

УДК 597.554.3.591.111

ГЕМАТОЛОГИЧЕСКИЕ И ГЕНОТОКСИЧЕСКИЕ ПОКАЗАТЕЛИ ЛЕЩА *ABRAMIS BRAMA* И СЕРЕБРЯНОГО КАРАСЯ *CARASSIUS GIBELIO* (CYPRINIDAE) ДЕЛЬТЫ РЕКИ ВОЛГА

© 2023 г. А. В. Конькова¹ *, Д. Р. Файзулина¹, Ю. М. Ширина¹,
И. А. Богатов¹, С. С. Астафьева¹, К. А. Жукова^{2, 3}

¹Астраханский государственный университет, Астрахань, Россия

²Университет МГУ-ППИ в Шэньчжэне, Шэньчжэнь, Китай

³Московский государственный университет, Москва, Россия

*E-mail: avkonkova@yandex.ru

Поступила в редакцию 19.04.2022 г.

После доработки 27.06.2022 г.

Принята к публикации 28.06.2022 г.

Приведены данные о встречаемости эритроцитов с микроядрами и с повреждениями ДНК, выявляемыми методом ДНК-комет, у леща *Abramis brama* (возраст 3+...4+) и серебряного карася *Carassius gibelio* (4+...5+) дельты р. Волга в сентябре 2021 г. Средняя частота встречаемости эритроцитов с микроядрами у исследованных рыб находилась в пределах нормы для таких клеток, образующихся при спонтанном мутагенезе (0.5–1.0‰). Доля особей, у которых был превышен этот предел, в исследованных выборках составила 25.0 (лещ) и 26.6% (серебряный карась). Индекс ДНК-комет, отражающий первичные повреждения ДНК, составил у леща и серебряного карася соответственно 0.21 ± 0.03 и 0.26 ± 0.02 и коррелировал ($r = 0.71$, $p < 0.05$) у серебряного карася со встречаемостью эритроцитов с микроядрами. Гематологические и биохимические показатели исследованных рыб были в пределах, характерных для этих видов из водоёмов со слабой антропогенной нагрузкой. В целом полученные результаты позволяют считать условия существования леща и серебряного карася в дельте Волги вполне благоприятными с точки зрения генотоксической ситуации.

Ключевые слова: лещ *Abramis brama*, серебряный карась *Carassius gibelio*, эритроциты, микроядра, ДНК-кометы, гемоглобин, скорость оседания эритроцитов, холестерин, глюкоза, река Волга.

DOI: 10.31857/S0042875223020121, **EDN:** EZHCKZ

Рациональное природопользование невозможно без проведения экологического мониторинга. Необходимо своевременное обнаружение вызывающих генетические повреждения токсикантов (Villegla et al., 2006; Израэль, 2009). Тяжёлые металлы, полициклические ароматические углеводороды, пестициды, обладая повышенной мутагенной активностью, несут в себе опасность нарушения постоянства и целостности генетического гомеостаза организма рыб (Немова, Высоцкая, 2004; Орджоникидзе и др., 2014). Происходящие при этом повреждения, такие как разрывы цепей, потеря или химическое изменение азотистых оснований, сшивки ДНК-ДНК-белок, могут генерировать мутации, в итоге приводящие к активации апоптоза, гибели клеток, запуску канцерогенеза, возникновению заболеваний и преждевременному старению организма (Wang, 2001; Chakarov et al., 2014; Basu, 2018; Vijg, 2021). Биологические последствия накопления мутаций в соматических клетках проявляются на клеточном, органном, ор-

ганизменном и, в итоге, на популяционном уровнях. Оценить степень нарушения генетического гомеостаза возможно при помощи цитогенетических исследований (Jha, 2008; Ильинских и др., 2011; Орджоникидзе и др., 2014), среди которых в настоящее время наиболее часто используемыми являются метод ДНК-комет и микроядерный тест (Крысанов и др., 2018).

Высококчувствительный тест ДНК-комет (ДК) позволяет оценить первичные повреждения ДНК. Предложенный (Rydberg, Johanson, 1978) и впоследствии усовершенствованный (Singh et al., 1988; Olive, Banáth, 2006) метод основывается на принципе миграции повреждённой ДНК клеток, иммобилизованных в агарозный гель, в электрическом поле. Микроядерный тест выявляет возникающие в процессе клеточных делений нарушения при разрыве хромосом (кlastогенный эффект) или образовании отстающих хромосом (анеугенный эффект). Микроядро (МЯ) является фрагментом ядра клетки, включающим в себя только

часть генома. Часто два этих метода дополняют друг друга для получения наиболее точных данных о генотоксичных эффектах (Bombail et al., 2001; Hussain et al., 2018; Obiakor et al., 2021).

Исследования этих эффектов приобретают все большее значение в качестве ранней меры обнаружения мутагенного воздействия на рыб, которые являются удобными тест-объектами водной среды. Такие исследования позволяют оценить не только состояние популяции рыб, но и обнаружить в естественной среде вещества, способные аккумулироваться в рыбе и других животных, которых человек использует в пищу, и поэтому потенциально опасные из-за канцерогенных и тератогенных эффектов (Jha, 2008; Pawar, 2012; Оганесян и др., 2012; Крысанов и др., 2018).

