

Дмитрий Владимирович Рудой¹✉, Анастасия Владимировна Ольшевская²,
Лилия Сергеевна Головки³, Виктория Николаевна Шевченко⁴,
Мэри Юрьевна Одабашян⁵, Светлана Викторовна Теплякова⁶

^{1,2,4,5,6}Донской государственный технический университет, Ростов-на-Дону, Россия

³Городская клиническая больница им. Ф.И. Иноземцева, Москва, Россия

¹rudoy.d@gs.donstu.ru

²olshevskaya.av@gs.donstu.ru

³liliya_s_golovko@mail.ru

⁴vikakhorosheltseva@gmail.com

⁵m.odabashyan@mail.ru

⁶teplyakova.sv@gs.donstu.ru

НАИБОЛЕЕ ЗНАЧИМЫЕ ЗАБОЛЕВАНИЯ АВСТРАЛИЙСКОГО КРАСНОКЛЕШНЕВОГО РАКА *CHERAX QUADRICARINATUS* (VON MARTENS, 1868) ПРИ ЕГО ВЫРАЩИВАНИИ В УСЛОВИЯХ АКВАКУЛЬТУРЫ

Цель исследования – обзор литературных данных, посвященных этиологической характеристике возбудителей инфекционных процессов, возможной симптоматике болезней и предполагаемому исходу патологического состояния гидробионтов. Задачи: первичный отбор литературы на общедоступных электронных библиографических базах данных с использованием ключевых слов; анализ литературы, включенной в исследование, ее систематизация, компиляция и переработка представленных сведений. Литература учитывалась за период с 2000 по 2024 г., в исследование включено 76 источников. Представлены краткая справка, дающая общее представление об австралийском красноклешневом раке, описание патогенов, наиболее характерных для красноклешневого рака. Большая часть из них относится к микроорганизмам вирусной природы, таким как вирус синдрома белых пятен, поражающий и других ракообразных, бацилловидный вирус, характеризующийся наличием палочковидных вирионов; вирус, подобный вирусу лямблиоза *Cherax* (*Giardia-like virus*), вызывающий нарушения пищеварения. Кроме вирусов красноклешневые раки подвержены воздействию бактериальных инфекций, например риккетсиоподобных микроорганизмов, которые могут привести к гибели особей. Среди грибковых патогенов достаточно часто встречаются *Fusarium* spp. и *Aphanomyces astaci*, последний ответственен за развитие чумы раков – заболевании с высоким риском массовой гибели гидробионтов. По итогам данного исследования можно сделать вывод о значительном разнообразии патогенов вирусной, грибковой и бактериальной природы, которые могут провоцировать летальный исход зараженных особей, а при высокой контагиозности и массовую гибель в популяции, что будет приводить к экономическим потерям отрасли и нарушать ее устойчивое развитие.

Ключевые слова: красноклешневый рак, *Cherax quadricarinatus*, болезни ракообразных, аквакультура, здоровье водных организмов

Для цитирования: Рудой Д.В., Ольшевская А.В., Головки Л.С., и др. Наиболее значимые заболевания Австралийского красноклешневого рака *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868) при его выращивании в условиях аквакультуры // Вестник КрасГАУ. 2025. № 9. С. 123–140. DOI: 10.36718/1819-4036-2025-9-123-140.

Финансирование: работа проведена в рамках выполнения проекта «Разработка персонифицированных кормов нового поколения с растительными и пробиотическими добавками для повышения выживаемости и улучшения здоровья рыб» (FZNE-2023-0003).

Dmitry Vladimirovich Rudoy^{1✉}, Anastasia Vladimirovna Olshevskaya²,

Liliya Sergeevna Golovko³, Victoria Nikolaevna Shevchenko⁴,

Mary Yurievna Odabashyan⁵, Svetlana Viktorovna Teplyakova⁶

^{1,2,4,5,6}Don State Technical University, Rostov-on-Don, Russia

³City Clinical Hospital named after F.I. Inozemtsev, Moscow, Russia

¹rudoy.d@gs.donstu.ru

²olshevskaya.av@gs.donstu.ru

³liliya_s_golovko@mail.ru

⁴vikakhorosheltseva@gmail.com

⁵m.odabashyan@mail.ru

⁶teplyakova.sv@gs.donstu.ru

THE MOST SIGNIFICANT DISEASES OF THE AUSTRALIAN RED-CLAW CRAYFISH *CHERAX QUADRICARINATUS* (VON MARTENS, 1868) WHEN CULTIVATED IN AQUACULTURE

*The aim of the study is to review the literature on the etiological characteristics of pathogens causing infectious processes, possible disease symptoms and the expected outcome of the pathological condition of aquatic organisms. Objectives: primary selection of literature on publicly available electronic bibliographic databases using keywords; analysis of the literature included in the study, its systematization, compilation and processing of the presented information. The literature was taken into account for the period from 2000 to 2024, the study included 76 sources. A brief reference is presented giving a general idea of the Australian red claw crayfish, a description of the pathogens most characteristic of the red claw crayfish. Most of them relate to viral microorganisms, such as white spot syndrome virus, which also affects other crustaceans, bacilliform virus characterized by the presence of rod-shaped virions; a virus similar to the *Cherax giardiasis virus* (Giardia-like virus), causing digestive disorders. In addition to viruses, red claw crayfish are susceptible to bacterial infections, such as rickettsia-like microorganisms, which can lead to the death of individuals. Among fungal pathogens, *Fusarium* spp. and *Aphanomyces astaci* are quite common, the latter being responsible for the development of crayfish plague, a disease with a high risk of mass mortality of aquatic organisms. Based on the results of this study, it can be concluded that there is a significant diversity of pathogens of viral, fungal and bacterial nature that can provoke the death of infected individuals, and with high contagiousness, mass mortality in the population, which will lead to economic losses in the industry and disrupt its sustainable development.*

Keywords: red claw crayfish, *Cherax quadricarinatus*, crustacean diseases, aquaculture, aquatic health

For citation: Rudoy DV, Olshevskaya AV, Golovko LS, et al. The most significant diseases of the Australian red-claw crayfish *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868) when cultivated in aquaculture. *Bulletin of KSAU*. 2025;(9):123-140. (In Russ.). DOI: 10.36718/1819-4036-2025-9-123-140.

Funding: the work was carried out as part of the project "Development of new-generation personalized feeds with plant and probiotic additives to increase the survival rate and improve the health of fish".

Введение. Численность населения в мире все больше увеличивается и, по данным мировой статистики, к 2050 г. предположительно достигнет 9,7 млрд человек [1], что обуславливает постоянно растущий спрос на источник высококачественного белка, особенно в связи с данными по стагнации промыслового рыболовства [2, 3]. Коммерческий рыболовный промысел способен привести к полному истощению диких запасов и спровоцировать серьезную экологическую проблему при сохранении и особенно при увеличении темпов вылова [4]. Аквакультура является одним из самых быстрорастущих направлений

сельского хозяйства и обеспечивает возможность реализации высокой потребности на качественные товарные объекты аквакультуры [5, 6]. За 2022 г. за счет рыболовства и аквакультуры было получено 223,2 млн т продукции, что на 4,4 % выше, чем в 2020 г. Причем производство товарных объектов за счет аквакультурной отрасли превысило объем продукции промышленного рыболовства. За счет аквакультурного сектора в 2022 г. было получено 130,9 млн т продукции, из которых 94,4 млн т составили гидробионты, – 51 % от общего мирового объема [7].

Ракообразные занимают уникальное положение в мировой аквакультуре, несмотря на то, что их доля в общем объеме производства относительно невелика [8]. Согласно данным Продовольственной и сельскохозяйственной организации Объединенных Наций (FAO), аквакультура ракообразных составляет лишь 13,5 % от общего мирового производства, однако ее вклад в экспортную стоимость существенно выше – 23 % [7]. Это объясняется высокой рыночной ценой ракообразных по сравнению с большинством видов рыб, что делает их выращивание экономически весьма привлекательным [8]. В Австралии, например, аквакультура ракообразных стала объектом пристального внимания именно из-за высокой рентабельности [9]. Развитие технологий аквакультуры сыграло ключевую роль в расширении производства ракообразных [10]. Современные методы включают использование различных типов хозяйств: от фермерских плотин и земляных прудов [11] до высокотехнологичных инкубаториев и специализированных установок для выращивания личинок [12]. Такой подход позволяет эффективно культивировать разнообразные коммерчески значимые виды. Среди наиболее популярных объектов культивирования – различные виды пресноводных раков рода *Cherax* Erichson, 1846, такие как *Cherax destructor* Clark, 1936; *Cherax albidus* Clark, 1936; *Cherax cainii* Austin & Ryan, 2002; *Cherax tenuimanus* Smith, 1912 и *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868). Также к коммерчески успешным видам можно отнести лангустов *Panulirus* spp. White, 1847; черных тигровых креветок *Penaeus monodon* Fabricius, 1798 и банановых креветок *Fennero penaeus merguensis* (DeMan, 1888) [9–16].

