

ВЛИЯНИЕ ПРОБИОТИЧЕСКОГО ПРЕПАРАТА «ЭКОФЛОР» НА АКТИВНОСТЬ ГЛИКОЗИДАЗ В КИШЕЧНИКЕ СТЕРЛЯДИ

¹Д.В. Микряков, ¹А.Ф. Тарлева, ²А.Д. Жандалгарова

¹Институт биологии внутренних вод им. И.Д. Папанина РАН, пос. Борок, Россия

²ФГБОУ ВО «Астраханский государственный технический университет», Астрахань, Россия

E-mail: daniil@ibiw.ru

Для цитирования: Микряков Д.В., Тарлева А.Ф., Жандалгарова А.Д. Влияние пробиотического препарата «Экофлор» на активность гликозидаз в кишечнике стерляди // Вестник НГАУ (Новосибирский государственный аграрный университет). – 2025. – № 1(74). – С. 186–193. – DOI 10.31677/2072-6724-2025-74-1-186-193.

Ключевые слова: стерлядь, пробиотик «Экофлор», пищеварение, гликозидазы, слизистая оболочка кишечника, химус.

Реферат. Для поддержания стабильной работы пищеварительного тракта и поддержания микрофлоры в аквакультуре используют пробиотики. Эти препараты содержат комплекс живых бактерий, как правило, лакто- и бифидобактерий. Они регулируют микробиоценоз пищеварительного тракта и вносят существенный вклад в усвоение питательных веществ. Проведено исследование влияния различных дозировок препарата «Экофлор» на активность гликозидаз (амилазы и мальтазы) слизистой оболочки кишечника и химуса стерляди. Этот пробиотик представляет собой консорциум штаммов лакто- и бифидобактерий: *B. bifidum*, *B. longum* и *L. acidophilus*, *L. casei*, *L. plantarum*, иммобилизованных на углерод-минеральном сорбенте СУМС-1. Эксперимент проводили на экспериментальной базе Института биологии внутренних вод им. И.Д. Папанина. Рыб разделили на четыре группы: контрольную и три опытных, которым добавляли в корм пробиотик в количестве 2, 4, 6 г/кг. Пробы отбирали у пяти особей из каждой группы перед началом и на 7, 14 и 21-е сутки эксперимента. Для получения ферментативно активных препаратов кишечник рыб на стекле ледяной бани освобождали от жира. После разреза химус собирали с помощью шпателя и скребка, затем снимали слизистую оболочку. Полученные навески химуса и слизистой оболочки кишечника гомогенизировали с раствором Рингера pH 7,5 (103 mM NaCl, 1,9 mM KCl, 0,45 mM CaCl₂, 1,4 mM MgSO₄) при температуре 0–4 °C, для холоднокровных, в разведении 1 : 50. Активность амилазы определяли методом Смита–Роя, в модификации при длине волны 560 нм. Определение активности мальтазы проводили глюкозооксидазным методом с применением набора реагентов для определения глюкозы в биологических жидкостях (ООО «АГАТ-МЕД», Россия), оптическую плотность определяли при длине волны 505 нм. Установлено повышение активности обоих исследуемых ферментов в слизистой оболочке и химусе стерляди через неделю экспериментального кормления. В последующие сроки наблюдения зафиксировано стимулирующее влияние препарата только на секреторную активность мальтазы. Показана зависимость эффективности препарата на активность ферментов от дозировки.

EFFECT OF THE PROBIOTIC PREPARATION “ECOFLO” ON THE ACTIVITIES OF GLYCOSIDASE IN THE INTESTINES OF STERLET

¹D.V. Mikryakov, ¹A.F. Tarleva, ²A.D. Zhandalgarova

¹Institute for Biology of Inland Waters. I.D. Papanin RAS, Borok, Russia

²Astrakhan State Technical University, Astrakhan, Russia

E-mail: daniil@ibiw.ru

Keywords: sterlet, probiotic “Ecoflor”, digestion, glycosidase, intestinal mucosa, chyme.

