

УДК 579.62

Краткий научный обзор



Открытый доступ

DOI: 10.32634/0869-8155-2026-407-06-15-21

Е.А. Завьялова ✉

А.М. Гулюкин

Федеральный научный центр-
Всероссийский научно-
исследовательский институт
экспериментальной ветеринарии
имени К.И. Скрябина
и Я.Р. Коваленко Российской
академии наук, Москва, Россия

✉ aquazeda@mail.ru

Поступила в редакцию: 15.05.2026

Одобрена после рецензирования: 19.05.2026

Принята к публикации: 02.06.2026

© Завьялова Е.А., Гулюкин А.М.

Эпизоотический гемопоэтический некроз рыб

РЕЗЮМЕ

Аквакультура лососевых, а равно, и иных видов рыб, во всем мире имеет важное экономическое, социальное и политическое значение, обеспечивая продовольственную безопасность жителей. При интенсификации любого сельхозпроизводства неизбежны риски, связанные с развитием в популяции инфекционных заболеваний, поэтому ветеринарный контроль и противоэпизоотическая деятельность осуществляются на постоянной основе в отношении наиболее распространенных и важных из них. Инфекционная патология гидробионтов включает целый ряд заболеваний, ранее не выявлявшихся в нашей стране, но угрожающих российскому рыбоводству в связи с завозом молоди/оплодотворенной икры из-за рубежа, из стран с неблагополучной эпизоотической ситуацией. Одно из таких: эпизоотический гемопоэтический некроз (*epizootic haematopoietic necrosis*, EHN), данный обзор позволит ветеринарам и сотрудникам рыбной отрасли познакомиться с этиологией и эпизоотологией возбудителя, клиническими и патологоанатомическими признаками заболевания, а также мерами дезинфекции и механизмом передачи патогенного начала.

Ключевые слова: лососевые рыбы, эпизоотия, болезни рыб, аквакультура, эпизоотический гемопоэтический некроз рыб

Для цитирования: Завьялова Е.А., Гулюкин А.М. Эпизоотический гемопоэтический некроз рыб. *Аграрная наука*. 2026; 407 (06): 15–21.
<https://doi.org/10.32634/0869-8155-2026-407-06-15-21>

A brief scientific overview



Open access

DOI: 10.32634/0869-8155-2026-407-06-15-21

Elena A. Zavyalova ✉

Alexey M. Gulyukin

Federal Scientific Centre VIEV, Moscow,
Russia

✉ aquazeda@mail.ru

Received by the editorial office: 15.05.2026

Accepted in revised: 19.05.2026

Accepted for publication: 02.06.2026

© Zavyalova E.A., Gulyukin A.M.

Epizootic hematopoietic necrosis of fish

ABSTRACT

Aquaculture of salmon, as well as other species of fish, has important economic, social and political significance, ensuring the food security of people all over the world. Intensification of any agricultural production inevitably brings risks related to the development of infectious diseases within the population; therefore, veterinary control and anti-epizootic measures are carried out on an ongoing basis for the most common and significant ones. However, the infectious pathology of hydrobionts includes a number of diseases previously not detected in our country, which pose a threat to Russian aquaculture due to the import of juveniles and fertilized caviar from abroad, specifically from countries with poor epizootic status, one of these – *epizootic hematopoietic necrosis* (EHN); this overview provides veterinarians and aquaculture professionals with insights into the pathogen's etiology, epizootiology, clinical and pathological signs, transmission mechanisms, and disinfection protocols.

Key words: salmon fish, epizootic, fish diseases, aquaculture, epizootic hematopoietic necrosis of fish

For citation: Zavyalova E.A., Gulyukin A.M. Epizootic hematopoietic necrosis of fish. *Agrarian science*. 2026; 407 (06): 15–21 (in Russian).
<https://doi.org/10.32634/0869-8155-2026-407-06-15-21>

Введение/Introduction

В настоящее время одним из самых развивающихся секторов рыбоводства является форелеводство. Поголовье выращиваемых лососевых рыб в мире представляет собой миллиардные популяции с огромной продуктивностью, что имеет важное экономическое, социальное и даже политическое значение в рамках обеспечения продовольственной безопасности стран. Следовательно, эпизоотии, вызванные распространением возбудителей инфекционной, особенно вирусной природы, зачастую приобретают характер глобальных катастроф. Усилия ветеринарных специалистов, как правило, направлены на контроль, профилактику и эрадикацию важнейших заболеваний [1]. Для лососеводства России таковыми являются инфекционный гемопоэтический некроз (IHN), инфекционный некроз поджелудочной железы (IPN), вирусная геморрагическая септицемия (VHS), инфекционная анемия лосося (ISA). При этом эпизоотология и инфекционная патология рыб не ограничиваются указанными нозологическими единицами, а также разработкой организационных принципов противоэпизоотической деятельности: методов профилактики и борьбы.

Одновременно в аквакультуре существует еще целый ряд заболеваний, ранее не выявлявшихся в нашей стране, но угрожающих российскому рыбоводству в связи завозом биологического материала (молоди, оплодотворенной икры) из-за рубежа, из стран с неблагоприятной эпизоотической ситуацией. Одно из таких — эпизоотический гемопоэтический некроз (EHN). Данный обзор позволит ветеринарам и сотрудникам рыбоводной отрасли познакомиться с ним поближе.

