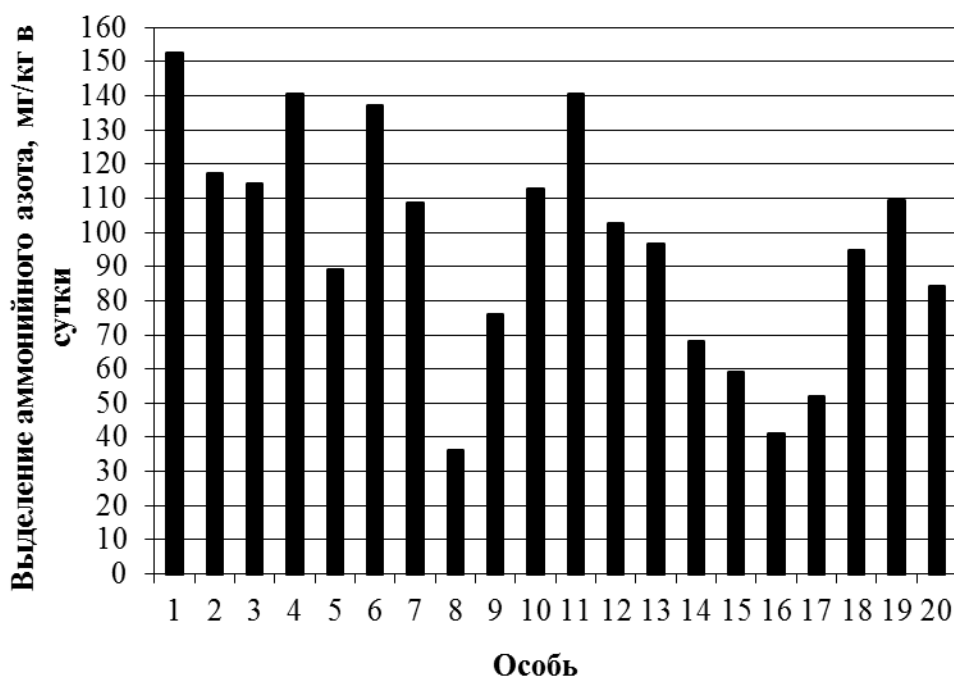


Рисунок 19. - Суточное выделение аммонийного азота

Установлено, что удельная величина показателя выделения аммонийного азота разными особями колебалась в пределах от 37 до 153 мг/кг живой массы в сутки, а средняя статистическая величина составила  $96,7 \pm 31,12$  мг аммонийного азота на 1 кг живой массы.

Некоторые существенные отклонения по отдельным особям (№№ 8, 16, 17) видимо можно объяснить их индивидуальным физиологическим состоянием, в частности уровнем накормленности.

Зависимость величины выделения общего аммония от массы животного в исследуемом её диапазоне была минимальна и слабо-отрицательная (коэффициент корреляции Пирсона минус 0,08276).

Таким образом, при расчетах системы биологической очистки циркулирующей воды для выращивания молоди красноклешневого рака следует руководствоваться полученной нами величиной удельного выделения аммонийного азота – 97 мг/кг живой массы в сутки при конечной средней массе подращиваемых особей.

Проведённые нами исследования позволили определить средние удельные величины потребления кислорода и выделения аммонийного азота австралийским красноклешневым раком на этапе выращивания посадочного материала до средней массы около 15 г. Полученные данные могут быть использованы для расчёта системы жизнеобеспечения (аэрации и биологической очистки воды) в УЗВ.

### **3.5. Влияние плотности посадки на результаты выращивания молоди**

В возрасте 45 суток после вылупления полученная молодь средней массой 0,24-0,26 г была высажена в три одинаковых аквариума с циркуляцией и очисткой воды объемом по 180 л и выращивалась в течение 60 суток при разной плотности посадки. Температура воды поддерживалась в диапазоне 27-29°C. Основные гидрохимические показатели соответствовали требованиям нормативов для УЗВ. Кормили раков кормом для декоративных рыб и ракообразных «TetraWafer Mix» (Германия) - из расчета 10% в сутки от их массы. Основные результаты исследования приведены в таблице 13 и на рисунке 13.

В результате проведенных исследований установлено, что наибольшая конечная масса особей  $4,12 \pm 0,72$  г была получена при плотности посадки 80 шт./м<sup>2</sup> емкости. Дальнейшее увеличение плотности посадки привело к закономерному снижению конечной средней массы особей, при этом в

первом варианте масса особей достоверно отличалась от двух других вариантов плотности посадки. Достоверных различий между вариантами с плотностью посадки 120 и 160 шт./м<sup>2</sup> не отмечено ( $2,81 \pm 0,26$  г и  $2,44 \pm 0,35$  г соответственно).

Таблица 13. – Результаты выращивания молоди в зависимости от плотности посадки

Показатели	Плотность посадки, шт./м <sup>2</sup>		
	80	120	160
Период опыта, сут.	60	60	60
Кол-во особей в емкости, шт.	36	54	72
Выживаемость, шт. %	27 75,0	33 61,1	41 56,9
Средняя масса, г: исходная конечная	$0,25 \pm 0,03$ $4,12 \pm 0,72^*а$	$0,24 \pm 0,02$ $2,81 \pm 0,26 б$	$0,26 \pm 0,03$ $2,44 \pm 0,35 б$
Абсолютный прирост массы, г	3,87	2,57	2,18
Общая биомасса, г: исходная конечная	9,0 111,24	13,0 92,73	18,7 175,68
Абсолютный прирост биомассы, г	102,24	79,73	156,98
Удельная скорость роста	0,005	0,006	0,007
Среднесуточный прирост, г	0,065	0,043	0,036
Коэффициент вариации по массе, %: исходный конечный	12,0 17,48	8,3 9,25	11,5 14,34
Расход корма, г	108,44	134,86	251,2
Затраты корма, г/г прироста биомассы	1,06	1,69	1,60
Продуктивность, г/м <sup>2</sup>	247,2	206,1	274,7

\*Разность достоверна при  $P < 0,01$

С ростом плотности посадки закономерно снижались такие показатели, как абсолютный прирост средней массы особей (с 3,9 до 2,57 и 2,18 г), их



среднесуточный прирост (с 0,065 до 0,043 и 0,036) выживаемость (с 75,0 до 61,1 и 56,9%).

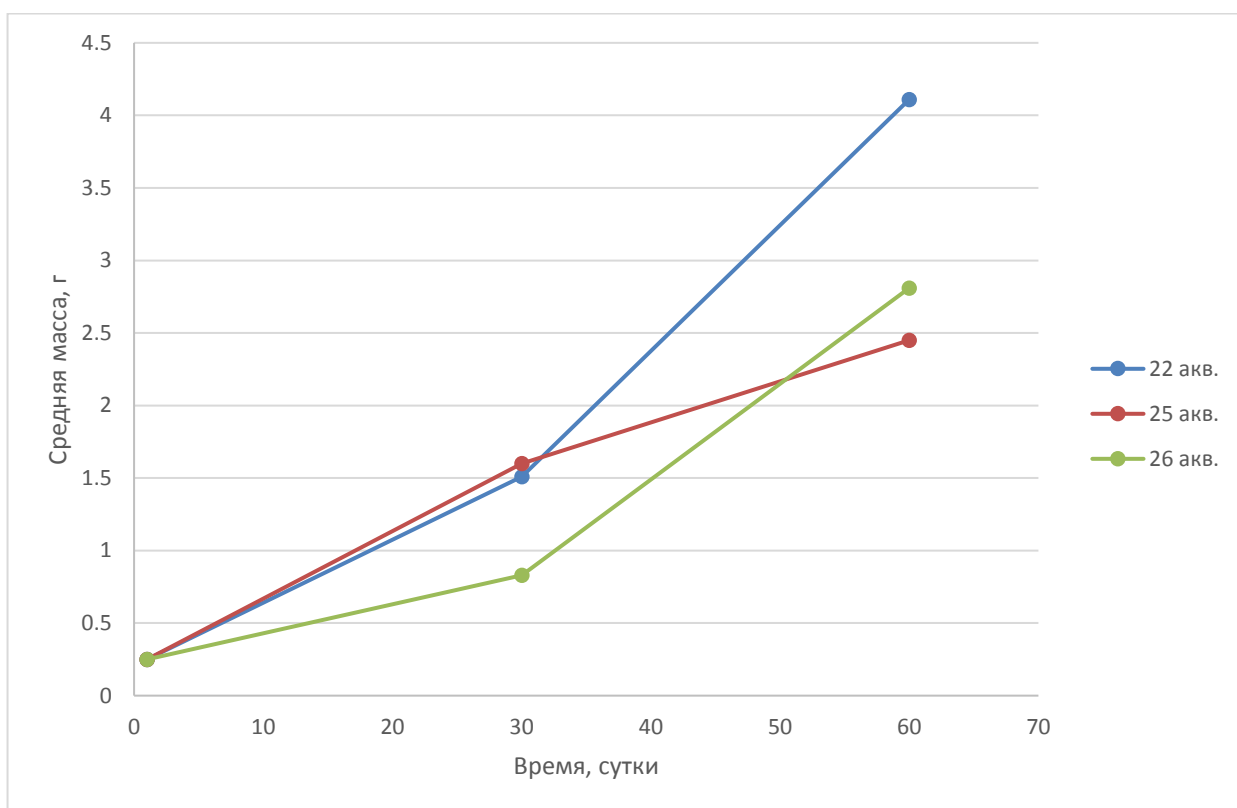


Рисунок 20. - Динамика массы молоди при разных плотностях посадки

Наилучший показатель кормовых затрат на прирост биомассы раков (1,1) также отмечен в варианте с наименьшей плотностью посадки. Он оказался ниже второго и третьего варианта опыта на 55 и 46% соответственно.

Вместе с тем такие показатели, как общая биомасса раков в конце выращивания (175,68 г), ее абсолютный прирост (156,98 г) и в конечном итоге, продуктивность (274,7 г/м<sup>2</sup>) оказались выше в третьем варианте опыта с наибольшей плотностью посадки. Это можно объяснить большей конечной численностью особей в конце опыта. При этом следует отметить, что во втором и третьем вариантах с большей плотностью посадки коэффициенты вариации по массе (9,25% и 14,34% соответственно) оказались заметно ниже, чем в первом варианте опыта - 17,48%.

Таким образом, плотность посадки раков 80 шт./м<sup>2</sup> способствовала более высокой скорости роста особей, но большему разбросу средней массы особей в конце этапа выращивания. Увеличение плотности посадки молоди до 120-160 шт./м<sup>2</sup> снижало скорость роста и конечную массу особей, но способствовало снижению ее variability по массе.

### **3.6. Кормление красноклешневых раков личинками мухи *Musca domestica***

Как уже говорилось выше, при содержании маточного стада и молоди нами использовался аквариумный корм для декоративных рыб и ракообразных фирмы «Tetra» (Германия) - «TetraWafer Mix» (рис. 21а). Его характеристика описана нами выше (раздел 2.7, Главы 2, Материалы и методы исследований и табл. 5).