Лещ *Abramis brama* (Linnaeus, 1758) и серебряный карась *Carassius gibelio* (Bloch, 1782) относятся к широко распространённым в пресных водоёмах Европы и Азии видам семейства карповых (Cyprinidae). В низовьях р. Волга лещ ведёт полупроходной образ жизни, размножаясь в реке и выходя на нагул в Каспийское море. Серебряный карась является пресноводной рыбой, но в последние годы он расширил свой ареал в слабосоленоватые участки северной части Каспийского моря. Лещ является типичным бентофагом, основу его питания здесь составляют высшие донные ракообразные — до 40% (Amphipoda, Cumacea, Mysidacea и другие) и черви — до 22% (Ampharetidae, Oligochaeta, Nereida и другие); в питании серебряного карася в основном встречаются растительные остатки, личинки хирономид и мелкие моллюски (*Dreissena polymorpha* (Pallas, 1771) и представители Gastropoda) (Кравченко, 2012a, 2012b; Ермилова, 2018; Левашина, Иванов, 2018). В р. Волга повсеместно эти виды являются традиционными объектами промысла, но в настоящее время численность популяций этих рыб, особенно леща, сократилась, что обусловлено значительными изменениями экологической ситуации в северной части Каспийского моря и в дельте Волги (Левашина, Иванов, 2018; Барабанов, 2020).

Загрязнение воды и донных отложений всей дельты Волги и устьевого взморья нефтепродуктами, тяжёлыми металлами и легко разлагаемой органикой наблюдается в течение многих лет. К районам хронического загрязнения относятся участок коренного русла Волги выше г. Астрахань, некоторые рукава её дельты, мелководье Северного Каспия и свал глубин. Среднегодовое показатели по вышеуказанным токсикантам могут превышать предельно допустимый уровень в 2.7–5.1 раза (Бреховских и др., 2009; Карыгина и др., 2020). Также здесь отмечают повышенные концентрации трудноразлагаемых хлорорганических пестицидов. Их источниками являются речной сток, смыв с прибрежных территорий сельскохозяйственно-

го назначения и атмосферный перенос (Петреченкова, Радованова, 2020).

Цель нашей работы — определить степень потенциального влияния антропогенного загрязнения дельты р. Волга на здоровье леща и серебряного карася на основе оценки их гематологических, биохимических и генотоксических показателей.

МАТЕРИАЛ И МЕТОДИКА

Объектами исследования служили особи леща (19 экз., возраст 3+...4+, стандартная длина 25.0 ± 0.41 см, масса 350 ± 27 г) и серебряного карася (19 экз., 4+...5+, 24.0 ± 0.38 см, 332 ± 19 г). Рыбы были пойманы спиннинговой снастью с грузилом для донной ловли на живую приманку (дождевой червь *Lumbricus terrestris* Linnaeus, 1758) в сентябре 2021 г. в протоке дельты р. Волга (рукав Хурдун) в координатах $46^{\circ}06'03''$ – $46^{\circ}00'03''$ с.ш., $47^{\circ}44'36''$ – $47^{\circ}32'56''$ в.д. (рис. 1).

Прижизненным методом из хвостовой вены у рыб отбирали кровь (Методические указания ..., 1999). Изготавливали мазки для определения частоты встречаемости эритроцитов с МЯ, а также гепаринизированные препараты (1 : 50) для гематологического анализа и исследования методом ДНК-комет, а также образцы сыворотки для биохимических исследований.

Гематологические исследования проводили согласно общепринятым методикам (Методические указания ..., 1999). Уровень гемоглобина определяли колориметрическим гемиглобинцианидным методом Драбкина с помощью спектрофотометра Экрос ПЭ-5300, Россия и наборов реагентов “Агат”, Россия при длине волны 540 нм. Число эритроцитов подсчитывали с использованием камеры Горяева. Для определения скорости оседания эритроцитов (СОЭ) использовали СОЭ-метр Панченкова ПР-3.

В соответствии с общепринятыми биохимическими методиками (Gornall et al., 1949; Trinder, 1969a, 1969b) и при использовании готовых наборов реагентов (“Агат”, “Ольвекс диагностикум”, Россия) в сыворотке крови определяли количество общего белка биуретовым методом, а глюкозы и холестерина — ферментативными методами.

Окрашивание мазков для определения количества МЯ проводили методом Романовского—Гимзы (Hoofman, Raat, 1982). Препараты анализировали на микроскопе Carl Zeiss Axioscope 5 (Германия). В каждом препарате просматривали 1000 эритроцитов, затем вычисляли частоту встречаемости эритроцитов с МЯ — отношение числа клеток с МЯ к общему числу просмотренных клеток, ‰ (Schmidt, 1975).

Степень повреждения ДНК определяли щелочным методом ДК (Singh et al., 1988). Препараты исследовали на флуоресцентном микроскопе

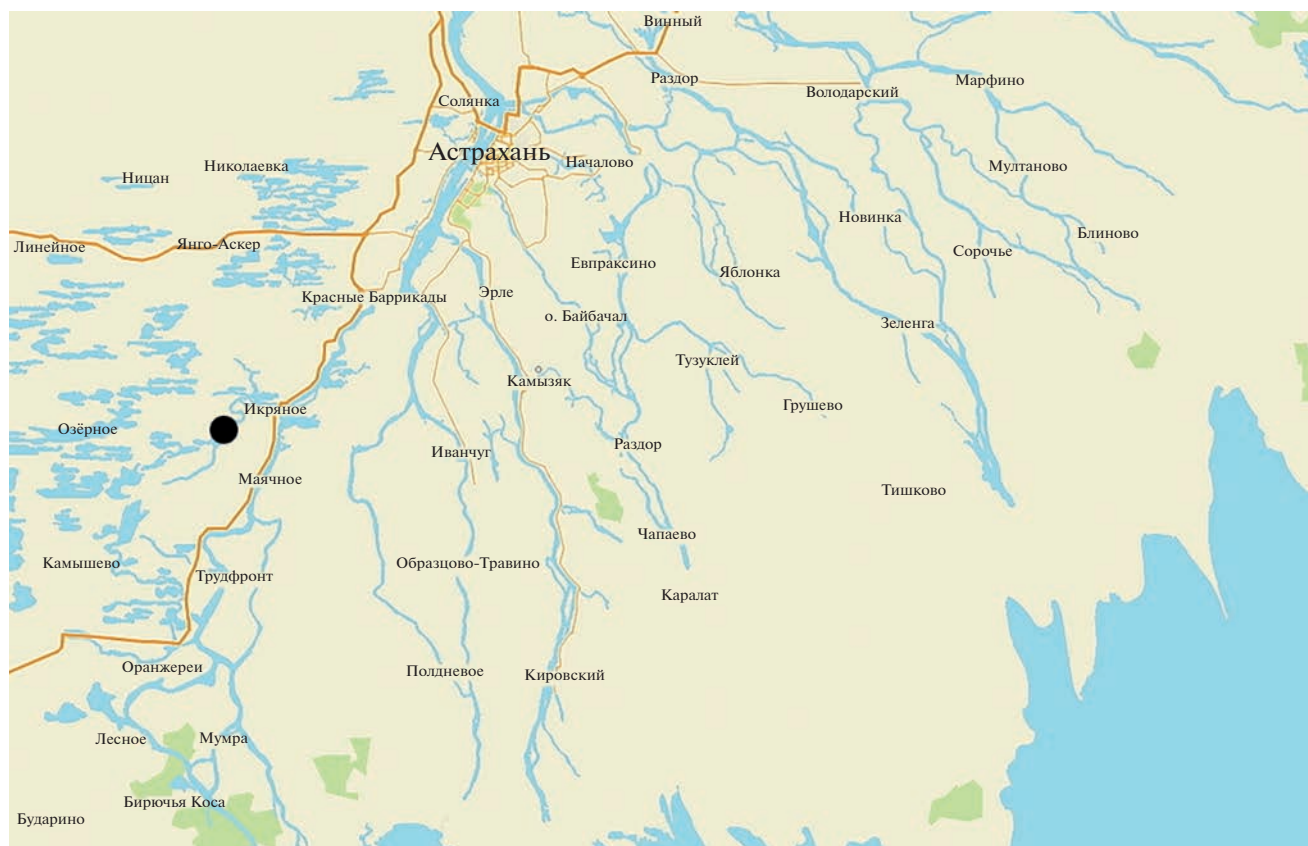


Рис. 1. Карта-схема района отлова (●) леща *Abramis brama* и серебряного карася *Carassius gibelio* в дельте р. Волга (рукав Хурдун) в сентябре 2021 г.

Carl Zeiss Axioscope 5. Просматривали по 50 клеток на препарат. Степень повреждения клеток оценивали в соответствии с бальной шкалой: 0 — повреждений нет, 1–4 — повреждения (1 — лёгкое, 2 — среднее, 3 — значительное, 4 — максимальное). Степень повреждённости ДНК (индекс ДНК-комет) определяли по формуле (Collins et al., 1995; Struwe et al., 2007): $I_{\text{ДНК}} = (0n_0 + 1n_1 + 2n_2 + 3n_3 + 4n_4) / \Sigma$, где n_0 – n_4 — число ДНК-комет каждого типа, Σ — сумма проанализированных ДНК-комет.

Статистический анализ данных проводили методами описательной статистики. Данные представлены как среднее значение и его стандартная ошибка. При нормальном распределении данных достоверность различий оценивали по параметрическому критерию Стьюдента, при ненормальном — по непараметрическому критерию Манна–Уитни. Для выявления статистической взаимосвязи параметров применяли коэффициент корреляции Пирсона (r).

РЕЗУЛЬТАТЫ

Гематологические и биохимические показатели у леща и карася не различались, за исключением

СОЭ и уровня глюкозы, которые были выше у карася (таблица). Коэффициент вариации уровня глюкозы у карася составил 90%, тогда как у леща он был ~ 17%.

Генотоксические показатели. Распределение МЯ в одном эритроците у леща и карася было сходным — насчитывали не более двух, в большинстве случаев регистрировали одно МЯ (рис. 2). Из 1000 просмотренных эритроцитов одной особи максимально регистрировали три эритроцита с МЯ (у серебряного карася). Выявленные МЯ были небольшого размера, основная их локализация отмечена рядом с основным ядром (рис. 2а), однако в некоторых случаях они имели пристеночное расположение (рис. 2б). Проанализированные эритроциты, согласно визуальной классификации, предложенной Колинсом с соавторами (Collins et al., 1995), либо не имели, либо имели лёгкие повреждения ДНК (рис. 3). По генотоксическим показателям исследованные виды достоверно не различались (таблица).

Коэффициент корреляции (r) между встречаемостью клеток с МЯ и индексом ДНК-комет для леща составил 0.89 ($p > 0.05$), для серебряного карася — 0.71 ($p < 0.05$).

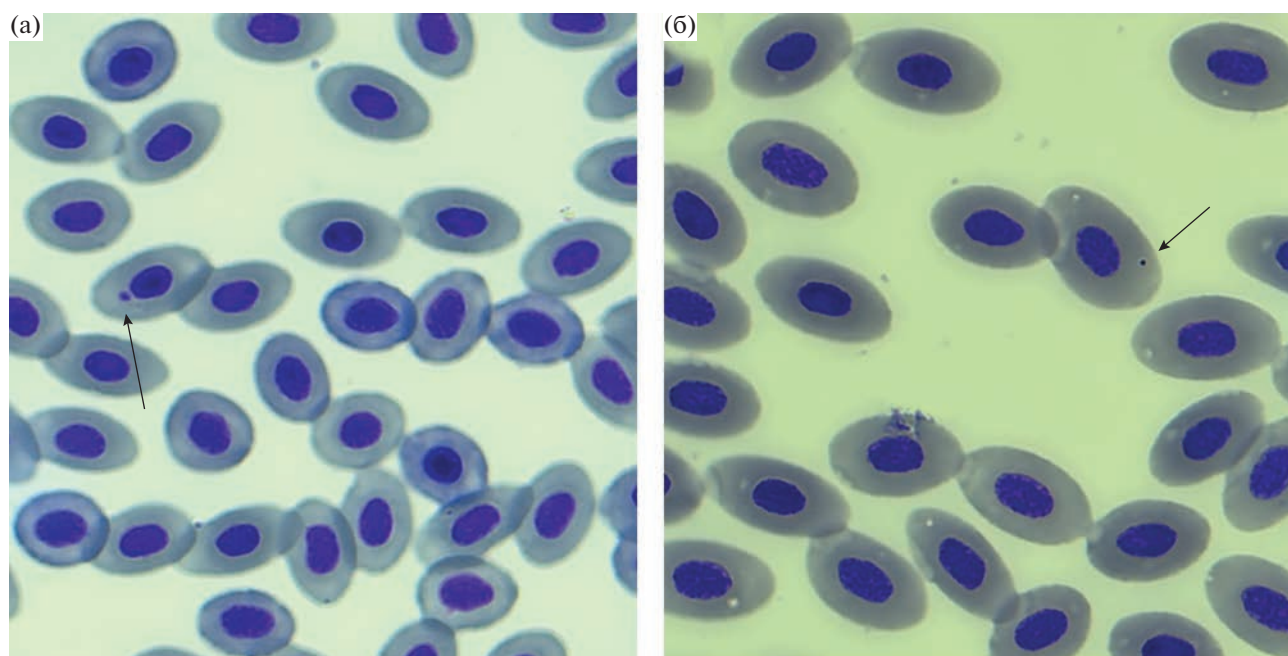


Рис. 2. Микроядра (→) в эритроцитах леща *Abramis brama* (а) и серебряного карася *Carassius gibelio* (б) дельты р. Волга в сентябре 2021 г. Здесь и на рис. 3: увеличение 10×40 .

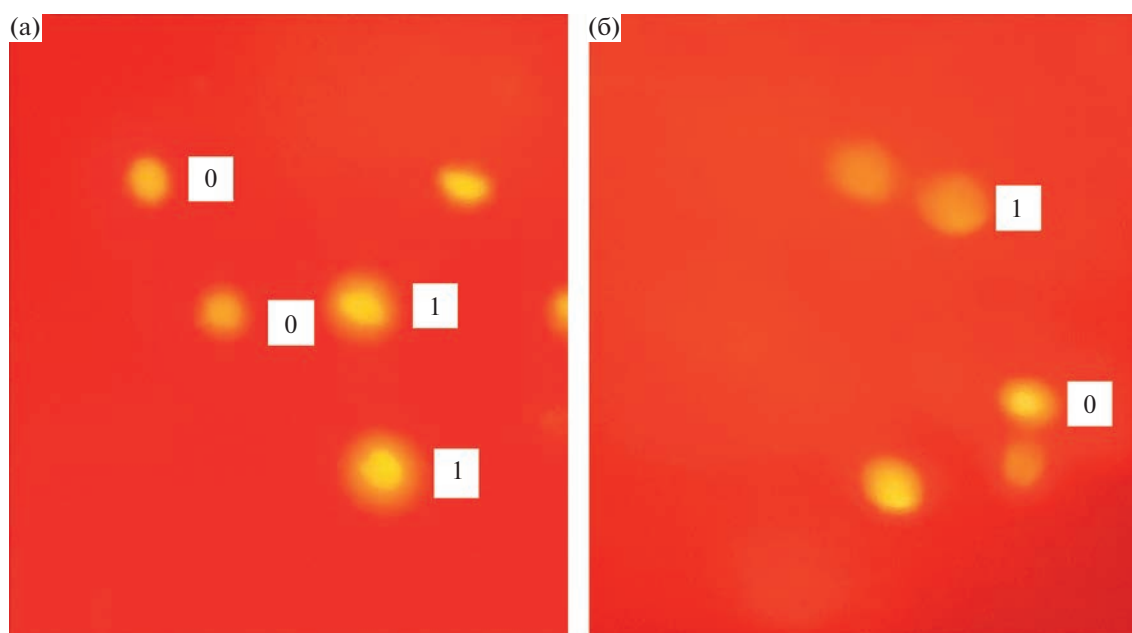


Рис. 3. Оценка цитогенетической картины эритроцитов леща *Abramis brama* (а) и серебряного карася *Carassius gibelio* (б) дельты р. Волга методом ДНК-комет в сентябре 2021 г. 0, 1 — степень повреждения клеток.

ОБСУЖДЕНИЕ

Гематологические и биохимические параметры крови рыб отражают физиологический статус особи (функционирование иммунной системы,

степень воздействия стресс-факторов и так далее), поэтому могут быть использованы для оценки влияния антропогенных факторов на состояние рыб (Wagner, Congleton, 2004; Микряков и др., 2020;

Гематологические, биохимические и генотоксические показатели ($M \pm SE$) крови леща *Abramis brama* и серебряного карася *Carassius gibelio* дельты р. Волга (рукав Хурдун) в сентябре 2021 г.

Показатели	Лещ $n = 19$	Серебряный карась $n = 19$
Гематологические:		
гемоглобин, г/л	75.00 ± 6.47	81.88 ± 3.02
число эритроцитов, млн/мкл	0.76 ± 0.14	0.60 ± 0.06
скорость оседания эритроцитов, мм/ч	$2.00 \pm 0.41^*$	3.60 ± 0.35
Биохимические:		
общий белок, г/л	32.94 ± 2.75	40.63 ± 3.41
холестерин, ммоль/л	5.70 ± 1.17	4.98 ± 2.76
глюкоза, ммоль/л	$3.37 \pm 0.56^{**}$	14.14 ± 3.29
Генотоксические:		
Встречаемость клеток с микроядрами, %	0.75 ± 0.48	0.93 ± 0.23
Индекс ДНК-комет	0.21 ± 0.03	0.26 ± 0.02

Примечание. Различия между видами значимы при $p < 0.05$ по критерию: * Стьюдента, ** Манна–Уитни. $M \pm SE$ — среднее значение и стандартная ошибка.

Заботкина, Средняков, 2020; Witeska et al., 2022). Среднее количество гемоглобина и СОЭ у леща и серебряного карася дельты р. Волга соответствовали значениям, определённым у этих видов рыб из относительно чистых малых рек России, чистого участка р. Сазлийка Болгарии и менее загрязнённой нижней части Запорожского водохранилища (Курамшина и др., 2015; Zhelev et al., 2016; Kurchenko et al., 2020). При этом количество эритроцитов у исследованных нами особей леща и серебряного карася оказалось значительно ниже, чем приводят указанные выше авторы. Уровень гемоглобина характеризует полноценность выполнения кровью дыхательной и транспортной функции, по повышенному уровню СОЭ можно судить о наличии аномальных патологических состояний, например, воспалительного процесса, также этот показатель увеличивается вследствие изменения белков сыворотки крови (John, 2007). Число эритроцитов в крови рыб может уменьшаться при снижении температуры воды (Lecklin, Nikinmaa, 1998). При достаточной обеспеченности кормом этот гематологический показатель остаётся стабильным (Rahmati et al., 2019). Осенью температура воды снижается, а у карповых рыб завершается нагульный период, — возможно, в комплексе это могло привести к более низкому уровню эритроцитов у исследованных леща и серебряного карася.

Почти все исследованные биохимические показатели крови находились в пределах известных их значений, определённых ранее у леща и карася других водоёмов России и Восточной Европы, в том числе и благополучных по токсикологической обстановке (Виноградов, 2011; Šimková et al., 2015; Курамшина и др., 2015; Заботкина и др., 2017; Kurchenko et al., 2020). В этих водоёмах у ле-

ща количество общего белка составляло 24.3–26.6 г/л, холестерина — 3.50–6.54 ммоль/л, глюкозы — 1.90–3.32 ммоль/л; у карася соответственно 52.5 г/л, 6.07 и 2.40 ммоль/л. Уровень глюкозы у серебряного карася оказался повышенным по сравнению как с представителями своего вида из других водоёмов, так и с лещом. Рыбам свойственна большая амплитуда видовых и индивидуальных колебаний количества глюкозы в крови, что связано с менее совершенным механизмом регуляции её уровня (Плисецкая, 1975). Увеличение содержания глюкозы в крови рыб сопряжено с интенсивным распадом гликогена печени и малым использованием глюкозы тканями организма (Пронина, Корягина, 2015). Причиной повышенного содержания уровня глюкозы мог стать и стресс, связанный с выловом рыб, при этом такое повышение является обратимым (Pankhurst, 2011). Значительно повышенный уровень глюкозы (до 37.0 ммоль/л) отмечали у серебряного карася участка р. Самара (Украина), который характеризуется высокой степенью загрязнения (Машкова, Шарамок, 2020).

Средняя частота встречаемости клеток с МЯ у исследованных рыб входила в пределы допустимых значений, известных по работе Ильинских с соавторами (2011), согласно которым в норме встречаемость клеток с МЯ при спонтанном мутагенезе не превышает 0.5–1.0%. Для сравнения: у леща одного из наименее загрязнённых участков Рыбинского водохранилища (Волжский плёс) количество эритроцитов с МЯ не превышало 1.1%; у серебряного карася из менее загрязнённых участков р. Десна этот показатель доходил до 0.7%, из наиболее загрязнённых участков р. Днепр — до 1.7%, а при содержании рыб в абсолютно чистой

воде (контроль) не превышал 0.2‰ (Герман и др., 2010; Tsangaris et al., 2011; Заботкина и др., 2017). Среди всех исследованных особей были рыбы, у которых клетки с МЯ превышали указанную выше норму. Доля таких особей у леща составила 25.0% (встречаемость $2.0 \pm 0.20\%$), у серебряного карася — 26.6% ($2.25 \pm 0.25\%$). Однако здесь следует учитывать влияние стресса, испытываемого рыбой при её поимке. Ведь, как установлено на примере стерляди *Acipenser ruthenus*, стресс-факторы способны увеличивать как число рыб с МЯ, так и долю aberrантных эритроцитов (Камшилова и др., 2013).

Результаты исследования рыб р. Волга показали более выраженное генотоксическое воздействие на эритроциты серебряного карася по сравнению с лещом, что может быть связано с особенностями экологии этих видов. Серебряный карась способен жить в неблагоприятных условиях при низком уровне кислорода, замедленном течении, тогда как лещ более требователен к среде обитания. В составе пищи серебряного карася значительную долю занимают мелкие моллюски (*D. polymorpha* и представители Gastropoda) — организмы-фильтраторы и детритофаги, аккумулирующие токсиканты, в том числе и канцерогенные тяжёлые металлы, нефтепродукты, тогда как в пищевом спектре леща они составляют всего 10% (Кравченко, 2012б; Ермилова, 2018).

Ранее генотоксические исследования леща и серебряного карася выявили прямую зависимость степени повреждения ДНК от характера и силы загрязнения водной среды обитания (Kostić et al., 2016; Simonyan et al., 2016). По величине определённого нами индекса ДНК-комет у леща и серебряного карася, составляющем соответственно 0.21 ± 0.03 и 0.26 ± 0.02 , можно предположить незначительное генотоксическое влияние водотоки дельты Волги; например, у золотой рыбки *Carassius auratus*, содержащейся в лабораторных условиях с отсутствием прямого генотоксического влияния, этот показатель не превышает 0.35–0.38 (Çavaş, Serpil, 2007).

Величины коэффициентов корреляции гематологических и биохимических показателей крови леща и карася были менее 0.5, что свидетельствует о слабых взаимосвязях между этими показателями на момент проведения исследования. То есть при наличии слабых цитогенетических нарушений их клинические признаки в крови рыб могут отсутствовать, либо проявляться незначительно.

Коэффициенты корреляции между встречаемостью эритроцитов с МЯ и индексом ДНК-комет указывают на высокий уровень взаимосвязи этих показателей у леща и серебряного карася. Ранее на примере *Labeo rohita* были отмечены значительные взаимодействия между поврежде-

нием ДНК, индукцией МЯ и ядерными аномалиями (Hussain et al., 2018).

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Таким образом, у леща и серебряного карася дельты Волги выявлены небольшие отклонения гематологических, биохимических и цитогенетических показателей крови. Отмечены незначительные повреждения ДНК и низкая частота возникновения МЯ в эритроцитах, при этом гематологические и биохимические показатели были в пределах, характерных для этих видов рыб из водоёмов со слабой антропогенной нагрузкой. Результаты позволяют считать условия существования в дельте Волги таких рыб, как лещ и серебряный карась, вполне благоприятными с точки зрения генотоксической ситуации.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

- Барабанов В.В. 2020. Оценка состояния пресноводной ихтиофауны Волго-Ахтубинской поймы на современном этапе (в 2018–2019 гг.) // Вестн. АГТУ. Сер. Рыб. хоз-во. № 2. С. 52–58.
<https://doi.org/10.24143/2073-5529-2020-2-52-58>
- Бреховских В.Ф., Волкова З.В., Перекальский В.М. 2009. Современное состояние качества воды и донных отложений Нижней Волги: моделирование и оценка последствий экстремальных ситуаций // Матер. Всерос. науч. конф. “Водные проблемы крупных речных бассейнов и пути их решения”. Барнаул: Изд-во ИВЭП СО РАН. С. 242–251.
- Виноградов Г.Д. 2011. Физиолого-биохимическое состояние промысловой ихтиофауны в условиях диссеминации ксенобиотиков в бассейне р. Белая: Автореф. ... дис. канд. биол. наук. М.: МСХА, 23 с.
- Герман А.В., Законнов В.В., Мамонтов А.А. 2010. Хлорорганические соединения в донных отложениях, бентосе и рыбе Волжского плеса Рыбинского водохранилища // Вод. ресурсы. Т. 37. № 1. С. 84–88.
- Ермилова Л.С. 2018. Биология и промысел серебряного карася (*Carassius auratus* Linnaeus, 1758) в Волго-Каспийском и Северо-Каспийском рыбохозяйственных подрайонах (Астраханская область) // Рыб. хоз-во. № 4. С. 64–66.
- Заботкина Е.А., Середняков В.Е. 2020. Сезонная динамика некоторых показателей крови переславской ряпушки (*Coregonus albula*) // Тр. ИБВВ РАН. № 90 (93). С. 91–97.
<https://doi.org/10.24411/0320-3557-2020-10014>
- Заботкина Е.А., Лапирова Т.Б., Флерова Е.А. и др. 2017. Влияние экологической изоляции на иммунофизиологические показатели леща *Abramis brama* на примере озера Чашницкое и Рыбинского водохранилища // Вопр. рыболовства. Т. 18. № 1. С. 77–84.
- Израэль Ю.А. 2009. Проблемы антропогенной экологии. Научные аспекты экологических проблем России. Т. 1. М.: Наука, 221 с.

- Ильинских Н.Н., Ксенц А.С., Ильинских Е.Н. и др. 2011. Микроядерный анализ в оценке цитогенетической неустойчивости. Томск: Изд-во ТГПУ, 234 с.
- Камшилова Т.Б., Микряков В.Р., Микряков Д.В. 2013. Влияние аналога кортизола и транспортного стресса на частоту встречаемости микроядер в эритроцитах периферической крови стерляди *Acipenser ruthenus* L. // Биология внутр. вод. № 2. С. 94–96.
- Карыгина Н.В., Попова Э.С., Львова О.А. и др. 2020. О нефтяном и пестицидном загрязнении низовьев Волги и северной части Каспийского моря // Матер. Междунар. науч.-практ. конф. “Экология и природопользование”. Магас: ООО “КЕП”. С. 250–257.
- Кравченко Е.В. 2012а. Сравнительная характеристика питания взрослого леща в западной и восточных частях Северного Каспия // Рыб. хоз-во. № 4. С. 45–46.
- Кравченко Е.В. 2012б. Характеристика питания леща (*Abramis brama*) и карася (*Cyprinus carpio*) в разных районах дельты Волги // Рыбохозяйственные исследования в низовьях реки Волги и Каспийском море. Астрахань: Изд-во КаспНИРХ. С. 107–113.
- Крысанов Е.Ю., Орджоникидзе К.Г., Симановский С.А. 2018. Цитогенетические индикаторы при оценке состояния окружающей среды // Онтогенез. Т. 49. № 1. С. 41–46.
<https://doi.org/10.7868/S0475145018010056>
- Кураמיшина Н.Г., Нуртдинова Э.Э., Матвеева А.Ю. 2015. Эколого-физиологическое состояние ихтиофауны малых рек Южного Урала // Вестн. ОмГАУ. № 3 (19). С. 20–24.
- Левашина Н.В., Иванов В.П. 2018. Плодовитость леща (*Abramis brama* Linnaeus, 1758) дельты Волги // Вестн. АГТУ. Сер. Рыб. хоз-во. № 2. С. 49–61.
<https://doi.org/10.24143/2073-5529-2018-2-49-61>
- Машкова К.А., Шарамок Т.С. 2020. Деякі цитометричні та біохімічні показники крові карася сріблястого (*Carassius gibelio* Bloch, 1782) р. Самара Дніпропетровської області // Рибогоспод. наука Укр. № 3 (53). С. 109–124.
<https://doi.org/10.15407/fsu2020.03.109>
- Методические указания по проведению гематологического обследования рыб. 1999 // Сборник инструкций по борьбе с болезнями рыб. Ч. 2. М.: Отд. маркетинг. АМБ-агро. С. 69–97.
- Микряков Д.В., Ревякин А.О., Пронина Г.И. и др. 2020. Биохимические показатели сыворотки крови краснухоустойчивой породы карпа в конце нагульного периода // Тр. ИБВВ РАН. № 92 (95). С. 113–119.
<https://doi.org/10.47021/0320-3557-2021-113-119>
- Немова Н.Н., Высоцкая Р.У. 2004. Биохимическая индикация рыб. М.: Наука, 215 с.
- Оганесян Г.Г., Симонян А.Э., Габриелян Б.К. и др. 2012. Оценка повреждений ДНК эритроцитов рыб из разных водоемов Армении методом ДНК-комет // Биол. журн. Армении. № 4 (64). С. 64–70.
- Орджоникидзе К.Г., Демидова Т.Б., Крысанов Е.Ю. 2014. Способы оценки цитогенетического гомеостаза в природных популяциях животных на разных этапах онтогенеза // Онтогенез. Т. 45. № 3. С. 170–179.
<https://doi.org/10.7868/S0475145014030033>
- Петреченкова В.Г., Радованова И.Г. 2020. Загрязнение устьевой области р. Волги // Вод. ресурсы. Т. 47. № 2. С. 208–217.
<https://doi.org/10.31857/S0321059620020121>
- Плисецкая Э.М. 1975. Гормональная регуляция углеводного обмена у низших позвоночных. Л.: Наука, 215 с.
- Пронина Г.И., Корягина Н.Ю. 2015. Референсные значения физиолого-иммунологических показателей гидробионтов разных видов // Вестн. АГТУ. Сер. Рыб. хоз-во. № 4. С. 103–108.
- Basu A. 2018. DNA damage, mutagenesis and cancer // Int. J. Mol. Sci. V. 19. № 4. Article 970.
<https://doi.org/10.3390/ijms19040970>
- Bombail V., Aw D., Gordon E., Batty J. 2001. Application of the comet and micronucleus assays to butterflyfish (*Pholis gunnellus*) erythrocytes from the Firth of Forth, Scotland // Chemosphere. V. 44. № 3. P. 383–392.
[https://doi.org/10.1016/S0045-6535\(00\)00300-3](https://doi.org/10.1016/S0045-6535(00)00300-3)
- Çavaş T., Serpil K. 2007. Detection of cytogenetic and DNA damage in peripheral erythrocytes of goldfish (*Carassius auratus*) exposed to a glyphosate formulation using the micronucleus test and the comet assay // Mutagenesis. V. 22. № 4. P. 263–268.
<https://doi.org/10.1093/mutage/gem012>
- Chakarov S., Petkova R., Russev G.Ch., Zhelev N. 2014. DNA damage and mutation. Types of DNA damage // Bio-discovery. V. 11. Article e8957.
<https://doi.org/10.7750/BioDiscovery.2014.11.1>
- Collins A.R., Ma A.G., Duthie S.J. 1995. The kinetics of repair of oxidative DNA damage (strand breaks and oxidised pyrimidines) in human cells // Mutat. Res. DNA Repair. V. 336. № 1. P. 69–77.
[https://doi.org/10.1016/0921-8777\(94\)00043-6](https://doi.org/10.1016/0921-8777(94)00043-6)
- Gornall A.G., Bardawill C.J., David M.M. 1949. Determination of serum proteins by means of the biuret reaction // J. Biol. Chem. V. 177. № 2. P. 751–766.
[https://doi.org/10.1016/S0021-9258\(18\)57021-6](https://doi.org/10.1016/S0021-9258(18)57021-6)
- Hoofman R.N., Raat W.K. 1982. Induction of nuclear anomalies (micronuclei) in the peripheral blood erythrocytes of the eastern mud minnow *Umbra pigmaea* by ethyl methanesulphonate // Mutat. Res. Lett. V. 104. № 1–3. P. 147–152.
[https://doi.org/10.1016/0165-7992\(82\)90136-1](https://doi.org/10.1016/0165-7992(82)90136-1)
- Hussain B., Sultana T., Sultana S. et al. 2018. Comet and micronucleus assay in fish erythrocytes as in situ biomarker of freshwater pollution // Saudi J. Biol. Sci. V. 25. № 2. P. 393–398.
<https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2017.11.048>
- Jha A.N. 2008. Ecotoxicological application and significance of the comet assay // Mutagenesis. V. 23. № 3. P. 207–221.
<https://doi.org/10.1093/mutage/gen014>
- John P.J. 2007. Alteration of certain blood parameters of freshwater teleost *Mystus vittatus* after chronic exposure to Metasystox and Sevin // Fish Physiol. Biochem. V. 33. № 1. P. 15–20.
<https://doi.org/10.1007/s10695-006-9112-7>
- Kostić J., Kolarević S., Kračun-Kolarević M. et al. 2016. Genotoxicity assessment of the Danube River using tissues of freshwater bream (*Abramis brama*) // Environ. Sci. Pollut. Res. V. 23. № 20. P. 20783–20795.
<https://doi.org/10.1007/s11356-016-7213-0>
- Kurchenko V., Sharamok T. 2020. Hematological indices of the Prussian carp (*Carassius gibelio* (Bloch, 1782)) from the