Красноклешневый рак *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868) является коренным видом Северной Австралии и Южной Новой Гвинеи [17]. Данный вид считается крупным представителем пресноводных десятиногих ракообразных, отличается высокой продуктивностью, самки способны откладывать более тысячи яиц за один нерест, также для *C. quadricarinatus* характерно быстрое созревание, рост и высокая экологическая толерантность, что делает его привлекательным объектом аквакультуры [17, 18]. Его неприхотливость к условиям обитания позволила ему успешно адаптироваться в разнооб-

разных средах, от быстротекущих рек до стоячих водоемов [19], и на текущий момент *C. quadricarinatus* занимает второе место по экономическому значению среди раков, уступая только луизианскому раку *Procambarus clarkii* (Girard, 1852) [17]. Начиная с середины 1980-х гг. наблюдается стремительное развитие индустрии разведения красноклешневого рака в тропических и субтропических регионах мира, включая Южную Африку, Зимбабве, Японию, Америку, Китай и Чили [20]. Популярность красноклешневого рака как в качестве объекта коммерческого разведения, так и в качестве декоративного животного для аквариумов привела к его широкому распространению по планете [21], что, к сожалению, сопряжено с рисками инвазивного распространения и потенциального негативного воздействия на местные экосистемы [19]. Первоначально выращивание велось преимущественно в обширных прудовых системах, где раки содержались в относительно естественных условиях. Однако с ростом спроса на продукцию все чаще стали применяться интенсивные системы выращивания, характеризующиеся высокой плотностью посадки и контролируемые параметры среды обитания (температура воды, кислородный режим, кормление). Такой подход позволяет существенно увеличить объемы производства, но одновременно увеличивает риск возникновения и распространения заболеваний [19, 20].

Изучение патогенов, поражающих красноклешневых раков, является актуальной проблемой. Несмотря на кажущуюся устойчивость к неблагоприятным факторам, интенсивное промышленное разведение создает благоприятные условия для вспышек инфекционных болезней [19]. Среди известных вирусов, поражающих *C. quadricarinatus*, можно выделить вирус синдрома белых пятен (WSSV – White Spot Syndrome Virus), аналог которого известен у креветок; бацилловидный вирус *C. quadricarinatus* (bacilliform virus), характеризующийся наличием палочковидных вирионов; вирус, подобный вирусу лямблиоза *Cherax* (Giardia-like virus), вызывающий нарушения пищеварения; вирус смертности, выделенный у производителей раков, этиология которого требует дальнейшего изучения; предполагаемый жаберный парвовирус, поражающий жаберный аппарат; рео-

подобный вирус, относящийся к семейству Reoviridae, и парво-подобный вирус *C. quadricarinatus*, принадлежащий к семейству Parvoviridae [19, 22].

Кроме вирусов, красноклешневые раки подвержены воздействию бактериальных и грибковых инфекций, а также паразитов. Стресс, связанный с высокой плотностью посадки, некачественным кормом или неблагоприятными условиями содержания, существенно снижает иммунитет раков и повышает их восприимчивость к заболеваниям. Поэтому профилактика играет ключевую роль в успешном развитии аквакультуры. Она включает в себя строгий контроль качества воды, правильный подбор кормов, регулярную дезинфекцию оборудования и санитарную обработку бассейнов, а также раннюю диагностику заболеваний и своевременное лечение с использованием разрешенных ветеринарных препаратов [17, 20].

Цель исследования – анализ и обобщение литературных сведений о болезнях австралийского красноклешневого рака *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868).

Задачи: первичный отбор литературы по ключевым словам в электронных базах данных, анализ, переработка и систематизация полученного материала. [u2]

Объекты и методы. Обзор литературы выполнен с использованием опубликованных материалов по рассматриваемой тематике в общедоступных электронных библиографических базах данных: Российская государственная библиотека, E-library, КиберЛенинка, PubMed, ScienceDirect, Scopus, Web of Science и др. Литературный поиск ограничивался ключевыми словами: «красноклешневый рак», «Redclaw crayfish», «*Cherax quadricarinatus*», «болезни ракообразных», «crustacean diseases», «аквакультура», «aquaculture», «здоровье водных организмов», «aquatic organism health», которые использовались как одиночно, так и в различных комбинациях. Период поиска включал в себя диапазон 2000–2024 гг. и состоял из анализа 76 литературных источников.

Результаты и их обсуждение

Вирусные заболевания. Вирусные заболевания могут привести к значительным потерям в аквакультурном производстве [23]. Вирусы, представляющие серьезную угрозу для аква-

культуры и ставящие под сомнение устойчивость и эффективность этой отрасли, перечислены и подлежат отчетности перед Всемирной организацией здравоохранения животных (WOAH) [24].

Вирус синдрома белых пятен (WSSV) представляет собой серьезную угрозу как для морских, так и для пресноводных экосистем, поражая широкий спектр ракообразных, включая различные виды раков и креветок [25]. WSSV считается одним из самых опасных вирусов для ракообразных в связи с высоким уровнем летальности, вирус способен вызывать до 100 % смертельных исходов в течение 3–10 дней после появления первых признаков заболевания [u3][26]. Коллектив авторов Mrugała et al. (2015) сообщили о наличии WSSV у красноклешневых раков, реализуемых в качестве декоративных домашних особей, что подчеркивает важность мониторинга заболеваний среди аквариумных животных, так как они могут служить переносчиками вирусов, угрожающих как дикой природе, так и аквакультуре [27]. Помимо угрозы выживаемости ракообразных, WSSV повышает также финансовые затраты, так как, по данным D.V. Lightner (2011), этот вирус стал причиной колоссальных экономических убытков в аквакультуре креветок [28]. В нескольких исследованиях отмечалось, что различные добавки могут повысить устойчивость красноклешневых раков к заболеваемости WSSV. J. Gong et al. (2022) в своем исследовании обнаружили, что монолаурат глицерина, используемый в пищевой промышленности в качестве эмульгатора или консерванта, благотворно влиял на здоровье *C. quadricarinatus*. Монолаурат глицерина усиливал экспрессию генов, связанных с иммунитетом, в основном JAK и каспазы, в результате чего особи, получавшие в процессе эксперимента 4 г/кг монолаурата глицерина, продемонстрировали более высокую выживаемость и меньшую вирусную нагрузку, чем гидробионты контрольной группы после заражения WSSV [29]. Также X. Zhou et al. (2022) было обнаружено, что кумарин, вещество растительного происхождения с молекулярной формулой $C_9H_6O_2$, применяемый в качестве пищевой добавки у красноклешневого рака из расчета 40 мг/кг, снизил смертность *C. quadricarinatus* и замедлил процесс заражения особей WSSV. Введенный в

рацион кумарин усиливал активность таких ферментов, как фенолоксидазы (PO), кислой фосфатазы (ACP) и супероксиддисмутаза (SOD), а также активность лизоцима (LZM). Кумарин способствовал увеличению экспрессии генов *proPO*, *JAK*, *STAT*, *ALF* и *Hsp70*, в то время как уровень экспрессии каспазы на уровне мРНК снизился [30]. J. Gong et al. (2023) выявили, что кверцетин, растительный флавоноид с молекулярной формулой $C_{15}H_{10}O_7$, благотворно повлиял на здоровье красноклешневых раков, инфицированных WSSV. Применение кверцетина способствовало снижению смертности среди зараженных особей, увеличивало экспрессию генов иммунитета, в частности *JAK*, *STAT* и *ALF* [31].

В 2014 г. был описан новый иридовirus, известный как *Decapod iridescent virus 1* (DIV1), который был первоначально зарегистрирован как «*Cherax quadricarinatus iridovirus*» (CQIV). В 2019 г. Исполнительный комитет Международного комитета по таксономии вирусов одобрил DIV1 как новый вид нового рода *Decapod iridovirus* в семействе Iridoviridae [32]. Вирус радужной оболочки десятиногих раков 1 поражает в основном молодь креветок и раков [33]. Этот вирус был выявлен у красноклешневых креветок [34, 35], что вызвало серьезные опасения в Южном Китае, где он стал новой смертельной угрозой для раков и креветок [36], в результате Вьетнам, как соседствующая страна, принял срочные меры по защите своих пресноводных креветок, включая более строгий контроль импорта и торговли [17]. В литературе не зафиксированы специфические патогномические клинические проявления, характерные для DIV1, также заболевание характеризуется высокой смертностью – более 80 % для культивируемых на фермах креветок и ракообразных [33]. В связи с отсутствием эффективных лекарственных препаратов для снижения вероятности появления и распространения DIV1 необходимо соблюдать карантинные меры, правила разведения ракообразных и проводить своевременную дезинфекцию [33].

Другим примером вируса, угрожающего ракообразным, является вирус палочковидной формы *Cherax quadricarinatus* (*Cherax quadricarinatus bacilliform virus* – CqBV), который был впервые описан для раков Северной Австралии. В результате перемещения раков этот вирус

распространился не только по Австралии, но и за ее пределами. Существуют данные, что CqBV приводит к снижению производства в аквакультуре и высокой смертности среди всех возрастных групп ракообразных [17]. Раки с тяжелой формой CqBV более вялые, у них слабая или отсутствующая реакция на отдергивание хвоста, и они не могут вернуть свое тело в вертикальное положение, если их перевернуть [37].

Вирус инфекционного гиподермального и гемопозитического некроза (IHNV), также известный под названием *Decapod penstylhamaparvovirus 1*, является самым маленьким из известных вирусов ракообразных. Он имеет безоболочечную икосаэдрическую структуру и одноцепочечный ДНК-геном длиной примерно 3,9 кб [19, 38]. Главный клинический признак заражения IHNV – синдром деформации укороченных особей, который проявляется в виде характерных деформаций кутикулы ракообразных, приводящих к укорочению тела, искривлению панциря и другим морфологическим аномалиям. Однако проявления инфекции могут варьировать в зависимости от вида ракообразных, возраста и других факторов, например условия содержания. В некоторых случаях инфекция может протекать бессимптомно, что затрудняет раннюю диагностику и принятие своевременных мер [39]. Ранее не было известно, возможно ли инфицирование *C. quadricarinatus*, однако в работе C. Lee et al. (2021) с помощью метода полимеразной цепной реакции (ПЦР) обнаружили инфекцию IHNV у *C. quadricarinatus*, идентифицировав вирусную ДНК в образцах тканей товара, ввозимого в Южную Корею [19].