Как уже отмечалось, стоимость данного комбикорма достаточно высока – 1870 руб./кг, что и привело нас к попытке изучить возможность кормления молоди австралийского красноклешневого рака замороженными личинками комнатной мухи *Musca domestica* (Linnaeus, 1758), получаемыми при утилизации органического субстрата (жмых пивной дробины) и любезно предложенными нам ООО «ИнАгроБио» (рис. 21б).

Известно, что личинки комнатной мухи или опарыши содержат 30% сухого вещества, из которых 54% приходится на сырой белок, что делает их перспективным кормом для молоди рыб. При поедании личинок гидробионты получают лизина - 38%, метионина - 28%, треонина - 31%, белка 16-18% (по сырому весу) (Привезенцев, Серветник, 1979; Серветник, 1982). Личинки мух содержат в своем составе хитин, который так необходим ракообразным для формирования при периодических линьках своего экзоскелета – панциря.



а

б

Рисунок 20. - Используемые корма: а - комбикорм «TetraWafer Mix»;  
б – замороженные личинки комнатной мухи (*Musca domestica*)

Исследования проводили 58 суток в трех одинаковых описанных выше аквариумах. В каждый из них также сажали по 20 особей. В первом раков кормили аквариумным кормом (контроль), во втором – личинками мух, в третьем половину рациона (по сухому весу) составлял комбикорм, а половину – личинки (табл. 14).

Наибольшие удельная скорость роста молоди (0,029 и 0,030), абсолютный прирост биомассы (146,36 и 149,88 г), среднесуточный прирост (0,17 г) и продуктивность (418,13 и 425,96 г/м<sup>2</sup>) отмечены в обоих вариантах опыта с использованием личинок мух, однако статистическая обработка данных показала, что различия средней массы особей в конце эксперимента по сравнению с контролем не достоверны ( $P > 0,05$ ). Вместе с тем обращает на себя внимание бóльшая выживаемость особей в контроле. Это можно объяснить меньшей скоростью роста раков, поскольку в этом случае ниже и частота линек особей, а значит ниже уровень проявления каннибализма – главной причины снижения выживаемости ракообразных в данных условиях.

Таблица 14– Основные рыбоводные показатели в зависимости от вида корма

Показатели	Вид корма		
	Комбикорм (контроль)	Личинки мух	Комбикорм + личинки мух
Исходная плотность посадки, шт./м <sup>2</sup>	44	44	44
Выживаемость, шт. %	19 95	16 80	16 80
Средняя масса, г: исходная конечная	2,08 ± 0,20 9,27 ± 0,94	2,09 ± 0,19 11,76 ± 1,93	2,09 ± 0,24 11,98 ± 1,54
Абсолютный прирост массы, г	7,19	9,67	9,89
Общая биомасса, г: исходная конечная	41,6 176,1	41,8 188,2	41,8 191,7
Абсолютный прирост биомассы, г	134,53	146,36	149,88
Удельная скорость роста	0,025	0,029	0,030
Среднесуточный прирост, г	0,12	0,17	0,17
Коэффициент вариации по массе, %: исходный конечный	9,62 10,14	9,09 16,41	11,48 12,86
Расход корма, г	157,75	533,11	79,35 + 256,99 = 336,34
Затраты корма, г/г прироста биомассы	1,17	3,64	0,53 + 1,72 = 2,25
Затраты корма, руб./г прироста биомассы	2,19	0,31	0,97 + 0,14 = 1,11
Продуктивность, г/м <sup>2</sup>	391,40	418,13	425,96

Различия в затратах корма на прирост (г/г) вполне закономерны, более показательны и значимы они в денежном выражении. В контроле на 1 г прироста биомассы стоимость затраченного корма в 2 раза выше, чем при использовании смешенного рациона и в 7 раз, чем при кормлении только личинками.

Результаты биохимических исследований мяса выращенных раков представлены в таблице 15 и показали несущественные различия в

полученных результатах. Однако, несмотря на то, что приведенные данные не могут претендовать на статистическую достоверность, все же хотим отметить, некоторую тенденцию к снижению содержания в мясе белка и его калорийности у раков, получавших в своем рационе личинок комнатной мухи.

Таблица 15 - Химический состав мяса и его энергетическая ценность

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	0,87	0,70
Зола, %	1,46	1,43	1,43
Энергетическая ценность, Ккал	83	80	76

Анализ жирнокислотного состава жиров мяса австралийских красноклешневых раков показал высокое содержание полиненасыщенных жирных кислот (табл. 16), которые известны как необходимые для нормального роста и развития организма человека.

Люди, регулярно потребляющие пищу, содержащую эти вещества, значительно реже болеют сердечно-сосудистыми заболеваниями и не имеют атеросклеротических повреждений. Другие показатели, такие как уровень триглицеридов, артериальное давление и пульс, были также лучше, чем у других групп населения. Управлением по контролю за продуктами и лекарствами США признано, что потребление полиненасыщенных жирных кислот снижает риск развития ишемической болезни сердца. Правительство Канады также признало важность этих кислот для поддержания нормального развития мозга, глаз и нервов.

Таблица 16. Основные жирные кислоты мяса, % от суммы жирных кислот

Название	Шифр*	Комбикорм (контроль)	Комбикорм + личинки мух	Личинки мух
Лауриновая	12:0	-	-	0,2590
Миристиновая	14:0	0,9970	0,9550	0,9372
Пентадекановая	15:0	0,6846	7,4540	0,7256
Пальмитиновая	16:0	24,1370	25,3330	26,8230
Гептадекановая	17:0	-	0,9320	1,2220
Стеариновая	18:0	7,7970	8,5210	8,6540
Арахидиновая	20:0	0,7228	0,9376	0,9100
Генейкозаптенная	21:0	0,1766	0,3125	0,0815
Пентадеценная	15:1	0,5460	1,5660	0,2497
Пальмитолеиновая	16:1	5,1650	6,3465	6,5577
Гептадеценная	17:1	-	0,4877	0,3282
Олеиновая	18:1	24,3710	24,1510	25,2890
Эйкозаеновая	20:1	3,3121	2,9850	3,4619
Линолевая	18:2	5,4330	13,4399	12,3778
Эйкозодиеновая	20:2	0,5413	1,0980	0,7288
Линоленовая	18:3	1,1481	-	0,7868
Эйкозатриеновая	20:3	0,4713	0,8619	0,5769
Октадекатетраеновая	18:4	0,2607	0,6410	0,2555
Арахидоновая	20:4	0,1049	-	0,0092
Эйкозапентаеновая	20:5	1,0810	2,5390	0,6852
Докозодиеновая	22:2	23,0420	-	8,9760
Сумма ненасыщенных:		34,5150	44,9609	39,6123
Сумма мононенасыщенных		33,3941	35,5362	35,8865
Сумма полиненасыщенных		32,0823	18,5798	24,3962

\* первая цифра – количество атомов углерода, вторая – количество двойных связей

Интересно отметить и различия полученной молоди по окраске тела (рис. 22). В вариантах эксперимента, где в рацион молоди раков включали комбикорм «TetraWafer Mix», оно в конце опыта имело темно-зелёную или темно-синюю окраску, а клешни преимущественно синий цвет (рис. 22а). Такая окраска характерна для особей этого вида из естественных водоёмов. Раки, которых кормили исключительно личинками комнатной мухи, были окрашены значительно слабее и имели светло-голубую или слегка бурую окраску тела и клешен (рис. 22б).



а

б

Рисунок 22. - Окраска австралийских красноклешневых раков *Cherax quadricarinatus* при кормлении: а – кормом «TetraWafer Mix»; б – личинками комнатной мухи

Окраска ракообразных в основном зависит от наличия пигментов – каротиноидов, преимущественно астаксантина. Астаксантин имеет красный цвет. Однако у раков астаксантин взаимодействует с белком кростоцианином, образующийся в результате каротино-протеиновый комплекс даёт различные варианты зелёной и синей окраски (Wade et al., 2012). У взрослых раков значительная часть пигментов локализовано в кутикуле. При термической обработке происходит разрушение данного комплекса (Cianci et al., 2002; Helliwell, 2010), что и является причиной изменения цвета раков в процессе варки на красный (рис. б). Ракообразные не способны сами вырабатывать астаксантин и получают его с кормом (Latscha, 1989; Tlusty et al., 2009). Светлая окраска особей формируются в трёх основных случаях: недостатке освещённости, белом или светлом цвете дна и недостатке астаксантина в организме. Поскольку условия содержания особей во всех трёх вариантах эксперимента были идентичны, наблюдаемые различия в окраске, по-видимому, были следствием недостаточного

содержания астаксантина в личинках мухи. При этом следует отметить, что при смешанном кормлении (комбикорм и личинки мухи) количество поступающего астаксантина было достаточным для формирования у особей естественной более темной окраски.

В целом результаты проведенного эксперимента показывают возможность и перспективность выращивания молоди красноклешневого рака при кормлении личинками комнатной мухи.



## **Глава 4. РАСЧЕТ ТЕХНИЧЕСКИХ И ЭКОНОМИЧЕСКИХ ПАРАМЕТРОВ ДЛЯ ВЫРАЩИВАНИЯ 1000 ШТУК ПОСАДОЧНОГО МАТЕРИАЛА КРАСНОКЛЕШНЕВОГО РАКА**

### **4.1. Биотехнические расчеты**

На основании проведенных исследований и полученных результатов разработаны базовые биотехнические характеристики, позволяющие произвести соответствующие технические расчеты для создания циркуляционной установки, например, для получения посадочного материала средней массой 15 г в количестве 1000 штук.

Исходя из этого, общая биомасса раков в УЗВ в конце выращивания составит:  $15 \text{ г} \times 1000 \text{ шт.} = 15000 \text{ г}$  (15 кг).

При выживаемости раков 65%, исходное количество особей массой 0,25 г должно составить 1539 штук.

Для их размещения при плотности посадки 80 шт./м<sup>2</sup> площадь выростных емкостей составит:  $1539 \text{ шт.} : 80 \text{ шт./м}^2 = 19,2 \text{ м}^2$ . При глубине слоя воды 0,4 м выростной рабочий объем воды составит 7,7 м<sup>3</sup>.

Кислородные потребности раков на заключительном этапе выращивания будут составлять:  $15 \text{ кг} \times 428 \text{ мг/кг в час} = 6420 \text{ мг в час}$ .

Концентрация кислорода в воде при температуре 29°C и 100% насыщении составляет 7,77 мг/л (Лавровский и др., 1987), а допустимая его концентрация на вытоке – 5 мг/л. Таким образом, на дыхание раков может быть использовано 2,7 мг кислорода из каждого литра поступающей в емкость воды.

Соответственно в рыбоводную емкость следует каждый час подавать:  $6420 \text{ мг/час} : 2,7 \text{ мг/л} = 2378 \text{ л/час}$  (2,4 м<sup>3</sup>/час) оборотной воды, т.е. полная смена воды в выростной емкости произойдет за 3,2 часа.