Abstract. Probiotics are used in aquaculture to maintain a stable digestive tract and microflora. These preparations contain a complex of live bacteria, usually lacto- and bifidobacteria. They regulate the microbiocenosis of the digestive tract and make a significant contribution to nutrient assimilation. The effect of different dosages of Ecoflor on the activity of glycosidases (amylase and maltase) in the intestinal mucosa and chyme of sterlet was studied. This probiotic is a consortium of strains of lacto- and bifidobacteria: *B. bifidum*, *B. longum* and *L. acidophilus*, *L. casei*, *L. plantarum*, immobilized on carbon-mineral sorbent SUMS-1. The experiment was conducted at the experimental base of the I.D. Papanin Institute for Biology of Inland Waters. Fish were divided

into 4 groups: control and three experimental groups, to which probiotic was added to the feed in the amount of 2, 4, 6 g/kg. Samples were taken from 5 individuals from each group before and on 7, 14, and 21 days of the experiment. To obtain enzymatically active preparations, the intestines of fish were freed from fat on ice bath glass. After cutting, chyme was collected with a spatula and scraper, then the mucous membrane was removed. The obtained suspensions of chyme and intestinal mucosa were homogenized with Ringer's solution pH 7.5 (103 mMNaCl, 1.9 mMCl, 0.45 mM CaCl₂, 1.4 mM MgSO₄) at 0–4°C, for cold-blooded animals, at a dilution of 1:50. Amylase activity was determined by the Smith-Roy method, as modified at a wavelength of 560 nm. The maltase activity was determined by the glucose oxidase method using a set of reagents for glucose determination in biological fluids (AGAT-MED LLC, Russia), the optical density was determined at a wavelength of 505 nm. The activity of both studied enzymes was found to increase in the mucous membrane and chyme of sterlet after one week of experimental feeding. In the following periods of observation the stimulating effect of the preparation only on the secretory activity of maltase was recorded. The dependence of the drug efficiency on the enzyme activity on the dosage was shown.

Для успешного выращивания объектов аквакультуры большое значение имеет качество кормов. От качественного питания зависят рост, воспроизводство, обмен веществ и товарные качества рыбы. Корм должен обладать не только сбалансированным составом по питательным веществам, но и иметь высокие технические характеристики [1].

При интенсивном кормлении рыб в промышленных условиях, в особенности при замкнутой системе водоснабжения, наблюдается увеличение органического загрязнения и числа условно-патогенных микроорганизмов в водной среде. Эти факторы, а также высокая плотность посадки, стресс при пересадках и других рыбоводных манипуляциях приводят к ухудшению общего состояния живого организма и, как следствие, к возникновению различных заболеваний в результате снижения иммунного ответа [2–4]. В связи с этим особую актуальность приобретают поиски методов повышения устойчивости рыб к различным заболеваниям. Один из таких методов основан на использовании пробиотических препаратов в кормлении рыб.

Известно, что качественный состав микрофлоры кишечника оказывает влияние на состояние иммунной системы рыб [5–8]. Микробиом следует рассматривать как отдельную систему, определяющую процессы жизнедеятельности организма и модулирующую функциональное состояние других органов и тканей [9]. Нормальная микрофлора кишечника обеспечивает колонизационную резистентность – защиту слизистой кишечника от патогенных микроорганизмов, подавляя их развитие и предупреждая инфицирование организма.

Для поддержания стабильной работы пищеварительного тракта и микрофлоры в аквакультуре используют пробиотики. Эти препараты содержат комплекс живых бактерий, как правило, лакто- и бифидобактерий. Они регулируют микробиоценоз пищеварительного тракта и вносят существенный вклад в усвоение питательных веществ. Пробиотические штаммы вырабатывают уксусную и молочную кислоты, необходимые для естественного барьера кишечника, защищающего организм от патогенных микроорганизмов, в том числе дрожжей [10, 11]. Пробиотики продуцируют бактериоцины, угнетающие развитие других микроорганизмов [12], участвуют в расщеплении белков, жиров, углеводов, всасывании и синтезе витаминов, усвоении макро- и микроэлементов [13, 14].

Исследования показали, что обработка пробиотиком «Субтилис» икры, эмбрионов и личинок увеличивает коэффициент выживаемости и снижает естественную смертность рыб на личиночной стадии развития, способствует стимуляции жизнестойкости рыб на ранних этапах онтогенеза и повышению естественного иммунитета [15–18]. Применение пробиотика «Простор» оказывало положительное влияние на численность и родовой состав химуса микробиоценоза кишечника рыб, а также способствовало достоверному повышению активности ряда пищеварительных ферментов: протеаз, амилазы, эндогликанызы и липазы [19].