Материалы и методы исследования / Materials and methods

Литературный поиск осуществлялся без ограничений по срокам публикации, типу научных материалов и языковой принадлежности статей. При этом большинство поисковых запросов формировалось на русском и английском языках.

При подготовке обзора преимущественно использовались научные труды зарубежных исследователей. Анализ литературы включал публикации, изданные в период с 1989 по 2024 гг. включительно.

Поиск потенциально значимых научных работ проводился по ключевым словам с использованием электронных баз данных Scopus, PubMed, eLIBRARY.RU, а также поискового сервиса Google Scholar.

В процессе отбора литературы предпочтение отдавалось публикациям с высоким уровнем цитируемости. Кроме того, был проведен

дополнительный анализ библиографических списков выбранных работ для выявления иных релевантных источников, соответствующих тематике исследования.

Результаты и обсуждение / Results and discussion

Эпизоотический гемопоэтический некроз (*epizootic haematopoietic necrosis*, EHN) — системное заболевание, характеризующееся некрозом печени, селезенки и кроветворных тканей в почках, вызываемое вирусом из рода *Ranavirus* семейства *Iridoviridae* [2]. Помимо рыб, рана-вирусы были выделены от лягушек, саламандр и рептилий в Америке, Европе и Австралии [3–10]. Рана-вирусы имеют крупные (150–180 нм) икосаэдрические вирионы, двухцепочечный геном ДНК (150–170 т.п.н.), который реплицируется в два этапа: основная репликация происходит в ядре, а дополнительная — в цитоплазме клетки-хозяина¹ [11].

С момента выявления заболевания, вызванного вирусом EHN в Австралии в 1986 году, подобные системные некротические иридовирусные синдромы регулярно выявляются у выращиваемой в аквакультуре рыбы самых разных видов: сом (*Ictalurus melas*) во Франции (вирус европейского сома, ECV) [12], сом (*Silurus glanis*) в Германии (вирус европейского сома, ESV) [13, 14], тюрбо (*Scophthalmus maximus*) в Дании [15] и треска (*Gadus morhua*) в Дании (иридиовирус трески, CodV) [4]. EHN, ECV, ESV и CodV имеют общую нуклеотидную идентичность > 98% последовательностей в областях генов RNR-α, DNAPol, RNR-β, РНКазы II и MCP [16].

EHN и ECV дифференцируются с помощью геномного анализа [17–21]. Это позволяет эпидемиологически разделить случаи заболевания рыбы в Австралии (EHN) и Европе (ECV) и сепарировать их от случаев распространения рана-вируса у амфибий.

Другие виды рыб, чувствительные к заражению рана-вирусом, представлены в таблице 1².

Кроме того, имеются данные о положительных результатах полимеразной цепной реакции (ПЦР) без развития клинической картины заболевания у следующих видов: атлантический лосось (*Salmo salar*), пресноводный сом (*Tandanus tandanus*), золотистый окунь (*Macquaria ambigua*), треска Мюррея (*Maccullochella peelii*) и пурпурный пятнистый голец (*Mogurnda adspersa*). В естественной среде заболевание было выявлено только у европейского окуня (*Perca fluviatilis*) и радужной форели (*Oncorhynchus mykiss*) в Австралии. Болезнь протекает тяжелее у европейского окуня и у молоди по сравнению со взрослой рыбой [8], при этом

¹ Office International des Epizooties (OIE) — [Электронный ресурс] https://www.woah.org/fileadmin/Home/eng/Health_standards/aahm/current/2.3.02_EHN.pdf

² Office International des Epizooties (OIE) — [Электронный ресурс] https://www.woah.org/fileadmin/Home/eng/Health_standards/aahm/current/2.3.02_EHN.pdf

Таблица 1. Список восприимчивых к заражению EHNV видов рыб

Table 1. List of fish species susceptible to EHNV infection

Семейство	Вид	Общее название
Esocidae	<i>Esox lucius</i>	Северная щука
Galaxiidae	<i>Galaxias olidus</i>	Горный галаксиас
Ictaluridae	<i>Ameiurus melas</i>	Черный бычок
Melanotaeniidae	<i>Melanotaenia fluviatilis</i>	Радужница речная (пятнистая)
Percidae	<i>Perca fluviatilis</i>	Европейский окунь
	<i>Sander lucioperca</i>	Судак
Percichthyidae	<i>Macquaria australasica</i>	Австралийский окунь
Poeciliidae	<i>Gambusia holbrooki</i>	Гамбузия Холбрука
	<i>Gambusia affinis</i>	Гамбузия обыкновенная
Salmonidae	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	Радужная форель
Terapontidae	<i>Bidyanus bidyanus</i>	Серебристый окунь

сведений о заражении более ранних стадий развития (весом до 5 г) рыб не имеется. Органами-мишенями при инфицировании вирусом являются почки, селезенка и печень.