Выделение аммонийного азота раками на заключительном этапе выращивания будут составлять:  $15 \text{ кг} \times 97 \text{ мг/кг в сут.} = 1455 \text{ мг/сут.}$

Принимая, что в среднем биологические фильтры перерабатывают 1 г аммонийного азота в сутки на 1 м<sup>2</sup> площади загрузочного материала (Жигин,

2011), можно сделать вывод, что площадь загрузки биофильтра для рассматриваемой установки должна составлять 1,5 м<sup>2</sup>. При этом рекомендуется предусмотреть 20%-ный запас по производительности биофильтра (Жигин, 2011).

Для предотвращения частого заиливания, в качестве загрузочного материала биофильтра предполагается использовать специализированные пластиковые шары достаточно крупного размера – диаметром 25 мм, удельная площадь загрузки которых составляет 150 м<sup>2</sup>/м<sup>3</sup>.

Соответственно для очистки оборотной воды потребуется:  $1,5 \text{ м}^2 : 150 \text{ м}^2/\text{м}^3 = 0,01 \text{ м}^3$   $\times 1,2 = 0,012 \text{ м}^3$  (12,0 л) загрузочного материала, который необходимо разместить в биофильтре. При этом в корпусе биофильтра должно быть предусмотрено пространство для размещения фильтрующего материала механической очистки от взвешенных веществ и свободного движения плавающего загрузочного материала, в связи с чем, общий объем аппарата рекомендуется увеличить до 18,0 л.

Помимо перечисленного оборудования, рассматриваемую УЗВ следует оснастить циркуляционным насосом, ультрафиолетовой лампой для обеззараживания воды производительностью по воде в соответствии с ее циркулирующим расходом 2,4 м<sup>3</sup>/час. Необходимы также водонагреватель, обеспечивающий поддержание заданной температуры оборотной воды 27-29°C и воздушный компрессор для поддержания в выростной емкости заданной концентрации растворенного кислорода.

Общая ориентировочная стоимость оборудования рассчитанной системы УЗВ составляет 100,5 тыс. рублей. Основные технические характеристики и примерная стоимость оборудования для комплектации представлены в таблице 17.

Таблица 17 - Состав основного оборудования и его стоимость для производства 1000 шт. посадочного материала красноклешневого рака средней массой 15 г

Наименование оборудования	Показатели	Значение	Стоимость, тыс. руб.
Выростная емкость	площадь, м <sup>2</sup>	19,2	35,0
	объем, м <sup>3</sup>	7,7	
	глубина воды, м	0,4	
Биологический фильтр	объем загрузки, л	12,0	27,0
	площадь загрузки, м <sup>2</sup>	1,5	
	общий объем, л	18,0	
Циркуляционный насос	производительность, м <sup>3</sup> /час	2,4	5,0
	энергопотребление, Вт/час	40,0	
УФ – стерилизатор	производительность, м <sup>3</sup> /час	2,4	20,0
	энергопотребление, Вт/час	35	
Компрессор	производительность, л/час	500	3,0
	энергопотребление, Вт/час	15	
Водонагреватель	энергопотребление, Вт/час	1440	3,5
Трубопроводы и запорная арматура	диаметр, мм	16	7,0
ИТОГО			100,5

#### 4.2. Расчет экономических показателей

Примерная структура основных затрат на технологические нужды для одного производственного цикла выращивания 1000 штук посадочного материала средней массой 15 г австралийских красноклешневых раков в условиях УЗВ представлена в таблице 18.

При расчете затрат на потребление электроэнергии учтены расходы на эксплуатацию насоса, воздушного компрессора для аэрации воды, УФ-стерилизатора, подогрева оборотной и подпиточной воды и другие вспомогательные нужды, необходимые для осуществления бесперебойной эксплуатации установки по выращиванию посадочного материала. Стоимость на электроэнергию и водопотребление (водоотведение) принята по средним тарифам Московской области.

Таблица 18. - Основные эксплуатационные затраты на 1 цикл выращивания австралийского красноклешневого рака

Статья затрат	Количество	Стоимость единицы, руб.	Общая стоимость, руб.
Электроэнергия	3306,3 квт	4,81	15903
Корма	17,6 кг	1870	32912
Зарплата с начислениями	0,03 ставки от 25 тыс. руб.	-	1028
Подпиточная вода и сброс	9,3 м <sup>3</sup>	28,65 19,90	266,45 185,07
Посадочный материал	1539 шт.	0,9	1385,10
Прочие неучтенные расходы	10 % от перечисленных выше затрат	-	5167,96
Итого затрат	-	-	56847,58

Расчет расходов на заработную плату выполнен исходя из того, что один работник способен обслуживать около 300 м<sup>2</sup> рыбоводных емкостей, т.е. на обслуживание имеющейся площади бассейнов доля заработной платы составит 0,03 ставки. Зарплата работника принята в размере 25 тыс. руб. в месяц.

В состав показателя «прочие расходы» отнесены транспортные расходы, расходы на приобретение вспомогательных рыбоводных и других расходных материалов, страховые выплаты, налоги и другие платы. Показатель принят в размере 10 % от общей суммы перечисленных выше затрат.

Таким образом, ориентировочная стоимость 1000 шт. (15 кг) посадочного материала красноклешневого рака составит 56847,58 руб. (56,85 руб./шт.) или 3789,84 руб./кг.

Безусловно экономические показатели могут колебаться в зависимости от конкретных условий эксплуатации хозяйства, конъюнктуры рынка как в отношении продукции, так и величины различных статей затрат, поэтому выполнение подобных расчетов необходимо индивидуально для каждого

разрабатываемого проекта. Однако в целом приведенные нами данные могут служить ориентиром для принятия необходимых управленческих решений.

## ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Ракообразные – группа гидробионтов, технологии выращивания которых в искусственных условиях находятся на стадии разработки, а спектр видов ракообразных в аквакультуре постоянно расширяется.

Одним из новых видов тепловодной аквакультуры ракообразных является австралийский красноклешневый рак (*Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1868)). Работы по его освоению в мире начаты в 80-х годах прошлого века. По сравнению со многими другими ракообразными австралийский красноклешневый рак характеризуется высокой скоростью роста, неприхотливостью к условиям содержания, отсутствием личиночных пелагических стадий, а самое главное – относительно низкими агрессивностью и проявлением каннибализма.

Этот теплолюбивый вид лишь недавно появился на территории России в качестве объекта аквакультуры. Для условий нашей страны можно выделить три возможных направления по выращиванию 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 выращивания молоди. Поэтому изучение рыбоводно-биологических особенностей, отработка основных биотехнических принципов и создание технологии воспроизводства австралийского красноклешневого рака в искусственных условиях с использованием циркуляционных установок – достаточно актуальны.

Проведенные нами исследования - это пионерская работа в условиях Российской Федерации. Во многом подобные исследования в УЗВ для нашей страны осуществлены впервые.

Исходное стадо производителей было завезено из хозяйства Астраханской области. Объектом исследования являлись половозрелые особи и молодь, полученная от них в аквариальной.

На первом этапе изучили некоторые морфо-биологические показатели половозрелых особей австралийских красноклешневых раков, динамику размерно-весовых характеристик полученной от них молоди, в том числе в зависимости от пола особей, выход молоди определяли через две недели после того, как она окончательно покидала самку. Изучали состав гемолимфы взрослых особей, биохимический состав и выход мяса.

Систематический контроль качества циркулирующей воды по содержанию кислорода, аммонийного азота, нитритов, нитратов и уровню pH соответствовал существующим требованиям во всех вариантах и на всех этапах проводимых исследований.

Для того чтобы охарактеризовать имеющуюся группу взрослых раков, при изучении морфо-биологических показателей промеры нескольких наиболее характерных взрослых особей австралийских красноклешневых раков. Проведенные взвешивание и измерения показали, что изучаемые параметры самцов и самок имели близкие результаты.

В изучаемых нами условиях самки откладывали икру при массе от 26,9 до 37,2 г (в среднем масса икранных самок составляла  $31,6 \pm 2,3$  г). Период развития икры под абдоменом самки при средней температуре воды 24°C составлял 40-45 суток. Вылупившиеся личинки продолжали находиться на абдомене самки ещё около 15 суток. За это время они переживали три личиночных стадии и приобретали все черты строения взрослой особи. После этого молодь покидала самку, приобретая способность самостоятельно перемещаться и питаться. Средний выход молоди через две недели после того, как она покидала самок ( $n = 11$ ), составил в изучаемых условиях  $182,0 \pm$

12,3 экз..

В процессе исследований проводили прижизненный отбор и изучение содержания белка и глюкозы в составе гемолимфы самок и самцов. Результаты биохимических исследований гемолимфы показали, что содержание белка в пробах в данном случае не зависело от пола особи составило в среднем  $38,56 \pm 8,49$  г/л. Полученные данные сопоставимы с аналогичным показателем речного рака *Astacus astacus*, у которого содержание белка в гемолимфе колебалось в диапазоне 22-63 г/л (Crowley, 1963). Среднее содержание глюкозы в пробах гемолимфы австралийского красноклещевого рака составило  $0,15 \pm 0,06$  ммоль/л.

Поскольку в доступной нам литературе подобных сведений для красноклещевого рака не обнаружено, полагаем, что полученные результаты фиксируют физиологическое состояние данной группы взрослых особей в конкретных условиях содержания и могут быть в дальнейшем использованы исследователями для сравнительного анализа в последующих работах.

Определяли выход съедобных частей (в данном случае мяса) от общей живой массы (43,4 г самцы и 35,6 г самки). Для самцов этот показатель составил 31,9 %, для самок – 32,8%, при этом различие этих показателей при указанной массе особей статистически недостоверно. Близкие данные - 30 % от массы тела, были получены астраханскими исследователями (Лагуткина, Пономарев, 2010), которые отмечали, что доля выхода мяса длиннопалого рака (*Astacus leptodactylus*) составляет всего 15-20 %.

При выращивании полученной в последующем молоди половые различия становились хорошо видны при массе особей 5-6 г. Поэтому их гендерные рыбоводно-биологические особенности роста определены нами в конце опыта. Установлено, что на этапе выращивания посадочного материала (от 2 до 11 г до возраста 143 суток) не отмечено достоверных различий по скорости роста массы и длины самцов и самок, а значит и их продуктивности. Полученные соотношения длины и массы тела у самцов и у



самок также наглядно показали отсутствие существенных отличий на данном этапе жизненного цикла особей. Количество травмированных самцов и самок было примерно одинаковым и составило 28 и 30,8% соответственно.

Отсюда можно сделать вывод, что на данном этапе выращивать австралийского красноклешневого рака отдельно по полу не имеет особого смысла (как это предлагается некоторыми авторами).

На следующем этапе изучали влияние температуры воды на скорость роста выращиваемой молоди. Установлено, что в качестве оптимального можно рекомендовать диапазон температур 27,1-29,0°C. Температуру воды 25,1-27,0°C можно считать допустимой для эффективного выращивания. В целом можно говорить о возможности объединения этих температур в один благоприятный для выращивания диапазон от 25 до 29°C, что действительно практически соответствует диапазону, указанному ранее в литературном обзоре. Снижение или повышение температуры воды относительно указанных пределов приводит к неудовлетворительным результатам культивирования.