Среди вирусов семейства Parvoviridae, к которым относится IHNV, существуют другие патогены, поражающие *C. quadricarinatus*. К ним относятся вирусы подсемейства Densovirinae, которые могут быть высокоспецифичными для своего хозяина и провоцировать развитие летального исхода. Примером является денсовирус *C. quadricarinatus* (*Cherax quadricarinatus densovirus* – CqDV), ранее предполагаемый жабберный парвовирус (Putative gill parvovirus), который теперь известен как *Decapod aquambidensovirus 1*. Также в семействе парвовирусов находятся представители подсемейства Hamaparvovirinae, включая гепатопанкреатический парвовирус (*Hepato pancreatic parvovirus* – HPV),

переименованный в *Decapod hepanhamaparvovirus 1* (DHPV-1) [40]. При инфицировании *Decapod aquambidensovirus 1* у *C. quadricarinatus* основным гистопатологическим изменением стали гипертрофированные ядра жабр. Массовая смертность наблюдалась среди молодых особей в течение четырех недель, составив 96 % от общего числа. Пораженные раки проявляли слабость, анорексию и вялость. Экспериментально зараженные раки демонстрировали выраженные признаки недомогания, потерю аппетита и дезориентацию перед смертью. Наиболее сильно инфицированными тканями оказались жабры, кутикулярный эпителий и эпителиальные клетки передней, средней и задней кишки [40]. В исследовании, проведенном S. Bochow (2016), клинические признаки заражения красноклешневых раков проявились в период от 17 до 57 дней после инфицирования. Наиболее очевидными клиническими проявлениями стали волдыри, наполненные вязким, студенистым веществом, расположенные на внутренней мембране между панцирем и жабрами. Эти образования охватывали жаберную полость и распространялись на верхнюю и нижнюю части головогруды [41]. При DHPV-1 наблюдаются неспецифические клинические проявления, такие как некроз и атрофия гепатопанкреаса, замедленный рост, анорексия и ухудшение очистительных функций. При этом наблюдается увеличение поверхности жабр и их обрастание эпикомменсальными организмами [42]. Однако DHPV-1 был исключен из списка патогенов, подлежащих отчетности в WOAH, поскольку больше не вызывает значительных негативных экономических последствий для аквакультуры [43]. Кроме того, в семействе *Parvoviridae* выделяли вирус смертности, изолированный нерестом (*Spawner-isolated mortality virus* – SMV). По данным литературы сообщалось, что вирус воздействует на клетки, происходящие из энтодермы, в различных органах, включая дистальные участки гепатопанкреатических канальцев, слепые кишки и складки средней и задней кишки, терминальную ампулу, а также медиальный семявыносящий проток в мужской репродуктивной системе, яичник и лимфоидные органы [39]. Однако последними исследованиями было обнаружено, что генетическая последовательность соответствует

Carnobacterium divergens, в связи с чем это название было отменено [40, 44].

К семейству *Totiviridae* относится *Cherax Giardia-like virus*. Патогенные микроорганизмы были выявлены в гепатопанкреоцитах, где наблюдалось незначительное увеличение размеров ядер. Вирионы без оболочки имели шестиугольную или пятиугольную форму, что указывает на их икосаэдрическую структуру, и их размер составлял примерно 25 нм в поперечнике. Этот вирус широко распространен среди молодых особей *C. quadricarinatus* и считается для них значимым патогеном [20, 45].

Бактериальные заболевания. Бактериальная микробиота ракообразных крайне разнообразна и включает в себя как комменсальные (существующие без вреда для хозяина) виды, так и патогенные, способные индуцировать инфекционные заболевания, в т. ч. и с летальным исходом. Эти бактерии обитают в различных частях тела рака: на экзоскелете, в кишечнике и даже в гемолимфе [17]. В совокупности с неудовлетворительными условиями окружающей среды смертность как диких, так и выращиваемых в аквакультурных условиях особей увеличивается [46]. Среди наиболее опасных бактериальных патогенов раков следует выделить риккетсиоподобные организмы, близкие к *Coxiella cheraxi*. Эти внутриклеточные бактерии способны вызывать тяжелые системные инфекции, приводящие к летальному исходу. Механизмы патогенности этих бактерий изучены не до конца, но предполагается, что они связаны с повреждением клеток гемолимфы и органов рака, а также с нарушением работы иммунной системы [17]. Кроме того, бактерии рода *Vibrio* являются серьезной угрозой для раков, способствуя развитию септицемии и гибели особей [17].

Грибковые заболевания. Для красноклешневого рака, помимо вирусных и бактериальных микроорганизмов, были подробно описаны другие патогены и эктосимбионты [17, 20]. Микозы также играют значительную роль в структуре инфекционных заболеваний. *Fusarium* spp., представители отдела *Sordariomycetes*, являются наиболее распространенными грибковыми патогенами раков. Они вызывают поражения кутикулы и жабр, проявляющиеся в виде темных пятен и эрозий. Это заболевание, часто называемое «болезнью пятен ожога», хоть и не

является специфичным и отражает общий воспалительный ответ организма, может привести к значительному ослаблению рака и повышению его уязвимости к другим инфекциям [17, 47]. Важно отметить, что *Fusarium* имеет широкий круг хозяев среди различных видов ракообразных, что дополнительно затрудняет борьбу с этим заболеванием [47–49]. Более того, проблема распространения патогенов усложняется интродукцией новых видов в существующие экосистемы [50]. Например, хитридиомицет *Batrachochytrium dendrobatidis*, известный как смертельно опасный патоген для амфибий, вызывающий хитридиомикоз [51], также представляет угрозу для раков [17]. Этот грибок способен быстро распространяться и наносить значительный ущерб популяциям раков [52].

Наиболее известным и разрушительным патогеном является *Aphanomyces astaci*, оомицет, вызывающий раковую чуму. Этот грибоподобный организм, эволюционировавший с североамериканскими видами раков, проявляет высокую вирулентность по отношению к другим видам ракообразных, включая красноклешневого рака. Его распространение началось в 1859 г. и привело к катастрофическому сокращению популяций раков на обширных территориях [17]. Механизм действия *A. astaci* включает проникновение в хитиновый покров рака, разрушение тканей и быстрое развитие системной инфекции [53]. Важно отметить, что существует генетическое разнообразие среди штаммов *A. astaci*, отличающихся по уровню вирулентности [54]. В последние годы наблюдается рост интереса к хроническим инфекциям у раков [55, 56]. Эти инфекции характеризуются более длительным течением и меньшей летальностью, что предполагает формирование некоторого баланса между паразитом и хозяином. Однако механизмы, лежащие в основе этого баланса, пока изучены недостаточно [57]. Более того, влияние хронических инфекций на долгосрочную выживаемость и репродуктивную функцию раков остается неясным [17]. Географическое распространение *A. astaci* продолжает расширяться. Помимо Европы, патоген обнаружен в Южной Америке [58], Индонезии [59], Японии [60, 61] и Мадагаскаре [62], вызывая угрозу для местных популяций раков. Заслуживает внимания явление относительной устойчивости некоторых ви-

дов раков к *A. astaci*. Например, обыкновенный ябби (*C. destructor*) и южноамериканские виды *Parastacus defossus* (Faxon, 1898) и *P. pilimanus* (von Martens, 1869) демонстрируют определенную устойчивость, по крайней мере, к менее вирулентным штаммам. Эта резистентность может быть связана с генетическими факторами, специфическими иммунными механизмами или другими особенностями биологии этих видов [58, 63, 64]. В популяции красноклешневого рака может наблюдаться высокий уровень смертности при возникновении раковой чумы среди особей [22[u4], 65, 66[u5]].

Микроспоридии – это внутриклеточные паразитические грибы, поражающие широкий спектр членистоногих, включая раков, представляющие серьезную угрозу как для диких популяций, так и для аквакультуры. Один из наиболее известных примеров – инфекции, вызываемые микроспоридиями рода *Thelohania* у раков, приводящие к так называемой «фарфоровой болезни» или «болезни ватного хвоста». Название обусловлено характерным изменением окраски и текстуры брюшных мышц зараженных особей: они становятся непрозрачными, белесыми и напоминают фарфор или вату. Это происходит из-за массового накопления зрелых спор паразита внутри мышечных волокон. На поздних стадиях заболевания до 90 % мышечной ткани может быть поражено, что приводит к значительному ослаблению рака [17, 67, 68[u6]]. Заболевание развивается хронически, продолжительность инкубационного периода и длительность самой инфекции варьируются в зависимости от вида микроспоридии, условий окружающей среды и иммунитета хозяина. Однако в большинстве случаев болезнь приводит к смерти рака в течение нескольких месяцев или даже лет. Симптоматика, помимо характерного изменения цвета мышц, включает в себя снижение активности, вялость, слабую реакцию на раздражители (например, слабые отдергивания хвоста) и потерю аппетита. Диагностика обычно проводится путем микроскопического исследования мышечной ткани, выявляющего характерные споры *Thelohania* [67, 69]. Механизмы передачи микроспоридий достаточно разнообразны. Доминирующими являются горизонтальные пути передачи – каннибализм (поедание зараженных особей) и передача через загрязненную воду

[70]. Споры микроспоридий очень устойчивы во внешней среде и могут сохраняться в воде и почве длительное время, обеспечивая долгосрочный источник инфекции. Кроме того, возможна вертикальная передача – от зараженной самки к потомству через яйца. Эффективность вертикальной передачи зависит от вида паразита и хозяина [71]. Распространенность инфекций варьируется в зависимости от географического региона и вида раков. Исследования показывают, что в некоторых диких популяциях уровень инфицирования может достигать 7–8 % (например, у красноклешневых раков в Австралии), а в других – существенно выше, до 38 % (например, у обыкновенного ябби). Ситуация усугубляется в условиях аквакультуры, где высокая плотность посадки и стрессовые факторы способствуют распространению инфекции. В интенсивных хозяйствах уровень заражения может быть значительно выше, чем в дикой природе. Это приводит к существенным экономическим потерям, так как инфицированные раки непригодны для продажи и потребления [17]. Заболевание представляет угрозу не только для конкретного вида раков, но и для всего биоценоза водоема. Низкая специфичность хозяина у некоторых видов микроспоридий позволяет им заражать различные виды ракообразных, расширяя ареал распространения инфекции и создавая угрозу для всей экосистемы [72]. Поэтому разработка эффективных методов профилактики и борьбы с микроспоридиозами является важной задачей для ветеринарной медицины и аквакультуры.