Считается, что в аквакультуре радужной форели EHNV слабо заразен, и долгое время вирус может циркулировать в поголовье, не вызывая патологий, уровень смертности при этом не превышает обычного фоновый уровень: для молодняка весом более 5 г суточная смертность составляла менее 0,2%, а общая смертность — до 4%. Прямое экономическое воздействие в настоящее время невелико из-за низкого уровня смертности, однако восприимчивой может быть радужная форель всех возрастов. К тому же могут существовать различия в восприимчивости между европейскими и австралийскими морфами радужной форели [22], что важно учитывать при закупке рыбопосадочного материала.

У европейского окуня при естественных вспышках наблюдается очень высокий уровень заражения и смертности, что со временем приводит к сокращению популяций диких рыб [23–25]. Исследования, проведенные в разных регионах и экспериментальных условиях, показали восприимчивость вида к EHN [26], при этом восприимчивость среди популяций европейского окуня, обитающих в разных регионах, может различаться [22].

Клинические признаки заболевания сильнее проявляются у сеголеток и молоди, чем у взрослых особей радужной форели и европейского окуня и включают: нарушение равновесия, изменение окраски тела (потемнение), отек жабр. Неграмотная технология ведения хозяйства (слишком высокая плотность выращивания и низкое качество воды) отягощает течение заболевания из-за повреждений кожи, плавников и жабр [27].

При патологоанатомическом вскрытии у зараженных рыб выявляется увеличение почек, селезенки или печени, в которых наблюдаются очаговые поражения от белого до желтого цвета, соответствующие областям некроза [27]. Вирус поражает различные типы клеток, включая гепатоциты,

кровенворные и эндотелиальные клетки в органах.

Эпизоотический гемопозитический некроз за рубежом широко распространен на фермах по разведению радужной форели в результате перевозки зараженной молоди. [28–30]. Низкая смертность от заболевания у радужной форели означает, что активная инфекция часто остается незамеченной в популяции и легко распространяется при торговле рыбой. Данных о вертикальной передаче EHNV через икру в настоящее время нет, так что и протоколов дезинфекции икры не существует. EHNV до сих пор не был выделен из тканей яичников или от племенного поголовья. Ежегодное возобновление заболевания у радужной форели, выращиваемой на фермах, связано с горизонтальным заражением последующих партий рыбы от предыдущих или от диких рыб, обитающих в водоемах. Обнаружение вируса у европейского окуня в далеких друг от друга речных системах и водохранилищах позволяет предположить, что EHNV распространился в результате перемещений живой рыбы [31, 8].

Официально путь передачи патогенного начала неизвестен. В экспериментах европейский окунь и радужная форель восприимчивы к заражению при погружении в воду, в которую вирус попадает из зараженных особей и тушек погибших рыб по мере их разложения [27].

Неправильное содержание радужной форели в аквакультуре, включающее переуплотненные посадки, слабую проточность, загрязнение акватории отходами жизнедеятельности и т.п., способствует развитию заболевания, т.к. повреждения кожи являются воротами для проникновения вируса. Вспышки заболевания наблюдаются при температуре воды от 11 до 20 °C [29, 30]. Инкубационный период после внутрибрюшинной инъекции составляет 3–10 дней при температуре 19–21 °C по сравнению с 14–32 днями при температуре 8–10 °C [25].

Естественные эпизоотии, вызываемые EHNV, поражают молодь и взрослых особей европейского окуня в основном летом [23, 28, 29]. Предполагается, что болезнь у молоди рыб связана с ежегодным появлением большого количества неиммунных молодых рыб и их последующим заражением вирусом во время стайного плавания на мелководье. Возможно, что температура окружающей среды является причиной вспышек, поскольку молодь рыб питается планктоном в теплых мелководных местах, в то время как взрослые особи питаются бентосными беспозвоночными и более крупной добычей в более глубоких и прохладных водах. Экспериментально, инкубационный период составляет от 10 до 28 дней при 12–18 °C или с 10–11 дней при 19–21 °C, взрослые особи окуня были невосприимчивы к инфекции при температурах ниже 12 °C [25].

Заражение EHNV было зарегистрировано на фермах по разведению радужной форели в речных бассейнах в Новом Южном Уэльсе,

Австралия [8]. Эпизоотический гемопозитический некроз является эндемичным для юго-восточной Австралии, с прерывистым распространением и спорадическими вспышками, затрагивающими европейского окуня [31; 8]. В настоящее время, когда аквакультура России испытывает дефицит малька радужной форели и готова закупать его повсеместно, болезнь может распространиться в регионы, где его раньше не было, за счет перевозки зараженной рыбы, а также перемещения инфицированной воды в ходе транспортировки.

Вирус-возбудитель EHN устойчив к высыханию и сохраняет инфекционную активность в течение 97 дней при температуре 15 °C и 300 дней при температуре 4 °C в воде, в замороженных тканях рыб — более 2 лет [24], может сохраняться в течение нескольких лет на рыбоводной ферме в иловых отложениях, а также на растениях и оборудовании.

При дезинфекции чувствителен к 70%-ному этанолу, 200 мг/л гипохлорита натрия или нагреванию до 60 °C в течение 15 минут [24]. Для инактивации ранавируса также могут быть использованы: 150 мг/л хлоргексидина и 200 мг/л пероксимоносульфата калия не менее 1 минуты контакта [2].