После выявления оптимальной температуры определяли кислородные потребности молоди раков и уровень азотного обмена в установленном оптимальном диапазоне,

В результате исследований и проведенных балансовых расчетов, установлено, что удельное потребление кислорода австралийским красноклешневым раком составляет в среднем  $871,1 \pm 273,8$  мг кислорода на 1 кг живой массы в час для первой группы (средняя масса  $7,23 \pm 1,62$  г) и  $427,7 \pm 107,2$  мг/кг в час - для второй (средняя масса  $14,81 \pm 3,07$  г), т.е. разница между группами получилась двукратной, что соотносится с двукратной разницей по средней живой массе между группами.

Удельная величина показателя выделения аммонийного азота особями средней массой  $14,18 \pm 4,32$  г колебалась в пределах от 37 до 153 мг/кг живой массы в сутки, а средняя статистическая величина составила  $96,7 \pm 31,12$  мг аммонийного азота на 1 кг живой массы.

Зависимость величины выделения общего аммония от массы животного в исследуемом её диапазоне была минимальна и слабо-отрицательная (коэффициент корреляции Пирсона - минус 0,08276).

Таким образом, при расчетах системы биологической очистки циркулирующей воды для выращивания молоди красноклешневого рака следует руководствоваться полученной нами величиной удельного выделения аммонийного азота – 97 мг/кг живой массы в сутки при конечной средней массе выращиваемых особей около 15 г.

Исследованиями влияния плотности посадки молоди на скорость роста при выращивании посадочного материала установлено, что наибольшая конечная масса особей  $4,12 \pm 0,72$  г была получена при плотности посадки 80 шт./м<sup>2</sup> емкости. Дальнейшее увеличение плотности посадки привело к закономерному снижению конечной средней массы особей, при этом в первом варианте масса особей достоверно отличалась от двух других вариантов плотности посадки. Достоверных различий между вариантами с плотностью посадки 120 и 160 шт./м<sup>2</sup> не отмечено ( $2,81 \pm 0,26$  г и  $2,44 \pm 0,35$  г соответственно).

Вместе с тем такие показатели, как общая биомасса раков в конце выращивания (175,68 г), ее абсолютный прирост (156,98 г) и в конечном итоге, продуктивность ( $274,7$  г/м<sup>2</sup>) оказались выше в третьем варианте опыта с наибольшей плотностью посадки. Это можно объяснить большей конечной численностью особей в конце опыта. При этом следует отметить, что во втором и третьем вариантах с большей плотностью посадки коэффициенты вариации по массе (9,25% и 14,34% соответственно) оказались заметно ниже, чем в первом варианте опыта - 17,48%.

Таким образом, плотность посадки раков 80 шт./м<sup>2</sup> способствовала более высокой скорости роста особей, но большему разбросу средней массы особей в конце этапа выращивания. Увеличение плотности посадки молоди до 120-160 шт./м<sup>2</sup> снижало скорость роста и конечную массу особей, но способствовало снижению ее вариабельности по массе.

Достаточно высокая стоимость используемого комбикорма – 1870 руб./кг привела нас к попытке изучить возможность кормления молоди австралийского красноклешневого рака замороженными личинками комнатной мухи *Musca domestica* (Linnaeus, 1758). В первом варианте опыта раков кормили аквариумным кормом (контроль), во втором – личинками мух, в третьем половину рациона (по сухому весу) составлял комбикорм, а половину – личинки.

Наибольшие удельная скорость роста молоди (0,029 и 0,030), абсолютный прирост биомассы (146,36 и 149,88 г), среднесуточный прирост (0,17 г) и продуктивность (418,13 и 425,96 г/м<sup>2</sup>) отмечены в обоих вариантах опыта с использованием личинок мух, однако статистическая обработка данных показала, что различия средней массы особей в конце эксперимента по сравнению с контролем не достоверны ( $P > 0,05$ ). Вместе с тем обращает на себя внимание бóльшая выживаемость особей в контроле. Это можно объяснить меньшей скоростью роста раков, поскольку в этом случае ниже и частота линек особей, а значит ниже уровень проявления каннибализма – главной причины снижения выживаемости ракообразных в данных условиях.

В контроле на 1 г прироста биомассы стоимость затраченного корма в 2 раза выше, чем при использовании смешенного рациона и в 7 раз, чем при кормлении только личинками.

Результаты биохимических исследований мяса выращенных раков показали несущественные различия в полученных результатах. Однако, можно отметить некоторую тенденцию к снижению содержания в мясе белка и его калорийности у раков, получавших в своем рационе личинок комнатной мухи. В целом результаты проведенного эксперимента показали возможность и перспективность выращивания молоди красноклешневого рака при кормлении личинками комнатной мухи.

На основании проведенных исследований и полученных результатов установлены базовые биотехнические характеристики, позволяющие произвести соответствующие технические расчеты для создания

циркуляционной установки, например, для получения посадочного материала средней массой 15 г в количестве 1000 штук. Определены технические характеристики и примерная стоимость оборудования предложенной УЗВ, в объеме 100,5 тыс. рублей.

Проанализированы примерная структура и величина основных затрат на технологические нужды для одного производственного цикла выращивания 1000 штук посадочного материала средней массой 15 г австралийских красноклешневых раков в условиях УЗВ. Ориентировочные затраты на выращивание 1000 шт. (15 кг) посадочного материала красноклешневого рака составят 56847,58 руб. или 3789,84 руб./кг.

На основании полученных данных сформулированы выводы и рекомендации производству.

Последующие исследования должны быть направлены на дальнейшее изучение физиологических, биохимических и продуктивных показателей выращиваемой молодежи и товарных особей австралийского красноклешневого рака, отработку методов снижения каннибализма и параметров товарного выращивания.

## ВЫВОДЫ

На основании проведенных исследований рыбоводно-биологических особенностей выращивания посадочного материала австралийских красноклешневых раков в УЗВ можно сделать следующие **выводы**:

1. В изучаемых нами условиях средняя масса самок, впервые откладывающих икру, составляла 31,6 г. Период развития икры под абдоменом при средней температуре воды 24°C составлял 40-45 суток. Вылупившиеся личинки находились на абдомене самки и переживали три личиночных стадии, приобретая все черты строения взрослой особи за 15 суток. Средний выход молоди через две недели после того, как она покидала самок ( $n = 11$ ), составил 182 экз..

2. Содержание белка и глюкозы в составе гемолимфы самцов и самок не имело достоверных различий и характеризовалось следующими значениями: 38,56 г/л и 0,15 ммоль/л соответственно.

3. При выращивании молоди до возраста 143 суток с момента вылупления (средняя масса особей 10,9 г) установлено отсутствие достоверных различий самцов и самок одной генерации по конечной массе (10,6 и 11,1 г), длине тела (77,3 и 78,4 мм), травмированности (28,0 и 30,8%).

4. Наибольшие удельная скорость роста молоди - 0,042, абсолютный прирост биомассы – 8,03 г, среднесуточный прирост – 0,134 г и продуктивность 245 г/м<sup>2</sup> и минимальные затраты корма (0,9 кг/кг привеса) достигнуты при температуре воды 27,1-29,0°C. Температуры ниже 25°C и выше 29°C снижали удельную скорость роста молоди раков. Удельная скорость роста молоди, абсолютный прирост средней массы, среднесуточный прирост, затраты корма и выживаемость при температуре воды 25,1-27,0°C были сопоставимы с таковыми при температуре воды 27,1-29,0°C.

5. Удельное потребление кислорода при средней массе особи 7,2 г составило 871,1 мг кислорода на 1 кг живой массы в час и снижалась до 427,7 мг/кг в час по мере роста массы особи до 14,8 г. Удельное выделение

аммонийного азота не зависело от массы особей в диапазоне 7,6-23,8 г (средняя - 14,2 г) и составила 96,7 мг/кг в сутки (4,03 мг/кг в час).

6. Достоверно наибольшая конечная масса особей 4,1 г получена при плотности посадки 80 шт./м<sup>2</sup> емкости с наилучшим показателем кормовых затрат на прирост биомассы раков (1,1 кг/кг) и выживаемостью 75,0%. Достоверных различий по конечной массе особей между вариантами с плотностью посадки 120 и 160 шт./м<sup>2</sup> не отмечено (2,8 г и 2,4 г соответственно). Продуктивность раков (274,7 г/м<sup>2</sup>) оказались выше в варианте опыта с наибольшей плотностью посадки (160 шт./м<sup>2</sup>), против 247,2 г/м<sup>2</sup> при плотности посадки 80 шт./м<sup>2</sup> и 206,1 г/м<sup>2</sup> при плотности 120 шт./м<sup>2</sup>, что можно объяснить большей численностью особей в конце опыта.

7. Наибольшие удельная скорость роста молоди (0,029 и 0,030), абсолютный прирост биомассы (146,4 и 149,9 г), среднесуточный прирост (0,17 г) и продуктивность (418,1 и 426,0 г/м<sup>2</sup>) отмечены в обоих вариантах, использовавших в рационе личинок мух, однако различия средней массы особей в конце эксперимента по сравнению с кормлением комбикормом не достоверны (P>0,05). При кормлении комбикормом на 1 г прироста биомассы стоимость затраченного корма в 2 раза выше, чем при использовании смешанного рациона и в 7 раз, чем при кормлении только личинками.

8. Определены базовые технико-экономические характеристики циркуляционной установки: в пересчете на 1000 шт. выращиваемого посадочного материала красноклешневого рака средней массой 15 г на 1 цикл выращивания, примерная стоимость оборудования для ее комплектации составит 100,5 тыс. руб., основные эксплуатационные затраты - 56847,58 руб. или 3789,84 руб./кг.

## РЕКОМЕНДАЦИИ ПРОИЗВОДСТВУ

На основании сделанных выводов по результатам работы можно рекомендовать производству:

1. При расчетах потребности в самках австралийского красноклешневого рака для обеспечения хозяйства молодью средней массой 0,25 г, рекомендуется принимать средний выход такой молоди - 180 экз. от одной самки;

2. На этапе выращивания посадочного материала до возраста 143 суток с момента вылупления (10-15 г) выращивание рака отдельно по полу не требуется.

3. Для эффективного выращивания посадочного материала австралийского рака рекомендуется температурный диапазон 27,1-29,0°C.

4. При расчетах кислородных потребностей молоди красноклешневого рака следует руководствоваться планируемой конечной средней массой особей: при массе 3-10 г - 871 мг/кг живой массы в час; при массе 10-20 г - 428 мг/кг в час.

5. При расчетах системы биологической очистки циркулирующей воды следует руководствоваться величиной удельного выделения аммонийного азота – 97 мг/кг живой массы в сутки при конечной средней массе подращиваемых особей от 7 до 24 г.

6. Для эффективного выращивания посадочного материала австралийского рака рекомендуемая плотность посадки составляет 80 шт./м<sup>2</sup> емкости.

7. В целях снижения стоимости затрат на комбикорма и повышения эффективности выращивания молоди возможна частичная (50%) или полная замена комбикорма на личинок комнатной мухи *Musca domestica*.