Нарушения, провоцируемые эктосимбиотическими организмами. Кроме того, на раках могут обитать множество других таксонов, влияние которых на здоровье и экономическую ценность ракообразных может быть значительным. К ним можно отнести различные виды инфузорий, такие как кругоресничные (например *Vorticella* spp., *Zoothamnium* spp., *Epistylis* spp.) и панцирные инфузории (например *Lagenophrys* spp., *Puxicola* spp., *Cothurnia* spp.). Эти одноклеточные организмы прикрепляются к телу рака, преимущественно к жабрам и хитиновому покрову, и питаются бактериями, детритом или даже непосредственно тканями хозяина, в зависимости от вида [17, 20, 73]. Также в литературе приводятся сведения о новом виде сосущей

инфузории *Tokophrya huangmeiensis* sp.n., выделенной из панциря красноклешневого рака [73]. В основном заражение инфузориями связано со снижением рыночной стоимости гидробионтов, однако *Tetrahymena pyriformis* может провоцировать летаргическое состояние, снижение или полное отсутствие реакции отдергивания хвоста, нарушение способности выпрямляться [20]. Комменсальная фауна раков также представлена беспозвоночными. Нематоды, мелкие круглые черви, часто встречаются в жаберных полостях и пищеварительном тракте раков. Их роль в большинстве случаев остается неясной, хотя некоторые виды могут быть потенциальными конкурентами за ресурсы или даже передавать патогены [17]. Темноцефалиды (*Turbellaria*), плоские черви, являются относительно крупными и хорошо изученными комменсалами раков. Многие виды темноцефалид ведут эктокомменсальный образ жизни, питаясь остатками пищи или органическим детритом на поверхности тела рака. Однако некоторые виды проявляют паразитические тенденции, особенно при высокой плотности популяции. Заражение жабр темноцефалидами может вызывать значительное нарушение дыхательной функции, особенно у личиночных форм раков или при стрессовых условиях, таких как низкое содержание кислорода в воде, высокая плотность посадки или некачественный корм [74–76]. Экономическое значение этих отношений нельзя недооценивать. Сильное заражение паразитами и комменсалами может значительно снизить рыночную стоимость раков из-за ухудшения их внешнего вида, снижения веса и повышенной смертности. Кроме того, некоторые комменсалы могут служить переносчиками других патогенных организмов [17].

Заключение. Болезни красноклешневого рака *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868) представляют собой значимую угрозу как для здоровья популяции данного вида ракообразных, так и для экосистемы, в которой они обитают, в связи с угрозой передачи патогенных микроорганизмов другим животным. Инфекционные агенты, как описанные в данном обзоре, так и не вошедшие в него, оказывают серьезное воздействие на уровень здоровья и выживаемость выращиваемых особей, а также несут в себе угрозу значимых экономических

потерь при массовой гибели культивируемых гидробионтов. Современные исследования подчеркивают важность комплексного подхода к изучению этих инфекций, включая молекулярные методы диагностики. Понимание механизмов взаимодействия между патогенами и хозяевами, а также факторов, способствующих распространению инфекций, является ключевым для разработки эффективных стратегий управления и контроля заболеваемости. Будущие исследования должны сосредоточиться на

выявлении новых патогенов, в том числе на разработке и внедрении доступных методов экспресс-диагностики патогенных агентов для принятия своевременных соответствующих мер. Кроме того, акцент должен делаться и на разработке методов профилактики и лечения инфекционных заболеваний красноклешневого рака. Это позволит не только сохранить здоровье популяции этих организмов, но и защитить экосистему и аквакультурную отрасль от потенциальных экономических потерь.

Список источников

1. Berners-Lee M., Kennelly C., Watson R., et al. Current global food production is sufficient to meet human nutritional needs in 2050 provided there is radical societal adaptation // *Elementa: Science of the Anthropocene*. 2018. Vol. 6. P. 52. DOI: 10.1525/elementa.310.
2. Ertör-Akyazi P. Contesting growth in marine capture fisheries: The case of small-scale fishing cooperatives in Istanbul // *Sustainability Science*. 2020. Vol. 15, N 1. P. 45–62. DOI: 10.1007/s11625-019-00748-y.
3. Longo S.B., Clark B., York R., et al. Aquaculture and the displacement of fisheries captures // *Conservation biology: the journal of the Society for Conservation Biology*. 2019. Vol. 33, N 4. P. 832–841. DOI: 10.1111/cobi.13295.
4. Béné C., Barange M., Subasinghe R., et al. Feeding 9 billion by 2050—Putting fish back on the menu // *Food Security*. 2015. Vol. 7. P. 261–274. DOI: 10.1007/s12571-015-0427-z.
5. Ahmed N., Thompson S., Glaser M. Global Aquaculture Productivity, Environmental Sustainability, and Climate Change Adaptability // *Environmental Management*. 2019. Vol. 63, N 2. P. 159–172. DOI: 10.1007/s00267-018-1117-3.
6. Houston R.D., Bean T.P., Macqueen D.J., et al. Harnessing genomics to fast-track genetic improvement in aquaculture // *Nature reviews. Genetics*. 2020. Vol. 21, № 7. P. 389–409. DOI: 10.1038/s41576-020-0227-y.
7. FAO. *The State of World Fisheries and Aquaculture 2024 – Blue Transformation in action*. Rome. 2024. Available at: <https://openknowledge.fao.org/handle/20.500.14283/cd0683en>. Accessed: 04.03.2025. DOI: 10.4060/cd0683en.
8. Tacon A.G.J. Trends in Global Aquaculture and Aquafeed Production: 2000–2017 // *Reviews in Fisheries Science & Aquaculture*. 2020. Vol. 28, N 1. P. 43–56. DOI: 10.1080/23308249.2019.1649634.
9. Mauro M., Arizza V., Arculeo M., et al. Haemolymphatic Parameters in Two Aquaculture Crustacean Species *Cherax destructor* (Clark, 1836) and *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868) // *Animals: an open access journal from MDPI*. 2022. Vol. 12, N 5. P. 543. DOI: 10.3390/ani12050543.
10. Black N., Banks T.M., Glendinning S., et al. Silencing Multiple Crustacean Hyperglycaemic Hormone-Encoding Genes in the Redclaw Crayfish *Cherax quadricarinatus* Induces Faster Molt Rates with Anomalies // *International journal of molecular sciences*. 2024. Vol. 25, N 22. P. 12314. DOI: 10.3390/ijms252212314.
11. Rigg D., Seymour J.E., Courtney R.L., et al. A review of juvenile redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1898) Aquaculture: Global production practices and innovation // *Freshwater Crayfish*. 2020. Vol. 25, N 1. P. 13–30. DOI: 10.5869/fc.2020.v25-1.013.
12. Marin-Riffo M.C., Raadsma H.W., Jerry D.R., et al. Bioeconomic modelling of hatchery, grow-out and combined business of Australian black tiger shrimp *Penaeus monodon* farming // *Reviews in Aquaculture*. 2021. Vol. 13, N 3. P. 1695–1708. DOI: 10.1111/raq.12541.