В мире ранавирусы признаны патогенами, важными с экономической и экологической точек зрения, поскольку они, как правило, не зависят от вида хозяина и могут приводить к вспышкам с высоким уровнем смертности [29]. Перемещение животных за пределы их первоначального географического ареала приводит к появлению новых хозяев у потенциальных патогенов, облегчает смену хозяина и стимулирует развитие патогена [27]. Импорт живых декоративных рыб в значительной степени является причиной распространения экзотических заболеваний в аквакультуре [32].

Радужная форель обладает низкой восприимчивостью к EHN-инфекции в естественной среде обитания. Имеются сведения о случаях инфицирования молодняка с общей смертностью до 4% при температуре воды 11–20 °C. Инкубационный период после внутрибрюшинной инокуляции составляет 3–10 дней при температуре 19–21 °C по сравнению с 14–32 °C при температуре 8–10 °C. У взрослой зараженной радужной форели не проявлялось клинических признаков до дня смерти, рыба погибала через 3–10 дней после инокуляции только при температуре воды 19–21 °C [33]. Это исследование выявило тот факт, что рыба,

выращенная в климатических условиях Польши, может быть заражена EHN и что вирус циркулирует в аквакультуре Польше и ЕС.

Выводы/Conclusions

Эпизоотический гемопозитический некроз (EHN) представляет собой вирусное заболевание лососевых и окуневых рыб, вызываемое ранавирусом семейства *Iridoviridae*, которое характеризуется системным некрозом кроветворной ткани почек, селезенки и печени. Несмотря на то, что на сегодняшний день официально зарегистрированных случаев EHN на территории Российской Федерации не выявлено, риск заноса возбудителя в отечественную аквакультуру сохраняется в связи с активным импортом живого рыбопосадочного материала (молоди, оплодотворенной икры) из стран с неблагоприятной эпизоотической ситуацией, включая Австралию и ряд государств Европейского союза.

Наиболее восприимчивыми видами являются европейский окунь (*Perca fluviatilis*), у которого болезнь протекает с высокой летальностью, и радужная форель (*Oncorhynchus mykiss*), для которой характерно субклиническое течение и длительное вирусоносительство, что существенно затрудняет эпизоотологический контроль. При этом наибольшую опасность представляет молодь рыб массой менее 5 граммов.

В целях предотвращения заноса и распространения EHN на территории Российской Федерации рекомендуется включить данное заболевание в перечень нозологических единиц, подлежащих обязательному скринингу при импорте живой рыбы, икры и молоди лососевых и окуневых видов, использовать метод ПЦР в качестве основного диагностического инструмента, проводить регулярный мониторинг в водоемах, прилегающих к рыбноводным хозяйствам, применяющим импортный материал, а также учитывать температурный оптимум репликации вируса (11–20 °C) при планировании противоэпизоотических мероприятий, поскольку именно в этом диапазоне наиболее вероятны клинические вспышки.

В настоящее время отсутствуют достоверные данные о вертикальной передаче EHN через оплодотворенную икру, а естественный механизм передачи окончательно не установлен (предположительно — горизонтальный, через воду и контакт с инфицированными особями), что определяет направления дальнейших исследований.

Все авторы несут ответственность за работу и представленные данные. Все авторы внесли равный вклад в работу. Авторы в равной степени принимали участие в написании рукописи и несут равную ответственность за плагиат. Авторы объявили об отсутствии конфликта интересов.

All authors bear responsibility for the work and presented data. All authors made an equal contribution to the work. The authors were equally involved in writing the manuscript and bear the equal responsibility for plagiarism. The authors declare no conflict of interest.

ФИНАНСИРОВАНИЕ

Исследования проведены в рамках государственного задания Министерства науки и высшего образования Российской Федерации (проект FGUG-2025-0006)

FUNDING

The research was carried out within the framework of the state assignment of the Ministry of Science and Higher Education of the Russian Federation (project FGUG-2025-0006)