## СПИСОК ИСПОЛЬЗОВАННОЙ ЛИТЕРАТУРЫ

1. Александрова, Е.Н. Выращивание речных раков в прудах на сформированной кормовой базе / Е.Н. Александрова // Зоотехния.- 2015.- № 10.- С. 7-8.
2. Александрова, Е.Н. Длиннопалый рак как объект разведения в водоемах бассейна реки волги / Е.Н. Александрова // Вестник Астраханского государственного технического университета. Серия: Рыбное хозяйство.- 2016.- № 4.- С. 9-19.
3. Александрова, Е.Н. Новые подходы к восстановлению и развитию рачного хозяйства России. В книге: Аквакультура сегодня Доклады Всероссийской научно-практической конференции / Е.Н. Александрова / 4 февраля ,2015 г. -Москва .- С. 11-18.
4. Александрова, Е.Н. Перспективы по восстановлению и развитию рачного хозяйства России / Е.Н. Александрова // Рыбоводство и рыбное хозяйство.- 2016.- № 2.- С. 7-12.
5. Аминова, В.А. Физиология рыб. Лёгкая и пищевая промышленность / В.А. Аминова, А.А. Яржомбек. – М., -1984. – 200 с.
6. Бардач, Д. Аквакультура: разведение и выращивание пресноводных и морских организмов/Д. Бардач, Д. Ритер , У.М.Макларни// Пищевая промышленность,- 1978. – 294с.
7. Бессонов, Н.М. Рыбохозяйственная гидрохимия / Н.М. Бессонов, Ю.А. Привезенцев.- М.- Агропромиздат,- 1987. –159 с.
8. Борисов, Р.Р. Влияние лецитотрофного питания на рост и развития личинок гигантской пресноводной креветки / Р.Р. Борисов , Н.В. Кряхова // Отногенез, -2011. – Т. 42, №3. – С. 178-182.
9. Борисов, Р.Р. Динамика потребления пищи и ее связь с личинными процессами у личинок и молоди камчатского краба *Paralithodes camtschaticus* (Tilesius, 1815) (Decapoda: Lithodidae) / Р.Р.Борисов, Н.В. Кряхова // Биология моря.- 2014.- Т.40, № 2.- С. 124-130.



10. Борисов, Р.Р. Биология и культивирования австралийских красноклешневого рака *Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1898) / Р.Р. Борисов, Н.П. Ковачева, М.Ю. Акимова, А.В. Паршин-Чудин. - М.: Изд-во ВНИРО, -2013.- 47 с.
11. Бродский, С.Я. Выращивание речного рака в прудах рыбоводных хозяйств / С.Я. Бродский.- 1958. - 9 с.
12. Бродский, С.Я. Разведение речных раков / С.Я. Бродский // Рыбоводство и рыболовство.- 1962, № 3.- С. 14-16.
13. Будников, К.Н. Рак, его разведение и промысел / К.Н. Будников.- М.: КОИЗ, 1932. – 62 с.
14. Васильков, Г.В. Справочник по болезням рыб / Г.В. Васильков, Л.И. Грищенко, В.Г. Енгашев и др. М.: Колос, 1978. – 351 с.
15. Власов, В.А. Практикум по рыбоводству / В.А. Власов, Ю.А. Привезенцев, А.П. Завьялов.- 2005г. – 106 с.
16. ГОСТ 7636-85 Рыба, морские млекопитающие, морские беспозвоночные и продукты их переработки. Методы анализа // М.: Стандартиформ, 2010.- 123 с.
17. Губайдулин, Р.А. Изучение биологических особенностей и адаптивного потенциала тропических раков в целях разработки биотехнологии их промышленного культивирования в климатических условиях южных регионов России / Р.А. Губайдулин, А.И. Хорошко, В.Н. Крючков // Инновационные технологии в управлении, образовании, промышленности «Астинтех-2011» // Матер. Междунар. науч. конф. молодых ученых: Участник молодежного научно-инновационного конкурса (У.М.Н.И.К.), «Биотехнология», «Информационные технологии» .- Астрахань.- 2011.- С. 10-12.
18. Догель, В.А. Чума раков (исторический обзор) / В.А. Догель // Сб. трудов ГОСНИОРХа. – Л., 1989.- Вып.300.- С.124-136.

19. Жигин, А.В. Токсикологическая оценка синтетических материалов в рыбоводных установках / А.В. Жигин, Г. Светлакова, Т. Тряхова // Рыбоводство.- 1985, № 4. – С. 12-13.

20. Жигин, А.В. Австралийский красноклещевый рак (*Cherax quadricarinatus*) - перспективный объект аквакультуры России. / А.В. Жигин, В.А. Арыстангалиева // Материалы докладов нац. науч.-практ. конференция: Состояние и пути развития аквакультуры в РФ в свете импортозамещения и обеспечения продовольственной безопасности страны, 4-5 октября 2016 г, Изд.- «Научная книга».- Саратов.- с.5-10.

21. Жигин, А.В. Замкнутые системы в аквакультуре/ А.В. Жигин //Монография.- М.: Изд-во РГАУ-МСХА им. К.А. Тимирязева, 2011. – 664 с.

22. Жигин, А.В. Особенности циркуляционных установок для выращивания креветок и других ракообразных /А.В. Жигин // 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. – Т.3.- Москва, 2005 г./ Москва: ГНУ ВНИИ ирригационного рыбоводства.- 2005а. – С. 155-160.

23. Жигин, А.В. Потребление кислорода гигантскими пресноводными креветками при содержании в искусственных условиях // Материалы и доклады междунар. науч.- практ. конф.: Рациональное использование пресноводных экосистем - перспективное направление реализации национального проекта «Развитие АПК», 17-19 декабря 2007 г. / ГНУ ВНИИР. – М.: Изд-во Россельхозакадемии, 2007. – С. 161-163.

24. Жигин, А.В. Пути и методы интенсификации выращивания объектов аквакультуры в установках с замкнутым водоиспользованием / А.В. Жигин // (УЗВ): Дисс. ... д. с.-х. наук.- М.- 2002.-331с.

25. Жигин, А.В. Отработка технологии выращивания молоди австралийского красноклещевого рака в циркуляционной установке. /А.В. Жигин, В.А. Арыстангалиева // Сборник научных трудов межд. науч.- прак.

конференции молодых ученых: Роль молодых ученых в решении актуальных задач АПК.- СПбГАУ. – СПб., 2017. Санкт-Петербург – Пушкин, 27-28 февраля 2017 г. – С. 113-116.

26. Жигин, А.В. Влияние температуры воды на рост и выживаемость австралийских красноклешневых раков. / А.В. Жигин, В.А. Арыстангалиева, Н.П. Ковачева // Материалы и доклады VIII Всероссийской научно-практической конференции, посвященной 75-летию рыбохозяйственного образования на Камчатке: Природные ресурсы, их современное состояние, охрана, промысловое и технологическое использование, 12-14 апреля 2017 г. - Изд.-во Камчат ГТУ.- Петропавловск-Камчатский. – С.86-89.

27. Жигин, А.В. Выращивание австралийского красноклешневого рака в циркуляционной установке / А.В. Жигин, Р.Р. Борисов , Н.П. Ковачева, Д.С. Загорская , В.А. Арыстангалиева // Рыбное хозяйство.-2017, №1.- С. – 61.

28. Жигин, А.В. Некоторые технологические аспекты товарного выращивания гигантской пресноводной креветки / А.В. Жигин, А.В. Калинин // Актуальные вопросы пресноводной аквакультуры: Сб. науч. тр. ВНИИПРХ.- М.: ВНИИПРХ.- 2000.- Вып. 75.- С. 90-101.

29. Жигин, А.В. Установка с замкнутым циклом водоиспользования для выращивания гигантских пресноводных креветок и других ракообразных / А.В. Жигин, Н.П. Ковачева, А.В. Калинин, Р.О. Лебедев // Прибрежное рыболовство и аквакультура: Аналит. и реферативн. информ. / ВНИЭРХ.- Вып. 1.- М.-2006.- С. 23-25.

30. Загорский, И.А. Кормление молоди австралийских красноклешневых раков личинками комнатной мухи. / И.А. Загорский, Д.С. Загорская , А.В. Арыстангалиева, А.В. Жигин , С.С. Клишин // Материалы 4-й межд.конф.: Современное состояние водных биоресурсов, 10-11 ноября.- 2016 г.- Новосибирск.- 2016.- С.- 77-79.

31. Ивлева, И.В. Влияние температуры на скорость метаболизма пойкилотермных животных / И.В. Ивлева // Успехи современной биологии.- 1972.- Т. 73.- Вып. 1.- С. 134-155.
32. Ивлева, И.В. Количественные изменения скоростей энергетического обмена у водных животных под влиянием температуры/ И.В. Ивлева // Автореф. дис. докт. биол. наук.- Севастополь: Институт биологии южных морей.- 1981.- 50 с.
33. Кейтс, М. Техника липидологии [Текст]: Выделение, анализ и идентификация липидов / М. Кейтс // Пер. с англ. д-ра хим. наук В.А. Вавера. - Москва: Мир.-1975. - 322 с.
34. Киселёв, А.Ю. Технология выращивания гигантской пресноводной креветки *Macrobrachium rosenbergii* в установке с замкнутым циклом водообеспечения / А.Ю. Киселёв, А.Ю. Илясов, В.И. Филатов, Л.А. Богданова. - М.: ВНИИПРХ.-1994.- 20 с.
35. Киселёв, А.Ю. Технология выращивания молоди раков до массы 1 г в установках с замкнутым водоснабжением / А.Ю. Киселёв , Г.Е. Новосельцев, В.И. Филатов. - М.: ВНИИПРХ.-1995.- 12 с.
36. Киселёв, А.Ю. Биологические основы и технологические принципы разведения и выращивания объектов аквакультуры в установках с замкнутым циклом водообеспечения/ Автореф. дис. докт. биол.наук: 03.00.10 / А.Ю. Киселёв. – М., 1999. – 62 с.
37. Кисилёв, А.Ю. Установки с замкнутым циклом водоиспользования и технология выращивания в них объектов аквакультуры /А.Ю. Кисилёв // Рыбное хозяйство. Сер. Аквакультура. обзорн. информ.- М.: ВНИЭРХ.-1997.- Вып. 1.- 80 с.
38. Кисилёв, А.Ю. Агрогидроэкологическая система: безотходное производство сельскохозяйственной рыбной продукции / А.Ю. Кисилёв, В.Н. Коваленко, В.А. Борщев и др // Рыбоводство.- 1997.- № 2.- С. 13.

39. Кляшторин, Л.Б. Водное дыхание и кислородные потребности рыб / Л.Б. Кляшторин. – М.: Легкая и пищевая промышленность, 1982. –168 с.
40. Кнэше, Р. Замкнутые циркуляционные системы для выращивания рыбы / Р. Кнэше // Рыбное хозяйство. –1986. –№ 3. – С. 43–45.
41. Ковачева, Н.П. Аквакультура ракообразных отряда Decapoda: камчатский краб *Paralithodes camtschaticus* и гигантская пресноводная креветка *Macrobrachium rosenbergii* / Н.П. Ковачева.- М.: Изд.-во ВНИРО, 2008. – 240 с.
42. Ковачева, Н.П. Искусственное воспроизводство и культивирование морских и пресноводных ракообразных отряда Decapoda: автореф. дисс. д. б. н./ Н.П. Ковачева.- М., 2006.- 53 с.
43. Ковачева, Н.П. Александрова Е.Н. Гематологические показатели как индикаторы физиологического состояния декапод: камчатского краба *Paralithodes camtschaticus* и речных раков родов *Astacus* и *Pontastacus* / Н.П. Ковачева, Е.Н. Александрова .- М.: ВНИРО, 2010.- 92 с.
44. Ковачева, Н.П. Способ содержания взрослых особей креветок *Macrobrachium rosenbergii* Патент РФ № 2271655 от 20.03.2006 г. Заявка № 2004126797/ Н.П. Ковачева, А.В. Жигин, А.В. Калинин, Р.О. Лебедев // 12 (029353) от 09.09.2004 г.-Россия, МПК А01К 61/00.
45. Ковачева, Н.П. Камчатский краб как новый объект марикультуры / Н.П. Ковачева // ЭИ ВНИЭРХ, сер. Марикультура. М., 2005а. – 40 с.
46. Козлов, В.И. Краткий словарь рыбовода. / В.И. Козлов, Л.С. Абрмович.- М.: Россельхозиздат.- 1982.- 160 с.
47. Колмыков, Е.В. Изучение двигательной активности раков в экспериментальных условиях / Е.В. Колмыков // Конф. мол. уч. и спец.: Тез. докл. Астрахань, фев. 1996.- Астрахань: Изд-во КаспНИРХ, 1998а.- С. 51-52.

48. Колмыков, Е.В. Изучение терморезистентности длиннопалых раков /Е.В. Колмыков // Конф. мол. уч. и спец.: Тез. докл. Астрахань, фев. 1996.- Астрахань: Изд-во КаспНИРХ.- 1998.- С. 52-53.
49. Колмыков, Е.В. Инструкция по разведению речных раков / Е.В. Колмыков.- Астрахань: КаспНИРХ.- 2004.- 30 с.
50. Колмыков, Е.В. Проблемы и перспективы товарного выращивания рака в дельте Волги. Проблемы охраны, рационального использования и воспроизводства речных раков / Е.В. Колмыков.- М.: Мединор.- 1997.- С. 116-118.
51. Колмыков, Е.В. Эксперимент по содержанию производителей раков в различных условиях / Е.В. Колмыков // Ресурсосберегающие технологии в аквакультуре: 2-й междунар. симпозиум, окт. 4-7, 1999. Матер. докл.- Адлер, Россия.- Краснодар.- 1999.- С. 142-143.
52. Константинов, А.С. Рост молодых рыб в постоянных и переменных кислородных условиях / А.С. Константинов // Вестник МГУ. Сер. 16. –1988. –№ 4. – С. 3–7.
53. Корягина, Н.Ю. Система мониторинга популяции речных раков как одна из ступеней к восстановлению раководства / Н.Ю. Корягина // Рыбоводство и рыбное хозяйство.- 2013.- № 3.- С. 43-57.
54. Корягина, Н.Ю. Физиологическая характеристика речных раков при выращивании в искусственных условиях / Н.Ю. Корягина // Рыбоводство и рыбное хозяйство.- 2011.- № 1.- С. 41-46.
55. Корягина, Н.Ю. Физиолого-биохимическая характеристика речных раков при выращивании в искусственных условиях/ Н.Ю. Корягина // Автореф. дис. ... канд. биол. наук: 03.03.01.- М., 2010.- 20 с.
56. Коханов, Б.Т. А.С. 1600656 СССР, МКИ А 01К61/00. Установка для получения и подращивания личинок рыб и ракообразных / Б.Т. Коханов, В.Т. Маркин, В.П. Строганов.- № 4402489/30-13. Заявл. 04.04.88; Опубл. 23.10.90.

57. Крючков, В.Н. Инверсия пола австралийского рака за счет смещения от видового температурного оптимума / В.Н. Крючков, И.В.Мельник, Е.Г. Васильева // Естественные науки.- 2015.- № 3 (52).- С. 103-108.

58. Кучин, И.В. Охрана и разведение раков в озёрах и реках / И.В. Кучин.-М.: «Сельхозгиз».- 1930.- 64 с.

59. Лавровская, Н.Ф. Использование систем замкнутого цикла в Марикультуре / Н.Ф. Лавровская // Рыбное хозяйство, сер. Аквакультура: Обзорная информация. – М.: ЦНИИТЭИРХ, 1980. – Вып. 4. – 37 с.

60. Лавровский, В.В. Рекомендации по использованию кислорода при интенсивном выращивании рыб / В.В. Лавровский, Н.Н. Капалин, Ю.И. Есавкин, В.П. Панов. М.: Кафедра прудового рыбоводства ТСХА, 1987.– 28 с.

61. Лагуткина, Л.Ю. Способ выращивания австралийских раков (*Cherax quadricarinatus*) / Л.Ю. Лагуткина, С.В. Пономарев // Естественные науки. Журнал фундаментальных и прикладных исследований.- 2010.- № 4 (33).- С. 64-68).

62. Лагуткина, Л.Ю. К морфометрическим показателям австралийских раков *Cherax quadricarinatus* / Л.Ю. Лагуткина, С.В. Пономарев // Вестник АГТУ. Серия: Рыбное хозяйство.- 2010.- № 2.- С. 14-16.

63. Лагуткина, Л.Ю., Пономарев С.В. Новый объект тепловодной аквакультуры австралийский красноклешневый рак (*Cherax quadricarinatus*) / Ю.Л. Лагуткина, С.В. Пономарев // Вестник АГТУ.- 2008.- № 6 (47).- С. 220-223.

64. Лагуткина, Л.Ю. Способ выращивания австралийских раков (*Cherax quadricarinatus*) / Л.Ю.Лагуткина, С.В. Пономарев // Рыбоводство и рыбное хозяйство.- 2012.- № 5.- С. 67-71.

65. Лагуткина, Л.Ю. Комбикорм для тропических раков и пресноводных креветок / Л.Ю. Лагуткина, С.В. Пономарев, М.М. Пахомов //

Патент 2437566 RUS на изобретение.- Заявл. 28.06.2010.- Оpubл. 27.12.2011. -  
МПК: A23K1/18

66. Лакин, Г.Ф. Биометрия / Г.Ф. Лакин // М.: Высшая школа.- 1980.-  
293 с.

67. Мельник, Е.А. Биоэлектронная система контроля  
токсикологической безопасности биологически очищенных сточных вод /  
Е.А. Мельник, О.Н. Рублевская, Г.А. Панкова, С.В. Холодкевич, А.В.  
Иванов, Е.Л. Корниенко, С.В. Сладкова, В.А. Любимцев, А.С. Куракин //  
Водоснабжение и санитарная техника.- 2013.- № 1.-С. 7-12.

68. Мицкевич, О.И. Задачи и проблемы бассейнового  
культивирования широкопалого рака на северо-западе России /О.И.  
Мицкевич // Проблемы охраны, рационального использования и  
воспроизводства речных раков.- М.: Мединор.- 1997.- С. 75-79.

69. Мицкевич, О.И. К вопросу о товарном выращивании  
широкопалого рака в заводских условиях / О.И. Мицкевич // Рыбн. хоз-во.  
Сер. Аквакультура, информ. пакет - Аквакультура: проблемы и достижения.-  
М.: ВНИЭРХ.- 1994.- Вып. 1.- С. 2-7.

70. Мицкевич, О.И. Потребление кислорода и пищи широкопалыми  
раками в весенний и осенний периоды при искусственном выращивании /  
О.И. Мицкевич, О.В. Лебедева // Междунар. симпоз.: Холодноводная  
аквакультура: старт в 21 век.- С.-Пб., 8-13 сент. 2003г.- Материалы.- М.,  
2003.- ГосНИОРХ.- С. 184-185.

71. Моисеев, П.А. Ихтиология и рыбоводство / П.А. Моисеев, А.С.  
Вавилкин, И.И. Куранова. М.: Пищевая промышленность, 1975. – 280 с.

72. Нгуен Т.Т. Влияние температуры на развитие гонад  
австралийских раков *Cherax quadricarinatus* / Т.Т. Нгуен, В.Н.Крючков //  
Вестник Астраханского государственного технического университета. Серия:  
Рыбное хозяйство.- 2014.- № 3. С.- 110-115.

73. Никитин, Ю.К. А.С. 1405751 А2 СССР, МКИ А01К61/00.  
Установка для получения и подращивания личинок рыб и ракообразных - №



4173872/28-13. Заявл. 04.01.87 / Ю.К. Никитин, А.Б.Телеснин, Б.Т. Коханов.- Оpubл. Б.И., 1988.- № 24.

74. Овчинникова, Т.И. Воздействие аммиака на рыб / Т.И. Овчинникова // Рыбное хозяйство, сер. Рыбохозяйственное использование внутренних водоемов: Экспресс-информация ВНИЭРХ. М., 1990.- Вып.11.- С. 31-35.

75. Полосьянц Т.Ю. Стимуляция роста и овогенеза у американских раков рода *Procambarus* при культивировании / Т.Ю. Полосьянц // Автореф. дис. ... канд. биол. наук.- М.: МГТА.- 2002.- 21 с.

76. Пономарев, С.В. Марикультура. Культивирование креветок: учеб. пособие. / С.В. Пономарев, Л.Ю. Лагуткина // Астрахань: Изд-во АГТУ.- 2005.- 72 с.

77. Привезенцев, Ю.А. Рыбоводство / Ю.А. Привезенцев, В.А. Власов. М.: Мир, 2007. – 456 с.

78. Пронина, Г.И. Влияние повышенного содержания азотсодержащих соединений в водной среде на физиологическое состояние речных раков / Г.И. Пронина, Н.Ю. Корягина // Бюллетень Московского общества испытателей природы. Отдел биологический.- 2011.- Т. 116.- № 3.- С. 32-37.

79. Пронина, Г.И. Исследования иммунной устойчивости культивируемых гидробионтов / Г.И. Пронина, Н.Ю. Корягина // В Сб.: Континентальная аквакультура: ответ вызовам времени.-М.: ВНИИР, 2016.- С. 217-228.

80. Пронина, Г.И. Комплексная прижизненная физиологическая оценка речных раков в аквакультуре / Г.И. Пронина, Н.Ю. Корягина // Теоретические и прикладные проблемы агропромышленного комплекса.- 2014.- № 4 (21).- С. 46-49.

81. Пронина, Г.И. Оценка физиологического состояния и иммунного статуса рыб и речных раков в аквакультуре / Г.И. Пронина, Н.Ю.Корягина // В книге: Аквакультура сегодня. Доклады Всероссийской научно-

практической конференции 4 февраля 2015 г. -М.: ВНИИР.- 2015.- С. 221-233.