13. Norman-López A., Sellars M.J., Pascoe S., et al. Productivity benefits of selectively breeding Black Tiger shrimp (*Penaeus monodon*) in Australia // Aquaculture Research. 2016. Vol. 47, N 10. P. 3287–3296. DOI: 10.1111/are.12782.
14. Schofield R. Ross Lobegeiger Report to Farmers: Aquaculture Production Summary for Queensland 2021–22. Department of Agriculture and Fisheries: Brisbane, Australia, 2022.
15. Trenaman R., Gippe E. Aquaculture Production Report 2021–2022. Department of Primary Industries: Orange, Australia, 2023.
16. Nankervis L., Jones C. Recent advances and future directions in practical diet formulation and adoption in tropical Palinurid lobster aquaculture // Reviews in Aquaculture. 2022. Vol. 14, N 4. P. 1830–1842. DOI: 10.1111/raq.12675.
17. Haubrock P.J., Oficialdegui F.J., Zeng Y., et al. The redclaw crayfish: a prominent aquaculture species with invasive potential in tropical and subtropical biodiversity hotspots // Reviews in Aquaculture. 2021. Vol. 13, N 3. P. 1488–1530. DOI: 10.1111/raq.12531.
18. Yang H., Wei X., Wang R., et al. Transcriptomics of *Cherax quadricarinatus* hepatopancreas during infection with Decapod iridescent virus 1 (DIV1) // Fish & shellfish immunology. 2020. Vol. 98. P. 832–842. DOI: 10.1016/j.fsi.2019.11.041.
19. Lee C., Choi S.-K., Jeon H.J., et al. Detection of Infectious Hypodermal and Hematopoietic Necrosis Virus (IHHNV, Decapod Penstyl hamaparvovirus 1) in Commodity Red Claw Crayfish (*Cherax quadricarinatus*) Imported into South Korea // Journal of Marine Science and Engineering. 2021. Vol. 9, N 8. P. 856. DOI: 10.3390/jmse9080856.
20. Saoud I.P., Ghanawi J., Thompson K.R., et al. A review of the culture and diseases of redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (von Martens 1868) // Journal of the World Aquaculture Society. 2013. Vol. 44, N 1. P. 1–29. DOI: 10.1111/jwas.12011.
21. Liu S., Qi C., Jia Y., et al. Growth and intestinal health of the red claw crayfish, *Cherax quadricarinatus*, reared under different salinities // Aquaculture. 2020. Vol. 524. P. 735256. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2020.735256.
22. Dragičević P., Bielen A., Petrić L., et al. Microbial pathogens of freshwater crayfish: A critical review and systematization of the existing data with directions for future research // Journal of fish diseases. 2021. Vol. 44, N 3. P. 221–247. DOI: 10.1111/jfd.13314.
23. Stentiford G.D., Neil D.M., Peeler E.J., et al. Disease will limit future food supply from the global crustacean fishery and aquaculture sectors // Journal of invertebrate pathology. 2012. Vol. 110, N 2. P. 141–157. DOI: 10.1016/j.jip.2012.03.013.
24. WOA. Aquatic Animal Health Code. Diseases listed by WOA. 2024. Available at: https://woah.org/fileadmin/Home/eng/Health_standards/aahc/current/chapitre_diseases_listed.pdf. Accessed: 04.03.2025.
25. Stentiford G., Bonami J.-R., Alday-Sanz V. A critical review of susceptibility of crustaceans to Taura syndrome, Yellowhead disease and White Spot Disease and implications of inclusion of these diseases in European legislation // Aquaculture. 2009. Vol. 291, N 1-2. P. 1–17. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2009.02.042.
26. Lee C., Kim J.H., Choi S.-K., et al. Detection of infectious white spot syndrome virus in red claw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) and red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*) imported into Korea // Aquaculture. 2021. Vol. 544. P. 737117. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2021.737117.
27. Mrugała A., Kozubíková-Balcarová E., Chucholl C., et al. Trade of ornamental crayfish in Europe as a possible introduction pathway for important crustacean diseases: crayfish plague and white spot syndrome // Biological Invasions. 2015. Vol. 17. P. 1313–1326. DOI: 10.1007/s10530-014-0795-x.
28. Lightner D.V. Virus diseases of farmed shrimp in the Western Hemisphere (the Americas): a review // Journal of invertebrate pathology. 2011. Vol. 106, N 1. P. 110–130. DOI: 10.1016/j.jip.2010.09.012.
29. Gong J., Pan X., Zhou X., et al. Dietary glycerol monolaurate protects *Cherax quadricarinatus* against white spot syndrome virus infection // Fish & shellfish immunology. 2022. Vol. 131. P. 1085–1091. DOI: 10.1016/j.fsi.2022.11.014.

30. Zhou X., Gong J., Zhuang Y., et al. Coumarin protects *Cherax quadricarinatus* (red claw crayfish) against white spot syndrome virus infection // Fish & shellfish immunology. 2022. Vol. 127 .P. 74–81. DOI: 10.1016/j.fsi.2022.06.005.
31. Gong J., Pan X., Zhou X., et al. Dietary quercetin protects *Cherax quadricarinatus* against white spot syndrome virus infection // Journal of invertebrate pathology. 2023. Vol. 198. P. 107931. DOI: 10.1016/j.jip.2023.107931.
32. Yue W., Linxin D., Zihao H., et al. Recent Progress in the Decapod Iridescent Virus 1 Study // Journal of Shellfish Research. 2023. Vol. 42, N 1. P. 125–132. DOI: 10.2983/035.042.0113.
33. Kang G., Woo W., Kim K., et al. Import Risk Analysis of the Decapod Iridescent Virus 1 (DIV1) Applied in South Korea: Qualitative Risk Review and Institutional Improvement Plans // Transboundary and Emerging Diseases. 2023. Vol. 2023, N 1. P.9504014. DOI: 10.1155/2023/9504014.
34. Xu L., Wang T., Li F., et al. Isolation and preliminary characterization of a new pathogenic iridovirus from redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* // Diseases of aquatic organisms. 2016. Vol. 120, N 1. P. 17–26. DOI: 10.3354/dao03007.
35. Li F., Xu L., Yang F. Genomic characterization of a novel iridovirus from redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus*: Evidence for a new genus within the family Iridoviridae // The Journal of general virology. 2017. Vol. 98. P. 2589–2595. DOI: 10.1099/jgv.0.000904.
36. Qiu L., Chen X., Zhao R.-H., et al. Description of a natural Infection with Decapod Iridescent Virus 1 in farmed giant freshwater prawn, *Macrobrachium Rosenbergii* // Viruses. 2019. Vol. 11, N 4. P. 354. DOI: 10.3390/v11040354.
37. Bower S.M. Synopsis of Infectious Diseases and Parasites of Commercially Exploited Shellfish: Viral Diseases of Crabs. 2006. Available at: <https://dfo-mpo.gc.ca/science/aah-saa/diseases-maladies/viraldcy-eng.html>. Accessed: 04.03.2025.
38. Yu J.Y., Yang N., Hou Z.H., et al. Research progress on hosts and carriers, prevalence, virulence of infectious hypodermal and hematopoietic necrosis virus (IHHNV) // Journal of invertebrate pathology. 2021. Vol. 183. P. 107556. DOI: 10.1016/j.jip.2021.107556.
39. Rowley A.F., Coates C.J., Whitten M.M. Invertebrate Pathology. Oxford University Press. 2022. 624 p. DOI: 10.1093/oso/9780198853756.001.0001.
40. Kibenge F., Kibenge M., Montes de Oca M., et al. Parvoviruses of Aquatic Animals // Pathogens. 2024. Vol. 13, N 8. P. 625. DOI: 10.3390/pathogens13080625.
41. Bochow S. Characterisation of *Cherax quadricarinatus* Densovirus: The First Virus Characterised from Australian Freshwater Crayfish // Thesis, James Cook University. 2016. Available at: <https://researchonline.jcu.edu.au/48889>. Accessed: 04.03.2025. DOI: 10.25903/kyjj-gh21.
42. Dhar A.K., Robles-Sikisaka R., Saksmerprom V., et al. Biology, genome organization, and evolution of parvoviruses in marine shrimp // Advances in virus research. 2014. Vol. 89. P. 85–139. DOI: 10.1016/B978-0-12-800172-1.00003-3.
43. Thitamadee S., Prachumwat A., Srisala J., et al. Review of current disease threats for cultivated penaeid shrimp in Asia // Aquaculture. 2016. Vol. 452, N 2. P. 69–87. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2015.10.028.
44. Owens L. Abolishment of spawner-isolated mortality virus and where the remaining science leads // The Journal of general virology. 2023. Vol. 104, N 8. DOI: 10.1099/jgv.0.001878.
45. Bateman K.S. Viruses affecting crustaceans. Studies in viral ecology, Second Edition: John Wiley & Sons Ltd, 2021. DOI: 10.1002/9781119608370.ch9.
46. Longshaw M. Diseases of crayfish: a review // Journal of invertebrate pathology. 2011. Vol. 106, N 1. P. 54–70. DOI: 10.1016/j.jip.2010.09.013.
47. Edsman L., Nyström P., Sandström A., et al. Eroded swimmeret syndrome in female crayfish *Pacifastacus leniusculus* associated with *Aphanomyces astaci* and *Fusarium* spp. Infections // Diseases of aquatic organisms. 2015. Vol. 112, N 3. P. 219–228. DOI: 10.3354/dao069205.
48. Quaglio F., Morolli C., Galuppi R., et al. Preliminary investigations of disease-causing organisms in the white-clawed crayfish *Austropotamobius pallipes* complex from streams of northern Italy // Bulletin

- Français de la Pêche et de la Pisciculture. 2012. Vol. 380–381. P. 1271–1290. DOI: 10.1051/kmae/20061271.
49. Hayakijkosol O., Owens L., Picard J. Case report of bacterial infections in a redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) hatchery // Aquaculture. 2017. Vol. 475. P. 1–7. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2017.03.038.
 50. Oficialdegui F.J., Sánchez M.I., Monsalve-Carcaño C., et al. The invasive red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*) increases infection of the amphibian chytrid fungus (*Batrachochytrium dendrobatidis*) // Biological Invasions. 2019. Vol. 21, N 9. P. 3221–3231. DOI: 10.1007/s10530-019-02041-6.
 51. Scheele B.C., Pasmans F., Skerratt L.F., et al. Amphibian fungal panzootic causes catastrophic and ongoing loss of biodiversity // Science. 2019. Vol. 363, N 6434. P. 1459–1463. DOI: 10.1126/science.aav0379.
 52. McMahon T.A., Brannelly L.A., Chatfield M.W., et al. Chytrid fungus *Batrachochytrium dendrobatidis* has nonamphibian hosts and releases chemicals that cause pathology in the absence of infection // Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America. 2013. Vol. 110, N 1. P. 210–215. DOI: 10.1073/pnas.1200592110.
 53. Brady D.J., Meade R., Reynolds J.D., et al. The Crayfish Plague Pathogen *Aphanomyces astaci* in Ireland // Microorganisms. 2024. Vol. 12, N 1. P. 102. DOI: 10.3390/microorganisms12010102.
 54. Jussila J., Vrezec A., Jaklič T., et al. *Aphanomyces astaci* isolate from latently infected stone crayfish (*Austropotamobius torrentium*) population is virulent // Journal of invertebrate pathology. 2017. Vol. 149. P. 15–20. DOI: 10.1016/j.jip.2017.07.003.
 55. Mojžišová M., Mrugała A., Kozubíková-Balcarová E., et al. Crayfish plague in Czechia: Outbreaks from novel sources and testing for chronic infections // Journal of invertebrate pathology. 2020. Vol. 173. P. 107390. DOI: 10.1016/j.jip.2020.107390.
 56. Ungureanu E., Mojžišová M., Tangerman M., et al. The spatial distribution of *Aphanomyces astaci* genotypes across Europe: Introducing the first data from Ukraine // Freshwater Crayfish. 2020. Vol. 25, N 1. P. 77–87. DOI: 10.5869/fc.2020.v25-1.077.
 57. Jussila J., Vrezec A., Makkonen J., et al. Invasive crayfish and their invasive diseases in Europe with the focus on the virulence evolution of the crayfish plague // Biological Invasions in Changing Ecosystems. Vectors, Ecological Impacts, Management and Predictions. 2015. P. 183–211. DOI: 10.1515/9783110438666-013.
 58. Peiró D.F., Almerão M.P., Delaunay C., et al. First detection of the crayfish plague pathogen *Aphanomyces astaci* in South America: a high potential risk to native crayfish // Hydrobiologia. 2016. Vol. 781. P. 181–190. DOI: 10.1007/s10750-016-2841-4.
 59. Putra M.D., Bláha M., Wardiatno Y., et al. *Procambarus clarkii* (Girard, 1852) and crayfish plague as new threats for biodiversity in Indonesia // Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems. 2018. Vol. 28, N 6. P. 1434–1440. DOI: 10.1002/aqc.2970.
 60. Mrugała A., Kawai T., Kozubíková-Balcarová E., et al. *Aphanomyces astaci* presence in Japan: a threat to the endemic and endangered crayfish species *Cambaroides japonicus*? // Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems. 2017. Vol. 27, N 1. P. 103–114. DOI: 10.1002/aqc.2674.
 61. Martin-Torrijos L., Kawai T., Makkonen J., et al. Crayfish plague in Japan: A real threat to the endemic *Cambaroides japonicus* // PLoS One. 2018. Vol. 13, N 4. P. e0195353. DOI: 10.1371/journal.pone.0195353.
 62. Andriantsoa R., Tönges S., Panteleit J., et al. Ecological plasticity and commercial impact of invasive marbled crayfish populations in Madagascar // BMC ecology. 2019. Vol. 19, N 2. P. 8. DOI: 10.1186/s12898-019-0224-1.
 63. Mrugała A., Veselý L., Petrusek A., et al. May *Cherax destructor* contribute to *Aphanomyces astaci* spread in Central Europe? // Aquatic Invasions. 2016. Vol. 11, N 4. P. 459–468. DOI: 10.3391/ai.2016.11.4.10.
 64. Mrugała A., Buřič M., Petrusek A., et al. May atyid shrimps act as potential vectors of crayfish plague? // NeoBiota. 2019. Vol. 51. P. 65. DOI: 10.3897/neobiota.51.37718.

65. Marino F., Pretto T., Tosi F., et al. Mass mortality of *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868) reared in Sicily (Italy): crayfish plague introduced in an intensive farming // Freshwater Crayfish. 2014. Vol. 20, N 1. P. 93–96. DOI: 10.5869/fc.2014.v20-1.93.
66. Hsieh C.-Y., Huang C.-W., Pan Y.-C. Crayfish plague *Aphanomyces astaci* detected in redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus* in Taiwan // Journal of invertebrate pathology. 2016. Vol. 136. P. 117–123. DOI: 10.1016/j.jip.2016.03.015.
67. Souty-Grosset C., Holdich D.M., Noël P.Y., et al. Atlas of Crayfish in Europe. Paris: Muséum national d'Histoire naturelle, 2006. 187 p.
68. Frederick S.B., Kibenge B.B., Roger S.C. Aquaculture Pathophysiology: Volume II. Crustacean and Molluscan Diseases, 1st Edition. Academic Press, 2022. P. 659–670.
69. El-Matbouli M., Soliman H. Molecular diagnostic methods for detection of *Thelohania contejeani* (Microsporidia), the causative agent of porcelain disease in crayfish // Diseases of aquatic organisms. 2006. Vol. 69, N 2-3. P. 205–211. DOI: 10.3354/dao069205.
70. Imhoff E.M., Mortimer R.J., Christmas M., et al. Horizontal transmission of *Thelohania contejeani* in the endangered white-clawed (*Austropotamobius pallipes*) and the invasive signal crayfish (*Pacifastacus leniusculus*) // Parasitology. 2012. Vol. 139, N 11. P. 1471–1477. DOI: 10.1017/S0031182012000777.
71. Stentiford G.D., Alison M.D. Microsporidia in Aquatic Invertebrates // Microsporidia: Pathogens of Opportunity: First Edition. 2014. P. 579–604. DOI: 10.1002/9781118395264.ch23.
72. O'Donoghue P.J., Adlard R.D. Catalogue of protozoan parasites recorded in Australia. Memoirs of the Queensland Museum. 2000. Vol. 45, N 1. P. 1–163.
73. Tahir U.B., Deng Q., Li S., et al. First record of a new epibionts suctorian ciliate *Tokophrya huangmeiensis* sp.n. (Ciliophora, Phyllopharyngea) from redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* von Martens 1868 // Zootaxa. 2017. Vol. 4269, N 2. P. 287–295. DOI: 10.11646/zootaxa.4269.2.7.
74. Ihwan M.Z., Ambak M.A., Wahidah W., et al. A new *Temnocephalid* trematode report from freshwater crustaceans of the East Coast of Peninsular Malaysia // Academy of Agriculture Journal. 2016. Vol. 1, N 3. P. 53–55. DOI: 10.15520/aaj.v1i3.
75. Ngamniyom A., Sriyapai T., Sriyapai P., et al. Contributions to the knowledge of *Pseudolevinseniella* (Trematoda: Digenea) and temnocephalans from alien crayfish in natural freshwaters of Thailand // Heliyon. 2019. Vol. 5, N 12. P. e02990.
76. Hassan M., Azri-Shah N.N., Zakariah M.I., et al. Prevalence of temnocephalids on cultured and wild *Cherax quadricarinatus* in Malaysia // The Egyptian Journal of Aquatic Research. 2022. Vol. 49, N 3. P. 395–400. DOI: 10.1016/j.ejar.2022.03.004.

References

1. Berners-Lee M, Kennelly C, Watson R, et al. Current global food production is sufficient to meet human nutritional needs in 2050 provided there is radical societal adaptation. *Elementa: Science of the Anthropocene*. 2018;6:52. DOI: 10.1525/elementa.310.
2. Ertör-Akyazi P. Contesting growth in marine capture fisheries: The case of small-scale fishing cooperatives in Istanbul. *Sustainability Science*. 2020;15(1):45-62. DOI: 10.1007/s11625-019-00748-y.
3. Longo SB, Clark B, York R, et al. Aquaculture and the displacement of fisheries captures. *Conservation biology: the journal of the Society for Conservation Biology*. 2019;33(4):832-841. DOI: 10.1111/cobi.13295.
4. Béné C, Barange M, Subasinghe R, et al. Feeding 9 billion by 2050—Putting fish back on the menu. *Food Security*. 2015;7:261-274. DOI: 10.1007/s12571-015-0427-z.
5. Ahmed N, Thompson S, Glaser M. Global Aquaculture Productivity, Environmental Sustainability, and Climate Change Adaptability. *Environmental Management*. 2019;63(2):159-172. DOI: 10.1007/s00267-018-1117-3.
6. Houston RD, Bean TP, Macqueen DJ, et al. Harnessing genomics to fast-track genetic improvement in aquaculture. *Nature reviews. Genetics*. 2020;21(7):389-409. DOI: 10.1038/s41576-020-0227-y.

7. FAO. *The State of World Fisheries and Aquaculture 2024 – Blue Transformation in action*. Rome. 2024. Available at: <https://openknowledge.fao.org/handle/20.500.14283/cd0683en>. (accessed: 04.03.2025). DOI: 10.4060/cd0683en.
8. Tacon AGJ. Trends in Global Aquaculture and Aquafeed Production: 2000–2017. *Reviews in Fisheries Science & Aquaculture*. 2020;28(1):43-56. DOI:10.1080/23308249.2019.1649634.
9. Mauro M, Arizza V, Arculeo M, et al. Haemolymphatic Parameters in Two Aquaculture Crustacean Species *Cherax destructor* (Clark, 1836) and *Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1868). *Animals : an open access journal from MDPI*. 2022;12(5):543. DOI: 10.3390/ani12050543.
10. Black N, Banks TM, Glendinning S, et al. Silencing Multiple Crustacean Hyperglycaemic Hormone-Encoding Genes in the Redclaw Crayfish *Cherax quadricarinatus* Induces Faster Molt Rates with Anomalies. *International journal of molecular sciences*. 2024;25(22):12314. DOI: 10.3390/ijms252212314.
11. Rigg D, Seymour JE, Courtney RL, et al. A review of juvenile redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1898) Aquaculture: Global production practices and innovation. *Freshwater Crayfish*. 2020;25(1):13-30. DOI: 10.5869/fc.2020.v25-1.013.
12. Marín-Riffo MC, Raadsma HW, Jerry DR, et al. Bioeconomic modelling of hatchery, grow-out and combined business of Australian black tiger shrimp *Penaeus monodon* farming. *Reviews in Aquaculture*. 2021;13(3):1695-1708. DOI: 10.1111/raq.12541.
13. Norman-López A, Sellars MJ, Pascoe S, et al. Productivity benefits of selectively breeding Black Tiger shrimp (*Penaeus monodon*) in Australia. *Aquaculture Research*. 2016;47(10):3287-3296. DOI: 10.1111/are.12782.
14. Schofield R. *Ross Lobbeiger Report to Farmers: Aquaculture Production Summary for Queensland 2021–22*. Department of Agriculture and Fisheries: Brisbane, Australia, 2022.
15. Trenaman R, Gippe E. *Aquaculture Production Report 2021–2022*. NSW Department of Primary Industries: Orange, Australia; 2023.
16. Nankervis L, Jones C. Recent advances and future directions in practical diet formulation and adoption in tropical Palinurid lobster aquaculture. *Reviews in Aquaculture*. 2022;14(4):1830-1842. DOI: 10.1111/raq.12675.
17. Haubrock PJ, Oficialdegui FJ, Zeng Y, et al. The redclaw crayfish: a prominent aquaculture species with invasive potential in tropical and subtropical biodiversity hotspots. *Reviews in Aquaculture*. 2021;13(3):1488-1530. DOI: 10.1111/raq.12531.
18. Yang H, Wei X, Wang R, et al. Transcriptomics of *Cherax quadricarinatus* hepatopancreas during infection with Decapod iridescent virus 1 (DIV1). *Fish & shellfish immunology*. 2020;98:832-842. DOI: 10.1016/j.fsi.2019.11.041.
19. Lee C, Choi S-K, Jeon HJ, et al. Detection of Infectious Hypodermal and Hematopoietic Necrosis Virus (IHHNV, Decapod Penstyl hamaparvovirus 1) in Commodity Red Claw Crayfish (*Cheraxquadricarinatus*) Imported into South Korea. *Journal of Marine Science and Engineering*. 2021;9(8):856. DOI: 10.3390/jmse9080856.
20. Saoud IP, Ghanawi J, Thompson KR, et al. A review of the culture and diseases of redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (von Martens 1868). *Journal of the World Aquaculture Society*. 2013;44(1):1-29. DOI: 10.1111/jwas.12011.
21. Liu S, Qi C, Jia Y, et al. Growth and intestinal health of the red claw crayfish, *Cherax quadricarinatus*, reared under different salinities. *Aquaculture*. 2020;524:735256. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2020.735256.
22. Dragičević P, Bielen A, Petrić L, et al. Microbial pathogens of freshwater crayfish: A critical review and systematization of the existing data with directions for future research. *Journal of fish diseases*. 2021;44(3):221-247. DOI: 10.1111/jfd.13314.
23. Stentiford GD, Neil DM, Peeler EJ, et al. Disease will limit future food supply from the global crustacean fishery and aquaculture sectors. *Journal of invertebrate pathology*. 2012;110(2):141-157. DOI: 10.1016/j.jip.2012.03.013.

24. WOA. *Aquatic Animal Health Code. Diseases listed by WOA. 2024.* Available at: https://woah.org/fileadmin/Home/eng/Health_standards/aahc/current/chapitre_diseases_listed.pdf. Accessed: 04.03.2025.
25. Stentiford G, Bonami J-R, Alday-Sanz V. A critical review of susceptibility of crustaceans to Taura syndrome, Yellowhead disease and White Spot Disease and implications of inclusion of these diseases in European legislation. *Aquaculture*. 2009;291(1-2):1-17. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2009.02.042.
26. Lee C, Kim JH, Choi S-K, et al. Detection of infectious white spot syndrome virus in red claw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) and red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*) imported into Korea. *Aquaculture*. 2021;544:737117. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2021.737117.
27. Mrugała A, Kozubíková-Balcarová E, Chucholl C, et al. Trade of ornamental crayfish in Europe as a possible introduction pathway for important crustacean diseases: crayfish plague and white spot syndrome. *Biological Invasions*. 2015;17:1313-1326. DOI: 10.1007/s10530-014-0795-x.
28. Lightner DV. Virus diseases of farmed shrimp in the Western Hemisphere (the Americas): a review. *Journal of invertebrate pathology*. 2011;106(1):110-130. DOI: 10.1016/j.jip.2010.09.012.
29. Gong J, Pan X, Zhou X, et al. Dietary glycerol monolaurate protects *Cherax quadricarinatus* against white spot syndrome virus infection. *Fish & shellfish immunology*. 2022;131:1085-1091. DOI: 10.1016/j.fsi.2022.11.014.
30. Zhou X, Gong J, Zhuang Y, et al. Coumarin protects *Cherax quadricarinatus* (red claw crayfish) against white spot syndrome virus infection. *Fish & shellfish immunology*. 2022;127:74-81. DOI: 10.1016/j.fsi.2022.06.005.
31. Gong J, Pan X, Zhou X, et al. Dietary quercetin protects *Cherax quadricarinatus* against white spot syndrome virus infection. *Journal of invertebrate pathology*. 2023;198:107931. DOI: 10.1016/j.jip.2023.107931.
32. Yue W, Linxin D, Zihao H, et al. Recent Progress in the Decapod Iridescent Virus 1 Study. *Journal of Shellfish Research*. 2023;42(1):125-132. DOI: 10.2983/035.042.0113.
33. Kang G, Woo W, Kim K, et al. Import Risk Analysis of the Decapod Iridescent Virus 1 (DIV1) Applied in South Korea: Qualitative Risk Review and Institutional Improvement Plans. *Transboundary and Emerging Diseases*. 2023;2023(1):9504014. DOI: 10.1155/2023/9504014.
34. Xu L, Wang T, Li F, et al. Isolation and preliminary characterization of a new pathogenic iridovirus from redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus*. *Diseases of aquatic organisms*. 2016;120(1):17-26. DOI: 10.3354/dao03007.
35. Li F., Xu L., Yang F. Genomic characterization of a novel iridovirus from redclaw crayfish *Cheraxquadricarinatus*: Evidence for a new genus within the family Iridoviridae. *Journal of general virology*. 2017;98:2589-2595. DOI: 10.1099/jgv.0.000904.
36. Qiu L, Chen X, Zhao R-H, et al. Description of a natural Infection with Decapod Iridescent Virus 1 in farmed giant freshwater prawn, *Macrobrachium Rosenbergii*. *Viruses*. 2019;11(4):354. DOI: 10.3390/v11040354.
37. Bower SM. Synopsis of Infectious Diseases and Parasites of Commercially Exploited Shellfish: *Viral Diseases of Crabs*. 2006. Available at: <https://dfo-mpo.gc.ca/science/aah-saa/diseases-maladies/viraldcy-eng.html>. Accessed: 04.03.2025.
38. Yu JY, Yang N, Hou ZH, et al. Research progress on hosts and carriers, prevalence, virulence of infectious hypodermal and hematopoietic necrosis virus (IHHNV). *Journal of invertebrate pathology*. 2021;183:107556. DOI: 10.1016/j.jip.2021.107556.
39. Rowley AF, Coates CJ, Whitten MM. *Invertebrate Pathology*. Oxford University Press. 2022. 624 p. DOI: 10.1093/oso/9780198853756.001.0001.
40. Kibenge F, Kibenge M, Montes de Oca M, et al. Parvoviruses of Aquatic Animals. *Pathogens*. 2024;13(8):625. DOI: 10.3390/pathogens13080625.
41. Bochow S. *Characterisation of Cherax quadricarinatus Densovirus: The First Virus Characterised from Australian Freshwater Crayfish*. Thesis, James Cook University, Douglas, Australia. 2016. Available at: <https://researchonline.jcu.edu.au/48889>. Accessed: 04.03.2025. DOI: 10.25903/kyjj-gh21.

42. Dhar AK, Robles-Sikisaka R, Saksmerprome V, et al. Biology, genome organization, and evolution of parvoviruses in marine shrimp. *Advances in virus research*. 2014;89:85-139. DOI: 10.1016/B978-0-12-800172-1.00003-3.
43. Thitamadee S, Prachumwat A, Srisala J, et al. Review of current disease threats for cultivated penaeid shrimp in Asia. *Aquaculture*. 2016;452(2):69-87. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2015.10.028.
44. Owens L. Abolishment of spawner-isolated mortality virus and where the remaining science leads. *The Journal of general virology*. 2023;104(8). DOI: 10.1099/jgv.0.001878.
45. Bateman KS. *Viruses affecting crustaceans. Studies in viral ecology, Second Edition*. John Wiley & Sons Ltd, 2021. DOI: 10.1002/9781119608370.ch9.
46. Longshaw M. Diseases of crayfish: a review. *Journal of invertebrate pathology*. 2011;106(1):54-70. DOI: 10.1016/j.jip.2010.09.013.
47. Edsman L, Nyström P, Sandström A, et al. Eroded swimmeret syndrome in female crayfish *Pacifastacus leniusculus* associated with *Aphanomyces astaci* and *Fusarium* spp. Infections. *Diseases of aquatic organisms*. 2015;112(3):219-228. DOI: 10.3354/dao069205.
48. Quaglio F, Morolli C, Galuppi R, et al. Preliminary investigations of disease-causing organisms in the white-clawed crayfish *Austropotamobius pallipes* complex from streams of northern Italy. *Bulletin Français de la Pêche et de la Pisciculture*. 2012;380-381:1271-1290. DOI: 10.1051/kmae/20061271.
49. Hayakijkosol O, Owens L, Picard J. Case report of bacterial infections in a redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) hatchery. *Aquaculture*. 2017;475:1-7. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2017.03.038.
50. Oficialdegui FJ, Sánchez MI, Monsalve-Carcaño C, et al. The invasive red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*) increases infection of the amphibian chytrid fungus (*Batrachochytrium dendrobatidis*). *Biological Invasions*. 2019;21(9):3221-3231. DOI: 10.1007/s10530-019-02041-6.
51. Scheele BC, Pasmans F, Skerratt LF, et al. Amphibian fungal panzootic causes catastrophic and ongoing loss of biodiversity. *Science*. 2019;363(6434):1459-1463. DOI: 10.1126/science.aav0379.
52. McMahon TA, Brannelly LA, Chatfield MW, et al. Chytrid fungus *Batrachochytrium dendrobatidis* has nonamphibian hosts and releases chemicals that cause pathology in the absence of infection. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*. 2013;110(1):210-215. DOI: 10.1073/pnas.1200592110.
53. Brady DJ, Meade R, Reynolds JD, et al. The Crayfish Plague Pathogen *Aphanomyces astaci* in Ireland. *Microorganisms*. 2024;12(1):102. DOI: 10.3390/microorganisms12010102.
54. Jussila J, Vrezec A, Jaklič T, et al. *Aphanomyces astaci* isolate from latently infected stone crayfish (*Austropotamobius torrentium*) population is virulent. *Journal of invertebrate pathology*. 2017;149:15-20. DOI: 10.1016/j.jip.2017.07.003.
55. Mojžišová M, Mrugała A, Kozubíková-Balcarová E, et al. Crayfish plague in Czechia: Outbreaks from novel sources and testing for chronic infections. *Journal of invertebrate pathology*. 2020;173:107390. DOI: 10.1016/j.jip.2020.107390.
56. Ungureanu E, Mojžišová M, Tangerman M, et al. The spatial distribution of *Aphanomyces astaci* genotypes across Europe: Introducing the first data from Ukraine. *Freshwater Crayfish*. 2020;25(1):77-87. DOI: 10.5869/fc.2020.v25-1.077.
57. Jussila J, Vrezec A, Makkonen J, et al. Invasive crayfish and their invasive diseases in Europe with the focus on the virulence evolution of the crayfish plague. *Biological Invasions in Changing Ecosystems. Vectors, Ecological Impacts, Management and Predictions*. 2015:183–211. DOI: 10.1515/9783110438666-013.
58. Peiró DF, Almerão MP, Delaunay C, et al. First detection of the crayfish plague pathogen *Aphanomyces astaci* in South America: a high potential risk to native crayfish. *Hydrobiologia*. 2016;781:181-190. DOI: 10.1007/s10750-016-2841-4.
59. Putra MD, Bláha M, Wardiatno Y, et al. *Procambarus clarkii* (Girard, 1852) and crayfish plague as new threats for biodiversity in Indonesia. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*. 2018;28(6):1434-1440. DOI: 10.1002/aqc.2970.

60. Mrugała A, Kawai T, Kozubíková-Balcarová E., et al. *Aphanomyces astaci* presence in Japan: a threat to the endemic and endangered crayfish species *Cambaroides japonicus*? *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*. 2017;27(1):103-114. DOI: 10.1002/aqc.2674.
61. Martin-Torrijos L, Kawai T, Makkonen J, et al. Crayfish plague in Japan: A real threat to the endemic *Cambaroides japonicus*. *PLoS One*. 2018;13(4):e0195353. DOI: 10.1371/journal.pone.0195353.
62. Andriantsoa R, Tönges S, Panteleit J, et al. Ecological plasticity and commercial impact of invasive marbled crayfish populations in Madagascar. *BMC ecology*. 2019;19(2):8. DOI: 10.1186/s12898-019-0224-1.
63. Mrugała A, Veselý L, Petrusek A, et al. May *Cherax destructor* contribute to *Aphanomyces astaci* spread in Central Europe? *Aquatic Invasions*. 2016;11(4):459-468. DOI: 10.3391/ai.2016.11.4.10.
64. Mrugała A, Buřič M, Petrusek A, et al. May atyid shrimps act as potential vectors of crayfish plague? *NeoBiota*. 2019;51:65. DOI: 10.3897/neobiota.51.37718.
65. Marino F, Pretto T, Tosi F, et al. Mass mortality of *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868) reared in Sicily (Italy): crayfish plague introduced in an intensive farming. *Freshwater Crayfish*. 2014;20(1):93-96. DOI: 10.5869/fc.2014.v20-1.93.
66. Hsieh C-Y, Huang C-W, Pan Y-C. Crayfish plague *Aphanomyces astaci* detected in redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus* in Taiwan. *Journal of invertebrate pathology*. 2016;136:117-123. DOI: 10.1016/j.jip.2016.03.015.
67. Souty-Grosset C, Holdich DM, Noël PY, et al. *Atlas of Crayfish in Europe*. Paris: Muséum national d'Histoire naturelle, 2006.187 p.
68. Frederick SB, Kibenge BB, Roger SC. *Aquaculture Pathophysiology: Volume II. Crustacean and Molluscan Diseases, 1st Edition*. Academic Press, 2022. P. 659–670.
69. El-Matbouli M, Soliman H. Molecular diagnostic methods for detection of *Thelohania contejeani* (Microsporidia), the causative agent of porcelain disease in crayfish. *Diseases of aquatic organisms*. 2006;69(2-3):205-211. DOI: 10.3354/dao069205.
70. Imhoff EM, Mortimer RJ, Christmas M, et al. Horizontal transmission of *Thelohania contejeani* in the endangered white-clawed (*Austropotamobius pallipes*) and the invasive signal crayfish (*Pacifastacus leniusculus*). *Parasitology*. 2012;139(11):1471-1477. DOI: 10.1017/S0031182012000777.
71. Stentiford GD, Alison MD. *Microsporidia in Aquatic Invertebrates. Microsporidia: Pathogens of Opportunity: First Edition*. 2014. P. 579–604. DOI: 10.1002/9781118395264.ch23.
72. O'Donoghue PJ, Adlard RD. Catalogue of protozoan parasites recorded in Australia. *Memoirs of the Queensland Museum*. 2000;45(1):1-163.
73. Tahir UB, Deng Q, Li S, et al. First record of a new epibionts suctorian ciliate *Tokophrya huangmeiensis* sp.n. (Ciliophora, Phyllopharyngea) from redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* von Martens 1868. *Zootaxa*. 2017;4269(2):287-295. DOI: 10.11646/zootaxa.4269.2.7.
74. Ihwan MZ, Ambak MA, Wahidah W, et al. A new *Temnocephalid* trematode report from freshwater crustaceans of the East Coast of Peninsular Malaysia. *Academy of Agriculture Journal*. 2016;1(3):53-55. DOI: 10.15520/aaj.v1i3.
75. Ngamniyom A, Sriyapai T, Sriyapai P, et al. Contributions to the knowledge of *Pseudolevinseniella* (Trematoda: Digenea) and temnocephalans from alien crayfish in natural freshwaters of Thailand. *Heliyon*. 2019;5(12):e02990.
76. Hassan M, Azri-Shah NN, Zakariah MI, et al. Prevalence of temnocephalids on cultured and wild *Cherax quadricarinatus* in Malaysia. *The Egyptian Journal of Aquatic Research*. 2022;49(3):395-400. DOI: 10.1016/j.ejar.2022.03.004.

Статья принята к публикации 28.08.2025 / The article accepted for publication 28.08.2025.

Информация об авторах:

Дмитрий Владимирович Рудой¹, декан агропромышленного факультета, доктор технических наук, доцент

Анастасия Владимировна Ольшевская², доцент кафедры технологий и оборудования переработки продукции АПК, кандидат технических наук

Лилия Сергеевна Головки³, врач-клинический фармаколог отдела клинической фармакологии, кандидат медицинских наук

Виктория Николаевна Шевченко⁴, старший научный сотрудник кафедры технологий и оборудования переработки продукции АПК, кандидат биологических наук, доцент

Мэри Юрьевна Одабашян⁵, старший научный сотрудник Центра агробиоинженерии эфиромасличных и лекарственных растений, доцент кафедры технологий и оборудования переработки продукции АПК, кандидат биологических наук

Светлана Викторовна Теплякова⁶, старший научный сотрудник ЦРТК «Долина Дона», доцент кафедры технологий и оборудования переработки продукции АПК, кандидат технических наук

Information about the authors:

Dmitry Vladimirovich Rudoy¹, Dean of the Faculty of Agro-Industrial Sciences, Doctor of Technical Sciences, Docent

Anastasia Vladimirovna Olshevskaya², Associate Professor at the Department of Technologies and Equipment for Processing Agricultural Products, Candidate of Technical Sciences

Liliya Sergeevna Golovko³, Clinical pharmacologist of the Department of Clinical Pharmacology, Candidate of Medical Sciences

Victoria Nikolaevna Shevchenko⁴, Senior Researcher, Department of Technologies and Equipment for Processing Agricultural Products, Candidate of Biological Sciences, Docent

Mary Yurievna Odabashyan⁵, Senior Researcher, Center for Agrobioengineering of Essential Oil and Medicinal Plants, Associate Professor, Department of Technologies and Equipment for Processing Agricultural Products, Candidate of Biological Sciences

Svetlana Viktorovna Teplyakova⁶, Senior Researcher at CRTC Dolina Dona, Associate Professor at the Department of Technologies and Equipment for Processing Agricultural Products, Candidate of Technical Sciences