БИБЛИОГРАФИЧЕСКИЙ СПИСОК

1. Макаров В.В. Международное эпизоотическое бюро и Список МЭБ. *Российский ветеринарный журнал*. 2017; (7): 22–26. EDN ZIBDIJ
2. Bryan L.K., Baldwin C.A., Gray M.J., Miller D.L. Efficacy of select disinfectants at inactivating *Ranavirus*. *Diseases of Aquatic Organisms*. 2009; 84: 89–94. <https://doi.org/10.3354/dao02036>
3. Chinchar V.G. *Ranaviruses* (family *Iridoviridae*): emerging cold-blooded killers. *Archives of Virology*. 2002; 147(3): 447–470. <https://doi.org/10.1007/s007050200000>
4. Drury S.E.N., Gough R.E., Calvert I. Detection and isolation of an iridovirus from chameleons (*Chamaeleo quadricornis* and *Chamaeleo hoehnelli*) in the United Kingdom. *Veterinary Record*. 2002; 150(14): 451–452. <https://doi.org/10.1136/vr.150.14.451>
5. Fijan N., Matasin Z., Petrincic Z., Valpotic I., Zwillenberg L.O. Isolation of an iridovirus-like agent from the green frog (*Rana esculenta* L.). *Veterinarski Arhiv*. 1991; 61: 151–158.
6. Hyatt A.D. *et al.* Comparative studies of piscine and amphibian iridoviruses. *Archives of Virology*. 2000; 145(2): 301–331. <https://doi.org/10.1007/s007050050025>
7. Speare R., Smith J.R. An iridovirus-like agent isolated from the ornate burrowing frog *Limnodynastes ornatus* in northern Australia. *Diseases of Aquatic Organisms*. 1992; 14: 51–57. <https://doi.org/10.3354/dao014051>
8. Whittington R.J., Becker J.A., Dennis M.M. Iridovirus infections in finfish — critical review with emphasis on ranaviruses. *Journal of Fish Diseases*. 2010, 33(2): 95–122. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.2009.01110.x>
9. Wolf K., Bullock G.L., Dunbar C.E., Quimby M.C. Tadpole Edema Virus: A Viscerotropic Pathogen for Anuran Amphibians. *The Journal of Infectious Diseases*. 1968; 118(3): 253–262. <https://doi.org/10.1093/infdis/118.3.253>
10. Zupanovic Z. *et al.* Isolation and characterisation of iridoviruses from the giant toad *Bufo marinus* in Venezuela. *Diseases of Aquatic Organisms*. 1998; 33: 1–9. <https://doi.org/10.3354/dao033001>
11. Chinchar G. *et al.* Family Iridoviridae. Virus Taxonomy. Fauquet C.M., Mayo M.A., Maniloff J., Desselberger U., Ball L.A. (eds.). Classification and Nomenclature of Viruses. Eight Report of the International Committee on the Taxonomy of Viruses. *Academic Press*. 2005; 145–161. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-249951-7.50010-9>
12. Pozet F., Morand M., Moussa A., Torhy C., de Kinkelin P. Isolation and preliminary characterization of a pathogenic icosahedral deoxyribovirus from the catfish *Ictalurus melas*. *Diseases of Aquatic Organisms*. 1992; 14: 35–42. <https://doi.org/10.3354/dao014035>
13. Ahne W., Ogawa M., Schlotfeldt H.J. Fish Viruses: Transmission and Pathogenicity of an Icosahedral Cytoplasmic Deoxyribovirus isolated from Sheatfish (*Silurus glanis*). *Journal of Veterinary Medicine, Series B*. 1990; 37(1–10): 187–190. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0450.1990.tb01045.x>
14. Ahne W., Schlotfeldt H.J., Thomsen I. Fish Viruses: Isolation of an Icosahedral Cytoplasmic Deoxyribovirus from Sheatfish (*Silurus glanis*). *Journal of Veterinary Medicine, Series B*. 1989; 36(1–10): 333–336. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0450.1989.tb00611.x>
15. Bloch B., Larsen J.L. An indovirus-like agent associated with systemic infection in cultured turbot *Scophthalmus maximus* fry in Denmark. *Diseases of Aquatic Organisms*. 1993; 15: 235–240. <https://doi.org/10.3354/dao015235>
16. Ariel E., Holopainen R., Olenen N.J., Tapiovaara H. Comparative study of ranavirus isolates from cod (*Gadus morhua*) and turbot (*Psetta maxima*) with reference to other ranaviruses. *Archives of Virology*. 2010; 155(8): 1261–1271. <https://doi.org/10.1007/s00705-010-0715-z>
17. Ahne W., Bearzotti M., Bremont M., Essbauer S. Comparison of European Systemic Piscine and Amphibian Iridoviruses with Epizootic Haematopoietic Necrosis Virus and Frog Virus 3. *Journal of Veterinary Medicine, Series B*. 1998; 45(1–10): 373–383. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0450.1998.tb00806.x>