82. Пронина, Г.И. Система методов прижизненной физиолого-иммунологической оценки рыб и речных раков / Г.И. Пронина, Н.Ю. Корягина // В Сб.: Континентальная аквакультура: ответ вызовам времени.- М.: ВНИИР.- 2016.- С. 94-103.

83. Руководство по химическому анализу морских и пресных вод при экологическом мониторинге рыбохозяйственных водоёмов и перспективных для промысла районов мирового океана. – М.: Изд-во ВНИРО.- 2003. – 202 с.

84. Сальников, Н.Е. Культивирование пресноводных креветок: экзотика или реальность / Н.Е. Сальников, М.Э. Суханова // Рыбоводство и рыболовство.- 2000.- №4.-С. 15-17.

85. Сальников, Н.Е. Разведение и выращивание пресноводных креветок на юге России / Н.Е. Сальников, М.Э. Суханова.- Астрахань: КаспНИРХ.- 2000а.- 230 с.

86. Сандер, М. Техническое оснащение аквариума / М. Сандер. М.: Астрель: АСТ, 2002. –256 с.

87. Сельскохозяйственный энциклопедический словарь / Гл. ред. В.К. Месяц. – М.: Сов. Энциклопедия.- 1989. – 656 с.

88. Скляр, В.Я. Корма и кормление рыб в аквакультуре / В.Я. Скляр.- М.: Изд-во ВНИРО.- 2008.- 150с.

89. Спотт, С. Содержание рыбы в замкнутых системах / С. Спотт. М.: Легкая и пищевая промышленность. – 1983. – 192.

90. Степанов, Д.Н. Основы фильтрации и регенерации воды / Д.Н. Степанов // Рыбоводство. –1986. –№ 3. – С. 37-39.

91. Степанов, Д.Н. Пилотная установка для получения посадочного материала камчатского краба / Д.Н. Степанов, Б.П. Смирнов // Рыбное хозяйство. Сер. Аквакультура. Информпакет Аквакультура: проблемы и достижения. – М.: ВНИЭРХ. – 1999. – Вып. 2. – С. 10-14.

92. Стикни, Р. Принципы тепловодной аквакультуры / Р. Стикни. – М.: Агропромиздат, 1986. – 386 с.
93. Супрунович, А.В. Аквакультура беспозвоночных / А.В. Супрунович. Киев: Наукова думка, 1988. – 156 с.
94. Сущеня Л.М. Интенсивность дыхания ракообразных / Л.М. Сущеня.- Киев: «Наукова думка».-1972.- 195 с.
95. Ткачук, В.А. Клиническая биохимия / В.А. Ткачук // 2-е изд. испр. и доп. – М.: ГЭОТАР-МЕД, 2004. - С. 40-163.
96. Тырин, Д.В. Выбор наполнителя биофильтра в установках с замкнутым циклом водообеспечения для содержания морских холодноводных ракообразных / Д.В.Тырин , Н.П. Ковачева, Л.А. Нестерова, М.Ю. Назарцева // «Рациональное использование водных экосистем - перспективное направление реализации национального проекта «Развитие АПК»: материалы международной научно-практической конференции, ГНУ ВНИИР, Москва, 17-19 декабря. - 2007. - С. 225.
97. Тырин, Д.В. Выделение аммония камчатским крабом и американским омаром в установках с замкнутым водоиспользованием / Д.В. Тырин , Н.П. Ковачева , А.В. Жигин // «Рыбпром». - 2010. - № 4. - С. 86.
98. Тырин, Д.В. Потребление кислорода камчатским крабом и американским омаром при разной температуре воды / Д.В. Тырин , Н.П. Ковачева // Сборник трудов 2 съезда НАСЕС «Аквакультура Центральной и Восточной Европы: настоящее и будущее», 17-19 октября / «Pontos», Кишинёв.- 2011. - С. 259.
99. Тырин, Д.В. Технология содержания американского омара (*Homarus americanus*) в условиях аквакультуры / Д.В. Тырин // Сборник трудов «Проблемы аквакультуры» / «Аква-Лого» - 2009. - Вып. 3. - С. 12.
100. Тырин, Д.В. Потребление кислорода и интенсивность дыхания гигантской пресноводной креветки *Macrobrachium rosenbergii* в искусственных условиях / Д.В. Тырин, В.А. Арыстангалиева // Аграрная наука.- 2013 – 2. – С. 1-10.

101. Тырин, Д.В. Влияние температуры воды и типа наполнителя на запуск биофильтра в холодноводных установках с замкнутым циклом водообеспечения для содержания ракообразных. / Д.В. Тырин, Н.П. Ковачева, М.Ю. Назарцева // Сборник трудов ВНИРО к 100-летию со дня рождения профессора А.Ф. Карпевич / Издательство ВНИРО/ - 2009. - Том 148. - С. 131.

102. Федорова, З.В. Выращивание морских и пресноводных рыб в системах с замкнутым циклом водообеспечения / З.В. Федорова // Рыбное хозяйство. Сер. Аквакультура, информ. Пакет – Аквакультура: проблемы и достижения.- М.: ВНИЭРХ, 1997.- Вып.3.- 28 с.

103. Федотов, В.П. Разведение раков / В.П. Федотов.-С.-Пб.: Биосвязь, 1993.- 108 с.

104. Хмелева, Н.Н. Закономерности размножения ракообразных / Н.Н. Хмелева // АН БССР, Минск, Наука и техника.- 1988.- С.194-205

105. Хмелева, Н.Н. Пресноводные креветки / Н.Н. Хмелева, Ю.Г. Гигиняк, В.Ф. Кулеш. -М.: Агропромиздат, 1988.- 128 с.

106. Хмелёва, Н.Н. Экология пресноводных креветок / Н.Н. Хмелёва, В.Ф. Кулеш, А.В. Алехнович, Ю.Г. Гигиняк . - Минск, 1997.- 254 с.

107. Хорошко, А.В., Крючков В.Н. Новые направления прудовой аквакультуры в южных регионах России / А.В. Хорошко, В.Н. Крючков // Теоретические и прикладные проблемы агропромышленного комплекса.- 2010.- № 2.- С. 51-54.

108. Хорошко, А.И. Перспективы товарного выращивания пресноводной креветки в южных регионах России / А.В. Хорошко, В.Н. Крючков // Рыбоводство и рыбное хозяйство. - 2008.- № 2.- С. 58-64.

109. Хорошко, А.И. Патент 2180775 Россия, МКИ А01К61/00. Способ товарного выращивания гигантской пресноводной креветки.- № 2000116542/13. Заявл. 21.06.00/ А.И. Хорошко, А.Ф. Москвин, С.П. Волобоев и др.- Оpubл. 27.03.02.

110. Хофштэттер, К.В. Креветки и раки в аквариуме / К.В. Хофштэттер. - М.: 2008.- 118 с.
111. Цукерзис, Я.М. Опыт инкубирования икры широкопалых раков/ Я.М. Цукерзис.- Тр. АН Лит. ССР, 1962.- Сер. Б, Т. 2(28).
112. Цукерзис, Я.М. Размножение широкопалых раков в искусственных условиях / Я.М. Цукерзис . - Тр. АН ЛИТ. ССР, 1965.- Серия В.- Т. 1(36).
113. Цукерзис, Я.М. Опыт подращивания широкопалого рака в искусственных условиях / Я.М. Цукерзис, Е.А. Тамкявичене // Лимнология. Материалы XIV конференции по изуч. внутр. водоёмов Прибалтики.- Т.3, Ч. 2.- Рига.- 1968.
114. Цукерзис, Я.М.. Опыт прудовой инкубации икры речных раков/ Я.М. Цукерзис.-Тр. АН ЛИТ. ССР, 1964.- Сер. В, Т. 1(33).
115. Черкашина, Н. Я. Выращивание раков в поликультуре с рыбой / Н.Я. Черкашина // Рыбное хозяйство. – 1984. – № 2. – С. 39–40.
116. Черкашина, Н.Я. Состояние популяции рака рода *Astacus* в водоемах Азово-Донского бассейна в условиях антропогенного воздействия / Н. Я. Черкашина, О. Е. Тевяшова, В. Н. Карпенко, Е. С. Новикова // Основные проблемы рыбного хозяйства и охраны рыбохозяйственных водоемов Азовского бассейна / Азов. НИИ рыбного хозяйства. – Ростов н/Д, 1996. – С. 206–211.
117. Barki, A. Growth of redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) in a three-dimensional compartments system: Does a neighbor matter? / A. Barki, I. Karplus, R. Manor, S. Parnes, E.D. Aflalo, A. Sagi // Aquaculture.- 2006.- V. 252.- P. 348– 355.
118. Barki, A. Annual cycle of spawning and molting in the redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus*, under laboratory conditions / A. Barki, T. Levi, G. Hulata, I. Karplus // Aquaculture. 1997.- V. 157.- P. 239–249.

119. Borisov, R.R. The process of the tail fan formation in freshwater crayfish /R.R. Borisov, A.G.Tertitskaya // Freshwater Crayfish.- 2010.- V. 17.- P. 235-238.
120. Cianci, M. The molecular basis of the coloration mechanism in lobster shell: beta-crustacyanin at 3.2-Å resolution / M. Cianci, P.J. Rizkallah, A.Olczak, J. Raftery, N.E. Chayen, P.F. Zagalsky, J.R. Helliwell // Proc. Natl. Acad. Sci. USA.- 2002.- V. 99.- P. 9795–9800.
121. Cortes-Jacinto, E. Studies on the nutrition of the freshwater crayfish *Cherax quadricarinatus* (von Martens): effect of the dietary protein level on growth of juveniles and pre-adults / E. Cortes-Jacinto, H. Villarreal-Colmenares, R. Civera-Cerecedo, L.E. Cruz-Suárez // Freshwater Crayfish.- 2004.- V. 14.- P. 70-80.
122. Crandall, K.A. Global diversity of crayfish (Astacidae, Cambaridae, and Parastacidae, Decapoda) in freshwater / K.A. Crandall, J.E.Buhay // Hydrobiologia.- 2008.- V. 595.- P.295–301.
123. Curtis, M.C. Observations on monosex culture of redclaw crayfish *Cherax quadri- carinatus* von Martens (Decapoda: Parastacidae) in earthen ponds /M.C. Curtis, C.M. Jones // J. World Aquacult. Soc.- 1995.- V. 26.- n. 2.- P. 154-159.
124. Drengstig, A. Innovations in land-based recirculating aquaculture systems to produce market sized european lobster in Norway / A. Drengstig // Aquaculture Europe.- 2009.- V. 34.- n. 4.- P. 5-9.
125. FAO. 2013. *Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1868) at <http://www.fao.org> (01.07.13) FAO. The State of World Fisheries and Aquaculture.- 2012.- Rome.- 209 p.
126. FAO. 2013. *Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1868) at: // [www.fao.org](http://www.fao.org) (01.07.13).
127. Garcia-Guerrero, M. Description of the embryonic development of *Cherax quadricarinatus* Von Martens, 1868 Decapoda, Parastacidae, based on the staging method / M, Garcia-Guerrero, M.E. Hendrickx, H. Villarreal // Crustaceana.- 2003.- V. 76.- n. 3.- P. 269-280.