В связи с доказанной высокой эффективностью применения пробиотических препаратов в аквакультуре, необходим поиск новых, высокоэффективных препаратов, одним из которых является пробиотический препарат «Экофлор». Он представляет собой комплекс бифидобактерий: *Bifidobacterium bifidum*, *Bifidobacterium longum*,

Bifidobacterium adolescentis и лактобактерий: *Lactobacillus acidophilus*, *Lactobacillus plantarum*, *Lactobacillus casei*, иммобилизованный на энтеросорбенте СУМС-1. Проведенное ранее исследование показало стимулирующий эффект препарата «Экофлор» на протеолитическую активность слизистой оболочки кишечника и химуса стерляди на 7 сут эксперимента [20]. В настоящей работе проведено исследование влияния различных дозировок препарата «Экофлор» на активность гликозидаз (амилазы и мальтазы) слизистой оболочки кишечника и химуса стерляди.

ОБЪЕКТЫ И МЕТОДЫ ИССЛЕДОВАНИЙ

Исследование проводили в середине мая – начале июне на экспериментальной базе «Сунога» Института биологии внутренних вод им. И.Д. Папанина РАН на годовиках стерляди (*Acipenser ruthenus* Linnaeus, 1758) средней массой $84,0 \pm 1,76$ г. и длиной (TL) $23,4 \pm 0,44$ см. После облова зимовалов рыб в течение двух недель содержали в проточных бассейнах. Далее для эксперимента разделили на четыре группы: контрольную и три опытных.

Стерлядь кормили 6 раз в сутки кормом для рыб (SUPREME-15 3,0 мм) фирмы «Alltech Corpens». Согласно данным производителя в состав этого вида корма входят белки (46 %), жиры (15 %), клетчатка (1,4 %), зола (5,1 %), фосфор (0,85 %) и витамин А (10 000 МЕ/кг). В ходе эксперимента использовали одинаковые корма одной серии. Контрольная группа (I) – простой корм, а опытные с добавлением пробиотического препарата «Экофлор»: II – 2, III – 4, IV – 6 г/кг корма путем нанесения на гранулы желатиновой суспензии препарата, с последующим подсушиванием. Отбор проб проводили перед началом эксперимента, на 7, 14 и 21-е сут. Материал для исследования отбирали у пяти особей из каждой группы. У рыб вскрывали брюшную полость и изымали кишечник. Полученные пробы замораживали при температуре $-18 \dots -22$ °С.

В лабораторных условиях пробы размораживали при комнатной температуре. Для получения ферментативно активных препаратов кишечник рыб на стекле ледяной бани освобождали от жира. После разреза химус собирали с помощью шпателя и скребка, затем снимали слизистую обо-

лочку. Полученные навески химуса и слизистой оболочки кишечника гомогенизировали с раствором Рингера pH 7,5 (103 мМ NaCl, 1,9 мМ KCl, 0,45 мМ CaCl₂, 1,4 мМ MgSO₄) при температуре 0–4 °С, для холоднокровных, в разведении 1 : 50. Осуществляли определение активности ферментов гидролизующих крахмал: α-амилазы КФ 3.2.1.1 и мальтазы КФ 3.2.1. Активность амилазы определяли методом Смита–Роя в модификации при длине волны 560 нм. Определение активности мальтазы проводили глюкозооксидазным методом с применением набора реагентов для определения глюкозы в биологических жидкостях (ООО «АГАТ-МЕД», Россия), оптическую плотность определяли при длине волны 505 нм. Активность ферментов (ЕА) выражали в микромолях глюкозы, образующейся за 1 мин инкубации ферментативно активного препарата и субстрата в расчете на 1 г влажной массы ткани (мкмоль/(г×мин)).

Статистическую обработку данных проводили при помощи стандартного пакета прикладных программ Statistica 10, MS Excel 2010. При сравнении результатов использовали однофакторный дисперсионный анализ ANOVA. Различия считали значимыми при $p \leq 0,01$ и 0,05.

РЕЗУЛЬТАТЫ ИССЛЕДОВАНИЙ И ИХ ОБСУЖДЕНИЕ

Полученные результаты показали, что активность гликозидаз слизистой оболочки кишечника и химуса стерляди изменялась в течение всего эксперимента (табл. 1, 2).

На 7 сут активность амилазы слизистой и химуса всех опытных рыб превышала уровень контрольных особей. Наиболее высокие показатели отмечены у опытных рыб III группы. Через две недели после начала эксперимента активность амилазы слизистой в опытных группах была ниже, а в химусе выше, чем в контрольной. Наиболее низкие значения в слизистой и высокие в химусе зафиксированы в III группе. На 21 сут эксперимента уровень фермента у всех опытных рыб был ниже контрольных значений. При этом уровень данного фермента в химусе у опытных рыб во все сроки наблюдения значительно превышал значения, полученные перед началом эксперимента, а в слизистой нет.