REFERENCES

1. Makarov V.V. World Animal Health Organization (OIE) and OIE-Listed diseases. *Russian veterinary journal*. 2017; (7): 22–26 (in Russian). EDN ZIBDIJ
2. Bryan L.K., Baldwin C.A., Gray M.J., Miller D.L. Efficacy of select disinfectants at inactivating *Ranavirus*. *Diseases of Aquatic Organisms*. 2009; 84: 89–94. <https://doi.org/10.3354/dao02036>
3. Chinchar V.G. *Ranaviruses* (family *Iridoviridae*): emerging cold-blooded killers. *Archives of Virology*. 2002; 147(3): 447–470. <https://doi.org/10.1007/s007050200000>
4. Drury S.E.N., Gough R.E., Calvert I. Detection and isolation of an iridovirus from chameleons (*Chamaeleo quadricornis* and *Chamaeleo hoehnelli*) in the United Kingdom. *Veterinary Record*. 2002; 150(14): 451–452. <https://doi.org/10.1136/vr.150.14.451>
5. Fijan N., Matasin Z., Petrincic Z., Valpotic I., Zwillenberg L.O. Isolation of an iridovirus-like agent from the green frog (*Rana esculenta* L.). *Veterinarski Arhiv*. 1991; 61: 151–158.
6. Hyatt A.D. *et al.* Comparative studies of piscine and amphibian iridoviruses. *Archives of Virology*. 2000; 145(2): 301–331. <https://doi.org/10.1007/s007050050025>
7. Speare R., Smith J.R. An iridovirus-like agent isolated from the ornate burrowing frog *Limnodynastes ornatus* in northern Australia. *Diseases of Aquatic Organisms*. 1992; 14: 51–57. <https://doi.org/10.3354/dao014051>
8. Whittington R.J., Becker J.A., Dennis M.M. Iridovirus infections in finfish — critical review with emphasis on ranaviruses. *Journal of Fish Diseases*. 2010, 33(2): 95–122. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.2009.01110.x>
9. Wolf K., Bullock G.L., Dunbar C.E., Quimby M.C. Tadpole Edema Virus: A Viscerotropic Pathogen for Anuran Amphibians. *The Journal of Infectious Diseases*. 1968; 118(3): 253–262. <https://doi.org/10.1093/infdis/118.3.253>
10. Zupanovic Z. *et al.* Isolation and characterisation of iridoviruses from the giant toad *Bufo marinus* in Venezuela. *Diseases of Aquatic Organisms*. 1998; 33: 1–9. <https://doi.org/10.3354/dao033001>
11. Chinchar G. *et al.* Family Iridoviridae. Virus Taxonomy. Fauquet C.M., Mayo M.A., Maniloff J., Desselberger U., Ball L.A. (eds.). Classification and Nomenclature of Viruses. Eight Report of the International Committee on the Taxonomy of Viruses. *Academic Press*. 2005; 145–161. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-249951-7.50010-9>
12. Pozet F., Morand M., Moussa A., Torhy C., de Kinkelin P. Isolation and preliminary characterization of a pathogenic icosahedral deoxyribovirus from the catfish *Ictalurus melas*. *Diseases of Aquatic Organisms*. 1992; 14: 35–42. <https://doi.org/10.3354/dao014035>
13. Ahne W., Ogawa M., Schlotfeldt H.J. Fish Viruses: Transmission and Pathogenicity of an Icosahedral Cytoplasmic Deoxyribovirus isolated from Sheatfish (*Silurus glanis*). *Journal of Veterinary Medicine, Series B*. 1990; 37(1–10): 187–190. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0450.1990.tb01045.x>
14. Ahne W., Schlotfeldt H.J., Thomsen I. Fish Viruses: Isolation of an Icosahedral Cytoplasmic Deoxyribovirus from Sheatfish (*Silurus glanis*). *Journal of Veterinary Medicine, Series B*. 1989; 36(1–10): 333–336. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0450.1989.tb00611.x>
15. Bloch B., Larsen J.L. An indovirus-like agent associated with systemic infection in cultured turbot *Scophthalmus maximus* fry in Denmark. *Diseases of Aquatic Organisms*. 1993; 15: 235–240. <https://doi.org/10.3354/dao015235>
16. Ariel E., Holopainen R., Olenen N.J., Tapiovaara H. Comparative study of ranavirus isolates from cod (*Gadus morhua*) and turbot (*Psetta maxima*) with reference to other ranaviruses. *Archives of Virology*. 2010; 155(8): 1261–1271. <https://doi.org/10.1007/s00705-010-0715-z>
17. Ahne W., Bearzotti M., Bremont M., Essbauer S. Comparison of European Systemic Piscine and Amphibian Iridoviruses with Epizootic Haematopoietic Necrosis Virus and Frog Virus 3. *Journal of Veterinary Medicine, Series B*. 1998; 45(1–10): 373–383. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0450.1998.tb00806.x>