- Zaporizhian (Dnipro) reservoir // *Turk. J. Fish. Aquat. Sci.* V. 20. № 11. P. 807–812.
https://doi.org/10.4194/1303-2712-v20_11_04
- Lecklin T., Nikinmaa M. 1998. Erythropoiesis in Arctic charr is not stimulated by anaemia // *J. Fish Biol.* V. 53. № 6. P. 1169–1177.
<https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1998.tb00240.x>
- Obiakor M.O., Tighe M., Pereg L. et al. 2021. A pilot *in vivo* evaluation of Sb(III) and Sb(V) genotoxicity using comet assay and micronucleus test on the freshwater fish, silver perch *Bidyanus bidyanus* (Mitchell, 1838) // *Environ. Adv.* V. 5. Article 100109.
<https://doi.org/10.1016/j.envadv.2021.100109>
- Olive P., Banáth J. 2006. The comet assay: a method to measure DNA damage in individual cells // *Nat. Protoc.* V. 1. № 1. P. 23–29.
<https://doi.org/10.1038/nprot.2006.5>
- Pankhurst N.W. 2011. The endocrinology of stress in fish: An environmental perspective // *Gen. Comp. Endocrinol.* V. 170. № 2. P. 265–275.
<https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2010.07.017>
- Pawar D.H. 2012. River water pollution, an environmental crisis a case study of Panchaganga river of Kolhapur city // *Int. J. Ecol. Dev. Sum.* V. 9. № 1. P. 131–133.
- Rahmati F., Falahatkar B., Khara H. 2019. Effects of various feeding and starvation strategies on growth, hematological and biochemical parameters, and body composition of Caspian brown trout (*Salmo caspius* Kessler 1877) parr // *Iran. J. Fish. Sci.* V. 18. № 3. P. 418–427.
<https://doi.org/10.22092/ijfs.2019.118343>
- Rydberg B., Johanson K.J. 1978. Estimation of DNA strand breaks in single mammalian cells // *DNA Repair Mechanisms*. N.Y.: Acad. Press. P. 465–468.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-322650-1.50090-4>
- Schmidt W. 1975. The micronucleus test // *Mutat. Res. Environ. Mutagen. Relat. Subj.* V. 31. № 1. P. 9–15.
[https://doi.org/10.1016/0165-1161\(75\)90058-8](https://doi.org/10.1016/0165-1161(75)90058-8)
- Šimková A., Vojtek L., Halačka K. et al. 2015. The effect of hybridization on fish physiology, immunity and blood biochemistry: A case study in hybridizing *Cyprinus carpio* and *Carassius gibelio* (Cyprinidae) // *Aquaculture*. V. 435. P. 381–389.
<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.10.021>
- Simonyan A., Gabrielyan B., Minasyan S. et al. 2016. Genotoxicity of water contaminants from the basin of Lake Sevan, Armenia evaluated by the comet assay in Gibel carp (*Carassius auratus gibelio*) and *Tradescantia* bioassays // *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* V. 96. № 3. P. 309–313.
<https://doi.org/10.1007/s00128-015-1720-4>
- Singh N.P., McCoy M.T., Tice R.R., Schneider E.L. 1988. A simple technique for quantitation of low levels of DNA damage in individual cells // *Exp. Cell Res.* V. 175. № 1. P. 184–191.
[https://doi.org/10.1016/0014-4827\(88\)90265-0](https://doi.org/10.1016/0014-4827(88)90265-0)
- Struwe M., Greulich K.O., Suter W., Plappert-Helbig U. 2007. The photo comet assay—A fast screening assay for the determination of photogenotoxicity *in vitro* // *Mutat. Res. Genet. Toxicol. Environ. Mutagen.* V. 632. № 1–2. P. 44–57.
<https://doi.org/10.1016/j.mrgentox.2007.04.014>
- Trinder P. 1969a. Determination of glucose in blood using glucose oxidase with an alternative oxygen acceptor // *Ann. Clin. Biochem.* V. 6. № 1. P. 24–27.
<https://doi.org/10.1177/000456326900600108>
- Trinder P. 1969b. A simple turbidimetric method for the determination of serum cholesterol // *Ibid.* V. 6. № 5. P. 165–166.
<https://doi.org/10.1177/000456326900600505>
- Tsangaris C., Vergolyas M., Fountoulaki E., Goncharuk V.V. 2011. Genotoxicity and oxidative stress biomarkers in *Carassius gibelio* as endpoints for toxicity testing of Ukrainian polluted river waters // *Ecotoxicol. Environ. Saf.* V. 74. № 8. P. 2240–2244.
<https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2011.08.010>
- Vijg J. 2021. From DNA damage to mutations: all roads lead to aging // *Ageing Res. Rev.* V. 68. Article 101316.
<https://doi.org/10.1016/j.arr.2021.101316>
- Villella I.V., de Oliveira I.M., da Silva J., Henriques J.A.P. 2006. DNA damage and repair in haemolymph cells of golden mussel (*Limnoperna fortunei*) exposed to environmental contaminants // *Mutat. Res. Genet. Toxicol. Environ. Mutagen.* V. 605. № 1–2. P. 78–86.
<https://doi.org/10.1016/j.mrgentox.2006.02.006>
- Wagner T., Congleton J.L. 2004. Blood chemistry correlates of nutritional condition, tissue damage, and stress in migrating juvenile chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*) // *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* V. 61. № 7. P. 1066–1074.
<https://doi.org/10.1139/f04-050>
- Wang J. 2001. DNA damage and apoptosis // *Cell Death Differ.* V. 8. № 11. P. 1047–1048.
<https://doi.org/10.1038/sj.cdd.4400938>
- Witeska M., Kondera E., Ługowska K., Bojarski B. 2022. Hematological methods in fish — Not only for beginners // *Aquaculture*. V. 547. Article 737498.
<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.737498>
- Zhelev Z., Mollova D., Boyadziev P. 2016. Morphological and hematological parameters of *Carassius gibelio* (Pisces: Cyprinidae) in conditions of anthropogenic pollution in Southern Bulgaria. Use of hematological parameters as biomarkers // *Trakia J. Sci.* V. 14. № 1. P. 1–15.
<https://doi.org/10.15547/tjs.2016.01.001>