Таблица 1

Активность α -амилазы слизистой оболочки кишечника и химуса стерляди
Activity of α -amylase in the intestinal mucosa and chyme of sterlets

Группа	Слизистая	Химус
Контроль перед опытом	0,78±0,17	0,52±0,21
7 сут		
Контроль	0,54±0,07	0,45 ±0,01
Опыт 2 гр./кг	<u>0,62±0,18</u> + 15,43%	<u>0,66±0,05</u> +45,72%
Опыт 4 гр./кг	<u>0,79±0,08</u> + 47,76%	<u>0,81±0,12</u> +78,80%
Опыт 6 гр./кг	<u>0,54±0,04</u> + 0,39%	<u>0,58±0,01**</u> +28,93%
14 сут		
Контроль	<u>0,82±0,07</u> 100 %	<u>0,82±0,03</u> 100 %
Опыт 2 гр./кг	<u>0,81±0,09</u> -1,60 %	<u>0,98±0,15</u> +2,02%
Опыт 4 гр./кг	<u>0,64±0,02</u> -22,50%	<u>1,12±0,05*</u> +36,45%
Опыт 6 гр./кг	<u>0,73±0,003</u> -11,88 %	<u>0,84±0,03</u> +2,58%
21 сут		
Контроль	<u>0,84±0,09</u> 100 %	<u>1,11±0,05</u> 100 %
Опыт 2 гр./кг	<u>0,61±0,05</u> -27,17%	<u>1,01±0,06</u> -9,00%
Опыт 4 гр./кг	<u>0,76±0,08</u> -9,65%	<u>2,93±0,03</u> -13,66 %
Опыт 6 гр./кг	<u>0,69±0,03</u> -17,06	<u>0,85±0,04*</u> -23,61%

Примечание. Над чертой – уровень ферментативной активности, под чертой – изменение активности, α -амилазы, % от контроля, принятого за 100. Здесь и в табл. 2: * – значимые различия между опытом и контролем при $p < 0,05$, ** – при $p < 0,01$.

Через неделю наблюдения у рыб, получавших с кормом «Экофлор», активность мальтазы слизистой и химуса аналогично амилазе превышала показатели контрольных особей. В этот

срок максимальные показатели зафиксированы в слизистой у особей в III и IV групп, а в химусе у III группы.

Таблица 2

Активность мальтазы слизистой оболочки кишечника и химуса стерляди
Activity of maltase in the intestinal mucosa and chyme of sterlets

Группа	Слизистая	Химус
1	2	3
Контроль перед опытом	1,58±0,05	1,43±0,07
7 сут		
Контроль	1,56±0,18	1,46±0,02
Опыт 2 гр./кг	<u>1,67±0,04</u> + 6,93%	<u>1,50±0,07</u> +3,20%

1	2	3
Опыт 4 гр./кг	$2,11 \pm 0,24$ + 35,34%	$1,77 \pm 0,05$ +21,56%
Опыт 6 гр./кг	$2,28 \pm 0,28$ + 45,93%	$1,48 \pm 0,01$ +1,49%
14 сут		
Контроль	$2,27 \pm 0,03$ 100 %	$1,81 \pm 0,13$ 100 %
Опыт 2 гр./кг	$2,10 \pm 0,06^{**}$ -7,26 %	$2,11 \pm 0,04$ +16,74 %
Опыт 4 гр./кг	$3,09 \pm 0,004^{*}$ +36,05%	$2,51 \pm 0,20$ +38,78%
Опыт 6 гр./кг	$2,70 \pm 0,10$ +18,90%	$1,84 \pm 0,08^{*}$ +1,47%
21 сут		
Контроль	$1,42 \pm 0,02$ 100 %	$2,38 \pm 0,12$ 100 %
Опыт 2 гр./кг	$2,12 \pm 0,08^{*}$ +49,35%	$3,06 \pm 0,04$ +6,96%
Опыт 4 гр./кг	$3,02 \pm 0,05$ +52,01%	$2,93 \pm 0,023$ -2,28%
Опыт 6 гр./кг	$2,99 \pm 0,03$ +40,55%	$3,44 \pm 0,18^{*}$ +44,51%

Примечание. Над чертой – уровень ферментативной активности, под чертой – изменение активности мальтазы, % от контроля, принятого за 100.

После двух недель во всех экспериментальных группах наблюдали превышение активности мальтазы данных контрольных рыб, за исключением показателей слизистой II группы. На 21 сут после начала опыта зафиксирована аналогичная высокая активность данного фермента в слизистой и химусе всех опытных особей по сравнению с контролем, за исключением показателей в химусе у особей III группы. Максимальные показатели активности мальтазы отмечены на 21 сут после начала опыта и составили 52 % для слизистой и 45 % для ферментов химуса. У опытных рыб как в слизистой, так и в химусе уровень мальтазы во все сроки наблюдения значительно превышал значения, полученные перед началом эксперимента.

Рыбам присущи все известные в настоящее время типы пищеварения. Процесс мембранного пищеварения осуществляют две группы ферментов, которые различаются по механизму действия на субстраты. Первая – эндогидролазы (α -амилаза, липаза, трипсин, химотрипсин и др.), обеспечивающие процессы полостного пищеварения. Они функционируют преимущественно в растворе и

осуществляют промежуточный этап пищеварения. Вторая – эндогидролазы, собственно кишечные гидролазы (эстеразы, сахараза, мальтазы, пептидазы, щелочная фосфатаза и др.), реализующие заключительный этап гидролиза пищевых субстратов. Они локализованы на структурах щеточной каймы энтероцитов, и их активность связана со слизистой кишечника. Имеющая важное значение в гидролизе полисахаридов α -амилаза синтезируется ацинарными клетками поджелудочной железы, воздействует на 1,4- α -гликозидные связи центральных участков полимеров. Синтезируемая энтероцитами мальтаза (КФ 3.2.1.20) участвует в гидролизе ди-, олиго- и полисахаридов до моносахаридов [21, 22].

Анализ данных показал различное влияние компонентов пробиотического препарата «Экофлор» на представителей обеих групп ферментов, участвующих в процессе мембранного пищеварения. Высокие показатели опытных рыб, зафиксированные на 7 сут, свидетельствуют об усилении активности гидролиза. Положительное влияние отмечено во всех опытных группах. Аналогичный положительный эффект в данные

сроки наблюдения отмечен при исследовании влияния препарата «Экофлор» на протеолитическую активность слизистой оболочки кишечника и химуса стерляди [20]. В дальнейшем влияние пробиотика на активность исследуемых ферментов слизистой оболочки и химуса кишечника рыб носит разнонаправленный характер. Через две недели положительный эффект на уровень α -амилазы зафиксирован только в химусе. Тогда как количественные показатели мальтазы в слизистой оболочке и химусе кишечника почти во всех группах выше контрольных значений. Результаты, полученные в конце эксперимента, свидетельствуют о том, что по мере накопления в организме комплекс бактерий исследуемого препарата оказывает отрицательное воздействие на механизм активации α -амилазы и положительное на мальтазу. Возможно, компоненты пробиотика влияют не только на определяемую в ходе исследования активность ферментов, но и на процессы их синтеза. Проверка данного предположения требует проведения дополнительных исследований.

Полученные данные также свидетельствуют о значительном воздействии дозировки пробиотика на ферментативную активность гликозидаз. О наиболее значительном влиянии дозы 4 г/кг корма указывают показатели α -амилазы на 7 сут и мальтазы на 7 и 14 сут. В конце эксперимента в слизистой и в химусе опытных рыб IV группы более высокая дозировка препарата увеличивает активность мальтазы, но при этом значительно уменьшает активность α -амилазы.

Обнаруженные различия в активности гидролаз могут быть связаны с тем, что исследования проводили после зимовки в период активного питания рыб. Показано, что ферментативная активность при продолжительном голодании уменьшается и, наоборот, увеличивается после возобновления питания [23, 24]. Усиление активности гликозидаз отмечено при повышении температуры воды [25]. Также изменения активности ферментов могут быть связаны со стрессовыми факторами (пересадка, отлов, хэндлинг и т.п.).

ВЫВОДЫ

1. Проведенные исследования показали, что добавление в корм пробиотического препарата «Экофлор» оказывает влияние на активность α -амилазы и мальтазы слизистой и химуса стерляди.
2. Повышение активности обоих исследуемых ферментов зафиксировано через неделю экспериментального кормления.
3. В последующие сроки наблюдения стимулирующее влияние компонентов препарата отмечено только на секреторную активность мальтазы, тогда как активность α -амилазы значительно снизилась.
4. Эффективность воздействия значительно зависела от дозировки пробиотика.

Финансирование. Исследование выполнено за счет гранта Российского научного фонда № 23-76-01019.

БИБЛИОГРАФИЧЕСКИЙ СПИСОК

1. Щербина М.А., Гамыгин Е.А. Кормление рыб в пресноводной аквакультуре. – М.: Изд-во ВНИРО, 2006. – 360 с.
2. Котлярчук М.Ю. Микробный пейзаж карпа (*Cyprinus carpio* L.) при выращивании в установке с замкнутым циклом водообеспечения: автореф. дис. ... канд. биол. наук. – Калининград, 2004. – 21 с.
3. Казарникова А.В., Шестаковская Е.В. Основные заболевания осетровых рыб в аквакультуре. – М.: Изд-во ВНИРО, 2005. – 104 с.
4. Pridgeon Ju.W., Klesius P.H. Major bacterial diseases in aquaculture and their vaccine development // CAB Reviews. – 2012. – Vol. 7 (48). – P. 1–16. – DOI: 10.1079/PAVSNNR20127048.
5. Distinct signals from the microbiota promote different aspects of zebrafish gut differentiation / J.M. Bates, E. Mittge, J. Kuhlman [et al.] // Developmental Biology. – 2006. – Vol. 297, Is. 2. – P. 374–386.
6. Individual Members of the Microbiota Disproportionately Modulate Host Innate Immune Responses / A.S. Rolig, R. Parthasarathy, A.R. Burns [et al.] // Cell Host & Microbe. – 2015. – V. 18, Is. 5. – P. 613–620.
7. Distinct immune tones are established by *Lactococcus lactis* BFE920 and *Lactobacillus plantarum* FGL0001 in the gut of olive flounder (*Paralichthys olivaceus*) / B.R. Beck, J.H. Song, B.S. Park [et al.] // Fish & Shellfish Immunology. – 2016. – Vol. 55. – P. 434–443.
8. Intestinal microbiome adjusts the innate immune setpoint during colonization through negative regulation of MyD88 / B.E.V. Koch, S. Yang, G. Lamers [et al.] // Nat Commun. – 2019. – Vol. 10(1). – P. 526–536.
9. Роль микробиоценоза в становлении здоровья / П.В. Шумилов, Г.А. Асмолова, А.П. Продеус [и др.] // Эффективная фармакотерапия. Педиатрия. – 2015. – № 4–5 (41). – С. 6–10.
10. Ардатская М.Д. Клиническое значение короткоцепочечных жирных кислот при патологии желудочно-кишечного тракта: автореф. дис. ... д-ра мед. наук. – М., 2003. – 45 с.

11. Mischke M., Plösch T. The Gut Microbiota and their Metabolites: Potential Implications for the Host Epigenome // *Adv Exp Med Biol.* – 2016. – Vol. 902. – P. 33–44.
12. Дышло Л.С., Кригер О.В., Миленцева И.С. Введение в направление. Биотехнология: учеб. пособие. – Кемерово: КемТИПП, 2014. – 157 с.
13. Головин М.А., Ганина В.И. Новый штамм бифидобактерий как фактор повышения биобезопасности пищевых продуктов питания // *Техника и технология пищевых производств.* – 2012. – Т. 4, № 27. – С. 139–144.
14. Несчислаев В.А. Пробиотики: ретроспектива, проблемы и достижения научно-производственной практики НПО «Биомед» // *Журнал микробиологии, эпидемиологии и иммунобиологии.* – 1998. – Т. 2. – С. 100–102.
15. Кулаков Г.В. Субтилис – натуральный концентрированный пробиотик. – М., 2003. – 48 с.
16. Ткачева И.В., Тищенко Н.Н. Применение пробиотических препаратов «Субтилис» и «СУБ-Про» в комбикормах для осетровых // *Труды Кубанского государственного аграрного университета.* – 2011. – № 28. – С. 122–124.
17. Шульга Е.А. Пробиотики в кормлении осетровых рыб при товарном выращивании: автореф. дис. ... канд. биол. наук. – Астрахань, 2009. – 24 с.
18. Бычкова Л.И., Юхименко Л.Н., Ходак А.Г. Пробиотический препарат «Суб-Про» (Субалин): профилактика и лечение бактериальных болезней рыб // *Рыбоводство.* – 2007. – № 2. – С. 33–35.
19. Зуенко В.А. Использование пробиотика на основе бактерий *Bacillus subtilis* как резерв повышения продуктивности при выращивании рыб в садковых хозяйствах // *Аграрная наука – сельскому хозяйству: сб. мат-в XIV Междунар. науч.-практ. конф. Кн. 2.* – Барнаул: Алтайский ГАУ, 2019. – С. 137–138.
20. Тарлева А.Ф., Микряков Д.В., Жандалгарова А.Д. Влияние пробиотического препарата «Экофлор» на активность пептидаз кишечника стерляди // *Международный вестник ветеринарии.* – 2024. – № 1. – С. 215–223.
21. Уголев А.М. Мембранное пищеварение. Полисубстратные процессы, организация и регуляция. – Л.: Наука, 1972. – 356 с.
22. Уголев А.М., Кузьмина В.В. Пищеварительные процессы и адаптации у рыб. – СПб.: Гидрометеиздат, 1993. – 238 с.
23. *Compensatory growth in juvenile roach Rutilus caspicus: effect of starvation and re-feeding on growth and digestive surface area* / M. Abolfathi, A. Hajimoradloo, R. Ghorbani, A. Zamani // *J. Fish Biol.* – 2012. – Vol. 81, № 6. – P. 1880–1890.
24. *Changes in digestive enzyme activities of red porgy Pagrus pagrus during a fasting–refeeding experiment* / G. Caruso, M.G. Denaro, R. Caruso [et al.] // *Fish Physiol Biochem.* – 2014. – Vol. 40, № 5. – P. 1373–1382.
25. Голованова И.Л., Голованов В.К. Пищеварительные гликозидазы рыб в условиях повышения температуры среды (обзор) // *Труды Института биологии внутренних вод им. И.Д. Папанина РАН.* – 2015. – № 72 (75). – С. 50–59.

REFERENCES

1. Shcherbina M.A., Gamygin E.A., *Kormlenie ryb v presnovodnoi akvakul'ture* (Feeding fish in freshwater aquaculture), Moscow: Izdatel'stvo VNIRO, 2006, 360 p.
2. Kotlyarchuk M.Yu., *Mikrobnii peizazh karpa (Cyprinus carpio L.) pri vyrashchivanii v ustanovke s zamknutym tsiklom vodoobespecheniya* (Microbial landscape of carp (Cyprinus carpio L.) grown in a closed-loop water supply system), abstract of dis. ... candidate of biological sciences, Kaliningrad, 2004, 21 p.
3. Kazarnikova A.V., Shestakovskaya E.V., *Osnovnye zabolevaniya osetrovyykh ryb v akvakul'ture* (Main diseases of sturgeon fish in aquaculture), Moscow: Izdatel'stvo VNIRO, 2005, 104 p.
4. Julia W.P. Klesius P.H., Major bacterial diseases in aquaculture and their vaccine development, *CAB Re-views*, 2012, Vol. 7 (48), pp. 1–16.
5. Bates J.M., Mittge E., Kuhlman J., Baden K.N., Cheesman S.E., Guillemin K., Distinct signals from the microbiota promote different aspects of zebrafish gut differentiation, *Developmental Biology*, 2006, Vol. 297, Is. 2, pp. 374–386.
6. Rolig A.S., Parthasarathy R., Burns A.R., Bohannon B.J.M., Guillemin K., Individual Members of the Microbiota Disproportionately Modulate Host Innate Immune Responses, *Cell Host & Microbe*, 2015, Vol. 18, Is. 5, pp. 613–620.
7. Beck B.R., Song J.H., Park B.S., Kim D., Kwak J.-H., Ki Do H., Kim A.-R., Kim W.-J., Song S.K., Distinct immune tones are established by *Lactococcus lactis* BFE920 and *Lactobacillus plantarum* FGL0001 in the gut of olive flounder (*Paralichthys olivaceus*), *Fish & Shellfish Immunology*, 2016, Vol. 55, pp. 434–443.
8. Koch B.E.V., Yang S., Lamers G., Stougaard J., Spaink H.P., Intestinal microbiome adjusts the innate immune set-point during colonization through negative regulation of MyD88, *Nat Commun*, 2019, Vol. 10(1), pp. 526–536.
9. Shumilov P.V., Asmolova G.A., Prodeus A.P., Mazankova L.N., *Effektivnaya farmakoterapiya. Peditriya*, 2015, No. 4–5 (41), pp. 6–10. (In Russ.)

10. Ardatskaya M.D., *Klinicheskoe znachenie korotkotsepochechnykh zhirnykh kislot pri patologii zheludochno-kishechnogo trakta* (Clinical significance of short-chain fatty acids in gastrointestinal tract pathology), Abstract of diss. ... Doctor of Medical Sciences, Moscow, 2003, 45 p.
11. Mischke M., Plösch T., The Gut Microbiota and their Metabolites: Potential Implications for the Host Epigenome, *Adv Exp Med Biol*, 2016. Vol. 902, pp. 33–44.
12. Dyshlyuk, L.S., Kriger O.V., Milent'eva I.S., *Vvedenie v napravlenie. Biotehnologiya: uchebnoe posobie* (Introduction to the direction. Biotechnology: a tutorial), Kemerovo: KemTIPP, 2014, 157 p.
13. Golovin M.A., Ganina V.I., *Tekhnika i tekhnologiya pishchevykh proizvodstv*, 2012, Vol. 4, No. 27, pp. 139–144. (In Russ.)
14. Neschislyayev V.A., *Zhurnal mikrobiologii, epidemiologii i immunobiologii*, 1998, T. 2, pp. 100–102. (In Russ.)
15. Kulakov G.V. *Subtilis – natural'nyi kontsentrirrovannyi probiotik* (Subtilis is a natural concentrated probiotic), Moscow: Vizavi, 2003, 48 p.
16. Tkacheva I.V., Tishchenko N.N., *Trudy Kubanskogo gosudarstvennogo agrarnogo universiteta*, 2011, № 28, pp. 122–124. (In Russ.)
17. Shulga E.A., *Probiotiki v kormlenii osetrovyykh ryb pri tovarnom vyrashchivanii* (Probiotics in feeding sturgeon fish during commercial farming), Abstract of dis. ... Cand. of Biological Sciences, Astrakhan, 2009, 24 p.
18. Bychkova L.I., Yukhimenko L.N., Khodak A.G., *Rybovodstvo*, 2007, No. 2, pp. 33–35. (In Russ.)
19. Zuenko V.A., *Agrarnaya nauka – sel'skomu khozyaistvu* (Agricultural science - for agriculture), Collection of materials of the XIV International scientific and practical conference, Barnaul: Altai State Agrarian University, 2019, pp. 137–138.
20. Tarleva A.F., Mikryakov D.V., Zhandalgarova A.D., *Mezhdunarodnyi vestnik veterinarii*, 2024, No. 1, pp. 215–223. (In Russ.)
21. Ugolev A.M., *Membrannoe pishchevarenie. Polisubstratnye protsessy, organizatsiya i regulatsiya* (Membrane digestion. Polysubstrate processes, organization and regulation), Leningrad: Nauka, 1972, 356 p.
22. Ugolev A.M., Kuz'mina V.V., *Pishchevaritel'nye protsessy i adaptatsii u ryb* (Digestive processes and adaptations in fish), Saint-Petersburg: Gidrometeoizdat, 1993, 238 p.
23. Abolfathi M., Hajimoradloo A., Ghorbani R., Zamani A., Compensatory growth in juvenile roach *Rutilus caspicus*: effect of starvation and re-feeding on growth and digestive surface area, *J. Fish Biol*, 2012, Vol. 81, No. 6, pp. 1880–1890.
24. Caruso G., Denaro M.G., Caruso R., De Pasquale F., Genovese L., Maricchiolo G., Changes in digestive enzyme activities of red porgy *Pagrus pagrus* during a fasting–re-feeding experiment, *Fish Physiol Biochem*, 2014, Vol. 40, No. 5, pp. 1373–1382.
25. Golovanova I.L., Golovanov V.K., *Trudy Instituta biologii vnutrennikh vod im. I.D. Papanina RAN*, 2015, No. 72 (75), pp. 50–59. (In Russ.)

Информация об авторах:

Д.В. Микряков, кандидат биологических наук

А.Ф. Тарлева, кандидат биологических наук

А.Д. Жандалгарова, кандидат сельскохозяйственных наук, доцент кафедры «Аквакультура и водные биоресурсы»

Contribution of the authors:

D.V. Mikryakov, ph. D. biol. sciences

A.F. Tarleva, ph. D. biol. sciences

A.D. Zhandalgarova, ph. D. Agricultural. Sciences, Associate Professor of the Department of Aquaculture and Water Bioresources

Вклад авторов:

Все авторы сделали эквивалентный вклад в подготовку публикации.

Авторы заявляют об отсутствии конфликта интересов.