128. Growley, G.J. Studies in arthropod serology. Part 1. Changes in hemolymph composition as related to the ecdysal cycle / G.J. Growley // *Wassmann S. Biol.*- V. 21.- № 2.- P. 177-191.
129. Gutierrez, M.L. Effect of protein source on growth of early juvenile redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (Decapoda, Parastacidae) / M.L. Gutierrez, E.M. Rodriguez // *Freshwater Crayfish.*- 2010.- V. 17.- P. 23-29.
130. Helliwell, J.R. The structural chemistry and structural biology of colouration in marine crustacean / J.R.Helliwell // *Crystallography Reviews.*- 2010.- V. 16.- P. 231–242.
131. Holthuis, L.B. The freshwater crayfish of New Guinea / L.B. Holthuis // *Freshwater Crayfish.*- 1986.- V. 6.- P. 48-58.
132. Jones, C. The biology and aquaculture potential of the tropical freshwater crayfish *Cherax quadricarinatus*. - Queensland Department of Primary Industries Information Series/ C.Jones .-QI90028.- 1990.- 109 p.
133. Jones, C.M. a Production of juvenile redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus* (von Martens) (Decapoda, Parastacidae) I. Development of hatchery and nursery procedures. / C.M. Jones // *Aquaculture* 1995.- V. 138.- P. 221–238.
134. Jones, C.M. b Production of juvenile redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus* (von Martens) (Decapoda, Parastacidae) II. Juvenile nutrition and habitat / C.M. Jones // *Aquaculture.*- 1995.- V. 138.- P. 239-245.
135. Jones, C.M., Ruscoe I.M. Assessment of stocking size and density in the production of redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus* (von Martens) (Decapoda: Parastacidae), cultured under earthen pond conditions / C.M. Jones // *Aquaculture.*- 2000.- V. 189.- P. 63–71.
136. Karplus, I. Culture of the Australian redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) in Israel. I. Polyculture with fish in earthen ponds / I. Karplus, A. Barki, S. Cohen, G. Hulata // *Isr. J. Aquacult.-Bamidgheh.*- 1995.- V. 47.- n. 1.- P. 6-16.

137. Karplus, I. Culture of the Australian red-claw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) in Israel IV. Crayfish incorporation into intensive tilapia production units / I. Karplus, S. Harpaz, G. Hulata, R. Segev, A. Barki // *Isr. J. Aquacult.-Bamidgeh*. 2001.- V. 53.- n. 1.- P. 23-33.
138. Karplus, I. The soft red patch of the Australian freshwater crayfish (*Cherax quadricarinatus* (von Martens)): a review and prospects for future research / I. Karplus, A. Sagi, I. Khalaila, A. Barki // *J. Zool., Lond.*- 2003.- V. 259.- P. 375-379.
139. King, C.R. Egg development time and storage for redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* Von Martens / C.R. King // *Aquaculture*.- 1993.- V. 109.- P. 275-280.
140. King, C.R. b Potential fecundity of redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus* von Martens, in culture / C.R. King // *Aquaculture*.- 1993.- V. 114.- P. 237-241.
141. King, C.R. 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 / C.R. King / *Aquaculture*.- 1994.- V. 122.- P. 75-80.
142. Latscha, T. The role of astaxanthin in shrimp pigmentation / T. Latscha // *Advances in tropical aquaculture*.- 1989.- V. 9.- P. 319-325.
143. Lawrence C. Chapter 17. *Cherax*. In: *Biology of Freshwater Crayfish*. Holdich D.M. (Ed.) – UK, Oxford: Blackwell Science / C. Lawrence, C. Jones. - 2002.- P. 635-670.
144. Manor, R. Intensification of redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* culture II. Growout in a separate cell system / R. Manor, R. Segev, M.P. Leibovitz, E.D. Aflalo, A. Sagi // *Aquacultural Engineering*.- 2002.- V. 26.- P. 263-276.
145. Masser, M.P., Rouse D.B. Australian red claw crayfish / M.P. Masser // *Southern Regional Aquaculture Center*.- 1997.- V. 244.- P. 1-8/
146. Meade, M.E. Effects of temperature and salinity on weight gain, oxygen consumption rate, and growth efficiency in juvenile red-claw crayfish



*Cherax quadricarinatus* / M.E. Meade, J.E. Doeller, D.W. Kraus, S.A. Waits // Journal of the World Aquaculture Society.- 2002.- V.33.- n. 2.- P. 188–198.

147. Medley, P.B. Interactions and disease relationships between Australian red claw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) and red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*) in communal culture ponds / P.B. Medley, D.B. Rouse, Y.J. Brady // Freshwater Crayfish.- 1993.- V. 9.- P.50-56.

148. Niu, C. Effects of temperature on food consumption growth and oxygen consumption of freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii* (de Man 1879) postlarvae / C. Niu, D. Lee, S. Goshima, Sh. Nakao // Aquacult. Res.- 2003.- 34, № 6.- P. 501-506.

149. Parnes, S. Intensification of redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* culture I. Hatchery and nursery system / S. Parnes, A. Sagi // Aquacultural Engineering.- 2002.- V. 26.- P. 251-262.

150. Pinto, G.F. Growth and survival of the Australian red claw crayfish *Cherax quadricarinatus* at three densities in earthen ponds / G.F. Pinto, D.B. Rouse // Journal of the World Aquaculture Society. 1996.- V. 27.- n. 2.- P. 187–193.

151. Rodgers, L.J. The effects of monosex culture and stocking density on survival, growth and yield of redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) in earthen ponds / L.J. Rodgers, P.I. Saoud, D.B. Rouse // Aquaculture. 2006.- V. 259.- P. 164–168.

152. Romero, M.C. Effects of Reproductive Stage and Temperature on Rates of Oxygen Consumption in *Paralithodes platypus* (Decapoda: Anomura) / M.C. Romero, F. Tapella, B. Stevens, C.L. Buck // Journal of Crustacean Biology.- 2010.- Vol. 30 (3).- P. 393-400.

153. Romero, X.M. Production of redclaw crayfish in Ecuador / X.M. Romero // World Aquaculture. 1997.- V. 28.- n. 2.- P. 5-10.

154. Romero, X.M. Redclaw crayfish aquaculture in Ecuador: the new boom? / X.M. Romero // NAGA. 1997.- V.20.- n. 1.- P. 18-21.

155. Sagi , A. Intersex red claw crayfish, *Cherax quadricarinatus* (von Martens): functional males with pre-vitellogenic ovaries // Biol. Bull. 1996. V. 190. P. 16-23. Saoud I.P., Ghanawi J., Thompson K.R., Webster C.D. A review of the culture and diseases of redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (Von Martens 1868) / A. Sagi, I. Khalaila, A. Barki , G. Hulata , I. Karplus // Journal of the World Aquaculture Society.- 2013.- V. 44.- n. 1.- P. 1-29.

156. Souty-Grosset, C. Atlas of Crayfishin Europe. Muséum national d'Histoire naturelle. Paris (eds.), / C. Souty-Grosset, D.M. Holdich, P.Y. Noël, J.D. Reynolds, P. Haffner.- 2006.- 187 p.

157. Thomas, L. Clinical Laboratory Diagnostics, 1st ed. - Frankfurt: TH-Books / L.Thomas .-1998. – P. 200-350.

158. Thompson, K.R. 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/ K.R. Thompson, L.S. MeIs, L.A. Muzinic, S. Dasgupta, C.D.Webster // Aquaculture Nutrition. 2006.- V. 12.- P. 227–238.

159. Thompson, K.R. Evaluation of practical diets containing different protein levels, with or without fish meal, for juvenile Australian redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) / K.R. Thompson, L.A. Muzinic, L.S. Engler, C.D. Webster // Aquaculture. 2005.- V. 244.- P. 241– 249.

160. Thompson, K.R. Growth, processing measurements, tail meat yield, and tail meat proximate composition of male and female Australian redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus*, stocked into earthen ponds / K.R.Thompson, L.A. Muzinic, D.H.Yancey, C.D. Webster, D.B. Rouse , Y. Xiong // Journal of Applied Aquaculture. 2004.- V. 16.- P. 117 – 129.

161. Tlusty, M.F. Morphological colour change in the american lobster (*Homarus americanus*) in response to background colour and UV light / M.F. Tlusty, A. Metzler, S. Huckabone, S. Suanda , S. Guerrier // New Zeal. J. of Mar. and Fresh. Res.- 2009.- V. 43.- P. 247-255.

162. Tyrin, D. Consumption of dissolved oxygen by Red King crab and American lobster under artificial conditions. / D.Tyrin, N.P. Kovatcheva // Abstracts of contributions presented at «Aquaculture Europe 2011», Rhodos, Greece, October 17-19. - 2011- P. 585.

163. Tyrin, D. Excretion of ammonium by red king crab in closed water systems / D. Tyrin, N.P. Kovatcheva // Abstracts of contributions presented at «Aquaculture Europe 2010», Porto, Portugal, October 5-8. - 2010. - P. 679.

164. Tyrin, D. Excretion of total ammonium by some marine crustaceans / D. Tyrin, N. Kovatcheva // «Arctic and sub-Arctic biological resources: potential for biotechnology», collected scientific papers of the first international seminar and PhD workshop Petrozavodsk, Russia, September 6-9. / Karelian Research Centre RAS. - 2010. - vol. II «Current problems of physiology and biochemistry of aquatic organisms». - P.- 96.

165. Vazquez, F.J. Intersex females in the red claw crayfish, *Cherax quadricarinatus* (Decapoda: Parastacidae) / F.J. Vazquez, L.S. López // Rev. Biol. Trop. 2007.- V. 55.- n.1.- P. 25-32.

166. Wade, N.M. Mechanisms of colour adaptation in the prawn *Penaeus monodon* / N.M. Wade, M. Anderson, M.J. Sellars, R.K. Tume, N.P. Preston, B.D. Glencross // J. Exp. Biol.- 2012.- V. 215.- P. 343-350.

167. Xiaoxuan, C. Effects of Water Temperature on Ingestion and Growth of *Cherax quadricarinatus* / C. Xiaoxuan, W. Zhixin, H. Licai // Journal of Huazhong Agricultural.- 1995. (In Chinese with English Abstract).

168. Xue, X.M. Characterisation of cellulase activity in the digestive system of the redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) / X.M. Xue, A.J. Anderson, N.A. Richardson, A.J. Anderson, G.P. Xue, P.B. Mather // Aquaculture.- 1999.- V. 180.- P. 373-86.

169. Yeh, H.S. Indoor spawning and egg development of the red claw crayfish *Cherax quadricarinatus* / H.S. Yeh, D.B. Rouse // Journal of the World Aquaculture Society.- 1994.- V. 25.- n. 2.- P. 297-302.

170. Zhao Y. Effects of different gradient temperatures on embryonic development of the *Cherax quadricarinatus* (Crustacea, Decapoda) / Y. Zhao, F. Meng, L. Chen, Z. Gu , G. Xu , Q. Liu // Journal of Lake Science.- 2000.- V. 12.- P. 59-62.