18. Holopainen R., Ohlemeyer S., Schütze H., Bergmann S.M., Tapiovaara H. Ranavirus phylogeny and differentiation based on major capsid protein, DNA polymerase and neurofilament triplet H1-like protein genes. *Diseases of Aquatic Organisms*. 2009; 85: 81–91. <https://doi.org/10.3354/dao02074>
19. Hyatt A.D. *et al.* First identification of a ranavirus from green pythons (*Chondropython viridis*). *Journal of Wildlife Diseases*. 2002; 38(2): 239–252. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-38.2.239>
20. Mao J., Tham T.N., Gentry G.A., Aubertin A., Chinchar V.G. Cloning, Sequence Analysis, and Expression of the Major Capsid Protein of the Iridovirus Frog Virus 3. *Virology*. 1996; 216(2): 431–436. <https://doi.org/10.1006/viro.1996.0080>
21. Marsh I.B., Whittington R.J., O'Rourke B., Hyatt A.D., Chisholm O. Rapid differentiation of Australian, European and American ranaviruses based on variation in major capsid protein gene sequence. *Molecular and Cellular Probes*. 2002; 16(2): 137–151. <https://doi.org/10.1006/mcpr.2001.0400>
22. Ariel E., Bang Jensen B. Challenge studies of European stocks of redfin perch, *Perca fluviatilis* L., and rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum), with epizootic haematopoietic necrosis virus. *Journal of Fish Diseases*. 2009; 32(12): 1017–1025. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.2009.01088.x>
23. Langdon J.S., Humphrey J.D. Epizootic haematopoietic necrosis, a new viral disease in redfin perch, *Perca fluviatilis* L., in Australia. *Journal of Fish Diseases*. 1987; 10(4): 289–297. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.1987.tb01073.x>
24. Langdon J.S. Experimental transmission and pathogenicity of epizootic haematopoietic necrosis virus (EHNV) in redfin perch, *Perca fluviatilis* L., and 11 other teleosts. *Journal of Fish Diseases*. 1989; 12(4): 295–310. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.1989.tb00318.x>
25. Whittington R., Reddacliff G. Influence of environmental temperature on experimental infection of redfin perch (*Perca fluviatilis*) and rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) with epizootic haematopoietic necrosis virus, an Australian iridovirus. *Australian Veterinary Journal*. 1995; 72(11): 421–424. <https://doi.org/10.1111/j.1751-0813.1995.tb06193.x>
26. Becker J.A., Tweedie A., Gilligan D., Asmus M., Whittington R.J. Susceptibility of Australian Redfin Perch *Perca fluviatilis* Experimentally Challenged with Epizootic Hematopoietic Necrosis Virus (EHNV). *Journal of Aquatic Animal Health*. 2016; 28(2): 122–130. <https://doi.org/10.1080/08997659.2016.1159621>
27. Reddacliff L.A., Whittington R.J. Pathology of epizootic haematopoietic necrosis virus (EHNV) infection in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum) and redfin perch (*Perca fluviatilis* L.). *Journal of Comparative Pathology*. 1996; 115(2): 103–115. [https://doi.org/10.1016/s0021-9975\(96\)80033-8](https://doi.org/10.1016/s0021-9975(96)80033-8)
28. Langdon J.S., Humphrey J.D., Williams L.M., Hyatt A.D., Westbury H.A. First virus isolation from Australian fish: an iridovirus-like pathogen from redfin perch, *Perca fluviatilis* L. *Journal of Fish Diseases*. 1986; 9(3): 263–268. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.1986.tb01011.x>
29. Whittington R.J., Philbey A., Reddacliff G.L., Macgown A.R. Epidemiology of epizootic haematopoietic necrosis virus (EHNV) infection in farmed rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum): findings based on virus isolation, antigen capture ELISA and serology. *Journal of Fish Diseases*. 1994; 17(3): 205–218. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.1994.tb00216.x>
30. Whittington R.J., Reddacliff L.A., Marsh I., Kearns C., Zupanovic Z., Callinan R.B. Further observations on the epidemiology and spread of epizootic haematopoietic necrosis virus <t-3>(EHNV) in farmed rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*<t-3> in southeastern Australia and a recommended sampling strategy for surveillance. *Diseases of Aquatic Organisms*. 1999; 35: 125–130. <https://doi.org/10.3354/dao035125>
31. Becker J.A., Gilligan D., Asmus M., Tweedie A., Whittington R.J. Geographic Distribution of Epizootic haematopoietic necrosis virus (EHNV) in Freshwater Fish in South Eastern Australia: Lost Opportunity for a Notifiable Pathogen to Expand Its Geographic Range. *Viruses*. 2019; 11(4): 315. <https://doi.org/10.3390/v11040315>
32. El-Matbouli M., Saleh M., Soliman H. Biosecurity risks associated with epizootic ulcerative syndrome and iridovirus in ornamental fish imported into the European Union. *Veterinary Record*. 2014; 174(12): 303. <https://doi.org/10.1136/vr.102219>
18. Holopainen R., Ohlemeyer S., Schütze H., Bergmann S.M., Tapiovaara H. Ranavirus phylogeny and differentiation based on major capsid protein, DNA polymerase and neurofilament triplet H1-like protein genes. *Diseases of Aquatic Organisms*. 2009; 85: 81–91. <https://doi.org/10.3354/dao02074>
19. Hyatt A.D. *et al.* First identification of a ranavirus from green pythons (*Chondropython viridis*). *Journal of Wildlife Diseases*. 2002; 38(2): 239–252. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-38.2.239>
20. Mao J., Tham T.N., Gentry G.A., Aubertin A., Chinchar V.G. Cloning, Sequence Analysis, and Expression of the Major Capsid Protein of the Iridovirus Frog Virus 3. *Virology*. 1996; 216(2): 431–436. <https://doi.org/10.1006/viro.1996.0080>
21. Marsh I.B., Whittington R.J., O'Rourke B., Hyatt A.D., Chisholm O. Rapid differentiation of Australian, European and American ranaviruses based on variation in major capsid protein gene sequence. *Molecular and Cellular Probes*. 2002; 16(2): 137–151. <https://doi.org/10.1006/mcpr.2001.0400>
22. Ariel E., Bang Jensen B. Challenge studies of European stocks of redfin perch, *Perca fluviatilis* L., and rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum), with epizootic haematopoietic necrosis virus. *Journal of Fish Diseases*. 2009; 32(12): 1017–1025. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.2009.01088.x>
23. Langdon J.S., Humphrey J.D. Epizootic haematopoietic necrosis, a new viral disease in redfin perch, *Perca fluviatilis* L., in Australia. *Journal of Fish Diseases*. 1987; 10(4): 289–297. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.1987.tb01073.x>
24. Langdon J.S. Experimental transmission and pathogenicity of epizootic haematopoietic necrosis virus (EHNV) in redfin perch, *Perca fluviatilis* L., and 11 other teleosts. *Journal of Fish Diseases*. 1989; 12(4): 295–310. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.1989.tb00318.x>
25. Whittington R., Reddacliff G. Influence of environmental temperature on experimental infection of redfin perch (*Perca fluviatilis*) and rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) with epizootic haematopoietic necrosis virus, an Australian iridovirus. *Australian Veterinary Journal*. 1995; 72(11): 421–424. <https://doi.org/10.1111/j.1751-0813.1995.tb06193.x>
26. Becker J.A., Tweedie A., Gilligan D., Asmus M., Whittington R.J. Susceptibility of Australian Redfin Perch *Perca fluviatilis* Experimentally Challenged with Epizootic Hematopoietic Necrosis Virus (EHNV). *Journal of Aquatic Animal Health*. 2016; 28(2): 122–130. <https://doi.org/10.1080/08997659.2016.1159621>
27. Reddacliff L.A., Whittington R.J. Pathology of epizootic haematopoietic necrosis virus (EHNV) infection in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum) and redfin perch (*Perca fluviatilis* L.). *Journal of Comparative Pathology*. 1996; 115(2): 103–115. [https://doi.org/10.1016/s0021-9975\(96\)80033-8](https://doi.org/10.1016/s0021-9975(96)80033-8)
28. Langdon J.S., Humphrey J.D., Williams L.M., Hyatt A.D., Westbury H.A. First virus isolation from Australian fish: an iridovirus-like pathogen from redfin perch, *Perca fluviatilis* L. *Journal of Fish Diseases*. 1986; 9(3): 263–268. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.1986.tb01011.x>
29. Whittington R.J., Philbey A., Reddacliff G.L., Macgown A.R. Epidemiology of epizootic haematopoietic necrosis virus (EHNV) infection in farmed rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum): findings based on virus isolation, antigen capture ELISA and serology. *Journal of Fish Diseases*. 1994; 17(3): 205–218. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.1994.tb00216.x>
30. Whittington R.J., Reddacliff L.A., Marsh I., Kearns C., Zupanovic Z., Callinan R.B. Further observations on the epidemiology and spread of epizootic haematopoietic necrosis virus <t-3>(EHNV) in farmed rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*<t-3> in southeastern Australia and a recommended sampling strategy for surveillance. *Diseases of Aquatic Organisms*. 1999; 35: 125–130. <https://doi.org/10.3354/dao035125>
31. Becker J.A., Gilligan D., Asmus M., Tweedie A., Whittington R.J. Geographic Distribution of Epizootic haematopoietic necrosis virus (EHNV) in Freshwater Fish in South Eastern Australia: Lost Opportunity for a Notifiable Pathogen to Expand Its Geographic Range. *Viruses*. 2019; 11(4): 315. <https://doi.org/10.3390/v11040315>
32. El-Matbouli M., Saleh M., Soliman H. Biosecurity risks associated with epizootic ulcerative syndrome and iridovirus in ornamental fish imported into the European Union. *Veterinary Record*. 2014; 174(12): 303. <https://doi.org/10.1136/vr.102219>

33. Borzym E., Maj-Paluch J. Experimental infection with epizootic haematopoietic necrosis virus (EHNV) of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss Walbaum*) and European perch (*Perca fluviatilis* L). *Bulletin of the Veterinary Institute in Pulawy*. 2015; 59(4): 473–477. <https://doi.org/10.1515/bvip-2015-0070>

ОБ АВТОРАХ

Елена Александровна Завьялова

кандидат биологических наук, заведующая лабораторией
aquazeda@mail.ru
<https://orcid.org/0000-0003-0785-9654>

Алексей Михайлович Гулюкин

доктор ветеринарных наук, член-корреспондент
Российской академии наук, главный научный сотрудник
<https://orcid.org/0000-0003-2160-4770>

Федеральный научный центр — Всероссийский научно-исследовательский институт экспериментальной ветеринарии имени К.И. Скрябина и Я.Р. Коваленко Российской академии наук» (ФГБНУ ФНЦ ВИЭВ РАН), ул. Рязанский проспект, 24, корпус 1, Москва, 109428, Россия

33. Borzym E., Maj-Paluch J. Experimental infection with epizootic haematopoietic necrosis virus (EHNV) of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss Walbaum*) and European perch (*Perca fluviatilis* L). *Bulletin of the Veterinary Institute in Pulawy*. 2015; 59(4): 473–477. <https://doi.org/10.1515/bvip-2015-0070>

ABOUT THE AUTHORS

Elena Alexandrovna Zavyalova

Candidate of Biological Sciences, Head of lab. Ichthyopathology
aquazeda@mail.ru
<https://orcid.org/0000-0003-0785-9654>

Alexey Mikhailovich Gulyukin

Doctor of Veterinary Medicine, Corresponding Member of the Russian Academy of Sciences, Chief Researcher
<https://orcid.org/0000-0003-2160-4770>

Federal Scientific Centre VIEV,
24/1 Ryazansky Prospekt, Moscow, 109428, Russia



VII Федеральный форум по ИТ и цифровизации в АПК SMART AGRO

29.10.2026

отель Лесная Сафмар
г. Москва, ул. Лесная д. 15

1

день

50

спикеров

400

участников

Организатор:



Агропромышленный комплекс (АПК) России – остаётся
одной из самых динамично цифровизирующихся отраслей РФ.

Запущена Единая цифровая платформа (ЕЦП).
Более 40% предприятий используют решения на базе
искусственного интеллекта.

Роботизированные фермы и беспилотные тракторы перестали
быть экзотикой.

подробнее:

