

ЭКОЛОГО-ФИЗИОЛОГИЧЕСКИЕ ПАРАМЕТРЫ *MYOTIS DASYCNEME* (MAMMALIA CHIROPTERA: VESPERTILIONIDAE) ФАУНЫ УРАЛА

Л. А. Ковальчук^{1,*} , В. А. Мищенко^{1,2} , Л. В. Черная¹ , Н. В. Микшевич³ 

¹Институт экологии растений и животных УрО РАН, Россия

*e-mail: kovalchuk@ipae.uran.ru

²Федеральный научно-исследовательский институт вирусных инфекций «Виром» Роспотребнадзора, Россия

³Уральский государственный педагогический университет, Россия

Поступила: 27.04.2023. Исправлена: 17.10.2023. Принята к опубликованию: 20.10.2023.

Понимание эволюции гомеостаза летучих мышей и формирования адаптивной стратегии животных к климатическим флуктуациям и патогенам среды обитания определяют необходимость в дальнейших лабораторных и модельных исследованиях по экологии и физиологии рукокрылых. Целью исследования была оценка гематологических и биохимических параметров гомеостаза охраняемого вида рукокрылых эндемиков фауны Урала *Myotis dasycneme*. Животные ($n = 65$) были отловлены в зоне массового обитания летучих мышей на Южном (Челябинская область) и Среднем Урале (Свердловская область). Были использованы выборки из популяций летучих мышей, обитающих в Ильменском государственном заповеднике. Многомерный непараметрический дисперсионный анализ показал отсутствие у летучих мышей значимых половых различий по параметрам красной крови ($p > 0.05$). Кровь рукокрылых характеризуется высоким уровнем содержания гемоглобина (167.9–187.2 г/л), гематокрита (47.2–51.5%), эритроцитов ($9.6–11.5 \times 10^{12}/л$), тромбоцитов ($136.8–271.3 \times 10^9/л$). В осенне-зимний период гибернации при гипоксической нагрузке на организм и длительного воздействия низких положительных и околонулевых температур отмечается в крови самок и самцов повышенное содержание агранулоцитов (50.6–53.6%), обеспечивающих иммунный «надзор» и специфическую реактивность организма (адаптивный иммунитет) в этот период. Весенний процесс пробуждения и выхода из глубокой гипотермии сопровождается значимой реактивностью системы врожденного иммунитета у самцов и самок (гранулоциты: 53.2–54.2%), обеспечивающей неспецифическую срочную защиту организма, в том числе для предотвращения вирусной инвазии до выработки специфической защиты адаптивной иммунной системой. В наиболее критичный в жизни зимний период гипобиоза у летучих мышей возрастание основного обмена сопровождается повышенной концентрацией глюкозы в крови до 4.7 ± 0.5 ммоль/л в сравнении с летним периодом ($p < 0.05$). Отмечено отсутствие статистически значимых половых различий по содержанию глюкозы и триглицеридов ($p > 0.05$) в плазме крови животных. Вероятно, это связано с одинаковым субстратным обеспечением метаболических процессов (углеводный и липидный обмен) во все сезонные периоды их годового жизненного цикла. Аминокислотный фонд плазмы крови летучих мышей представлен 22 аминокислотами (АК). В плазме крови самцов и самок фонд свободных АК снижается в течение года: лето \geq осень \geq зима $>$ весна ($p < 0.05$). Не выявлено половых различий в содержании метаболических групп АК (глюкогенных, заменимых, с разветвленной углеродной цепью) ($p > 0.05$). Значительная аккумуляция метаболически активного глюкостероидного аланина в крови самок в осенний (в 3.1 раза) и зимний (в 2.3 раза), а у самцов в осенний и зимний (в 2.0 и 1.9 раза, соответственно) сезоны года свидетельствует о его роли в качестве низкотемпературного адаптогена. В условиях низких положительных температур в плазме крови *M. dasycneme* наблюдали исчезновение незаменимой АК триптофана ($p < 0.05$). Это позволяет сделать предположение о его высокой востребованности в синтезе серотонина, как одного из триггеров, активно участвующего в поддержании гипотермии и гипометаболизма рукокрылых. Таким образом, биохимические и иммуногематологические параметры, полученные в ходе проведенных исследований, позволяют расширить и систематизировать имеющиеся сведения о механизмах участия системы крови в регуляторных процессах летучих мышей. Они могут быть использованы для осуществления долговременного мониторинга при решении задач сохранения и численности здоровых популяций рукокрылых, адаптирующихся как к сезонным модуляциям и биотическим факторам, так и к стрессорам зоонозного значения.

Ключевые слова: летучие мыши, основной обмен, охраняемый вид, параметры периферической крови, свободные аминокислоты, сезонная изменчивость

Введение

Исследования по сохранению биологического разнообразия и обеспечению гомеостаза экосистем в современных условиях приобретают все большую значимость. Летучие мыши, на долю которых приходится пятая часть биоразнообразия млекопитающих (Burgin et al., 2018; Simmons & Ciranello, 2021), представлена более чем

1400 видами, обладающими эволюционно высокой стратегией выживания в экосистемах целых континентов (Fenton & Simmons, 2015; Voigt & Kingston, 2016; Wilkinson & Adams, 2019). Исследователями они рассматриваются в качестве приоритетных объектов природоохранной деятельности, как индикаторы жизнеспособности и высокого гомеостаза наземных и водных биоце-

нозов (Park, 2015; Zukal et al., 2015; López-Baucells et al., 2017; Russo et al., 2021).

Большое количество видов рукокрылых находится под угрозой локального исчезновения и глобального вымирания как по причине утраты и деградации естественных мест обитания и усиливающимся антропогенным и техногенным воздействиям (Zukal et al., 2015; Flache et al., 2016; Frick et al., 2017, 2020; Heiker et al., 2018; Ruiz et al., 2019), так и в результате климатических флуктуаций (Sherwin et al., 2013; Amorim et al., 2015; Tilman et al., 2017). Ряд экологических факторов (чрезвычайная продолжительность жизни, симпатрия, высокая численность и плотность выводковых колоний особей различных видов летучих мышей, совместное использование с грызунами их зимних убежищ, широкий температурный диапазон обитания и способность к длительной гibernации, синантропность, длительные сезонные миграции) способствует, в свою очередь, передаче вирусов, эктопаразитов и грибковых инфекций между отдельными особями и популяциями рукокрылых, что приводит к постоянному воздействию патогенов (Breed et al., 2010; Luis et al., 2013; O'Shea et al., 2014; Schountz, 2014). Также летучие мыши восприимчивы к сезонным зоонозным инфекциям, вызванным как кровососущими членистоногими, так и патогенными вирусами, воздействием бактерий, простейших, нематод и трематод (Ляпунов, Панюкова, 2010; George et al., 2011; Moore et al., 2013; Schountz, 2014; Wray et al., 2018). Учитывая растущую общественную настороженность по отношению к летучим мышам и их вирусам, следует активизировать просветительскую деятельность в сфере биологии этих животных, способствующую снижению угроз, как для населения, так и для самих рукокрылых (Kohl & Kurth, 2014).

По оценке Международного союза охраны природы и природных ресурсов (МСОП) в настоящее время около 20% видов летучих мышей находятся под угрозой исчезновения, а более половины видов имеют неизвестные или сокращающиеся популяционные тенденции (IUCN, 2022). Вид рукокрылых *Myotis dasycneme* Boie, 1825 (Mammalia Chiroptera: Vespertilionidae) занесен в международный Красный список МСОП, как вид, находящийся в состоянии, близком к угрожаемому (Near Threatened, NT), имеющий невысокую, в последнее время стремительно сокращающуюся, численность, и находящийся под угрозой сокращения и исчезновения (Piraccini, 2016). Учитывая быстрый рост глобальной урбанизации,

необходимость принятия мер как по сохранению среды обитания, так и поддержания численности жизнеспособных и устойчивых популяций рукокрылых становится очевидной. В Красную книгу Среднего Урала (1996) *M. dasycneme* включен как «уязвимый» вид (категория 3). В последние десятилетия рукокрылым фауны Урала уделяется повышенное внимание в аспекте фаунистических и экологических исследований и разработке эффективной программы сохранения их разнообразия (Снитыко, 2000; Большаков и др., 2005). Разработка принципов минимизации рисков для сохранения редких и находящихся под угрозой исчезновения природных популяций летучих мышей фауны Урала требует надежных технологий диагностики и дальнейших экспериментальных исследований. К ним можно отнести функциональные возможности интегрирующей роли системы крови и изучение иммунологической компетентности этих животных (Kovalchuk et al., 2017; 2018a,b; 2021; 2022; Mishchenko et al., 2018; Ковальчук и др., 2023). При большом фактическом материале по биологии и экологии уральских рукокрылых (Снитыко, 2001; Ильин и др., 2002; Большаков и др., 2005; Первушина и др., 2011; Orlova et al., 2012) основная информация о генетически детерминированных эколого-физиологических механизмах поддержания гомеостаза при адаптации к биотическим и абиотическим факторам среды явно ограничена. Целью данного исследования была оценка гематологических и биохимических параметров гомеостаза *Myotis dasycneme*, охраняемого вида рукокрылых фауны Урала.

Материал и методы

Эволюционно обладающие высокой экологической пластичностью особи *M. dasycneme* формируют крупные выводковые колонии на Среднем и Южном Урале (Кузякин, 1950; Снитыко, 2001; Большаков и др., 2005). Взрослые особи *M. dasycneme* были отловлены в зоне массового обитания летучих мышей на Южном (Челябинская область; 55.16678° N, 60.35022° E) и Среднем Урале (Свердловская область; 56.42889° N, 61.61222° E) в 2013–2015 гг. Климат района исследования умеренно-континентальный с продолжительной холодной зимой и сравнительно теплым коротким летом. В качестве объектов исследования использованы выборки из популяций летучих мышей, обитающих на особо охраняемой природной территории «Ильменский государственный заповедник». Район исследования расположен вблизи населенного пункта Миассово (Челябин-

ской область) на берегу оз. Малое Миассово в дер. Уразбаево на опушке березового леса и оз. Большой Кисегач, которые являются главными кормовыми участками *M. dasycneme* (Снитыко, 2001). На территории Ильменского заповедника в 2003 г. отмечалась численность этих животных около 1500 особей (Большаков и др., 2005). Питаются летучие мыши преимущественно комарами-звонцами (Chironomidae) (Кузьякин, 1950; Ляпунов, Панюкова, 2010). На Среднем Урале на территории Каменского района (Свердловская область) в Смолинской карстовой пещере *M. dasycneme* формирует крупные выводковые колонии до 1000 и более особей (Bolshakov & Orlov, 2002). Животные были сняты вручную со стен зимних убежищ в Смолинской пещере или отловлены паутиными сетями в ее окрестностях. Отловы проводили с наступлением сумерек и заканчивали перед рассветом. Исследования летучих мышей без признаков заболеваний из природных популяций были проведены в сезонные периоды жизненных циклов: летом (вторая декада июля, как период воспроизводства популяции), осенью (третья декада сентября, как период массовых миграций к местам зимовки и завершающей стадии подготовки к зимнему сезону), зимой (третья декада февраля, как период продолжительного гипобиоза) и весной (первая декада апреля, как завершающий период гипотермии и оцепенения). По данным Большакова и др. (2005), в спячку животные впадают в последней декаде сентября – начале октября, и первые пробуждения отмечены в третьей декаде апреля. В период отлова среднесуточная температура воздуха на местности была в апреле от +3°C до +8°C, в июле – от +21°C до +23°C, и в сентябре от +5°C до +7°C. В феврале среднесуточная температура воздуха была от -16°C до -20°C. Зимуют рукокрылые в глубине пещеры при температуре от 0°C до +2°C в условиях чрезвычайно высокой (90–100%) влажности (Большаков и др., 2005).

Отлов и содержание животных ($n = 65$), доставленных в лабораторию, осуществляли с соблюдением международных принципов Хельсинской декларации (Yaggi, 2005). Взрослых животных отличали от сеголеток визуально по степени окостенения эпифизов костей крыла – метакарпалий и фаланг (Стрелков, 1999). Для стандартизации условий все животные в течение суток находились в контейнере, где каждая особь выбирала определенное место и в дальнейшем их двигательная активность не наблюдалась. Животные находились в состоянии покоя, минимизируя потери массы тела, связанные со стрессом. Следует отметить, что пи-

тающиеся насекомыми рукокрылые поглощают большие объемы пищи относительно собственного веса (Кузьякин, 1950). Чтобы свести к минимуму ошибку массы тела за счет содержимого пищеварительного тракта, взвешивание животных проводили не менее чем через 12 ч. после отлова. Массу тела исследуемых животных определяли взвешиванием на электронных весах «Acculab PP-200dl1» (Germany) с точностью ± 0.1 г.

Физиологическое состояние животных оценивали по температуре тела (измеряли ректально датчиком электротермометра «ТПЭМ-1») и по параметрам основного обмена (регистрировали по потреблению кислорода (мл/г \times час) с помощью газоанализатора «МН-5130» (Россия)). Забор крови проводили после декапитации животных в охлажденные стерильные вакутайнеры «Bekton Dickinson BP», обработанные антикоагулянтом К3-EDTA 15% (Великобритания). В периферической крови (400–800 μ л) экспериментальных животных с помощью гематологического анализатора «BC-5800» (Mindray, China) определяли 11 показателей. К ним относятся общее количество лейкоцитов (WBC), лимфоциты (LYM), общее количество эритроцитов (RBC), содержание гемоглобина (HGB), гематокритный показатель (HCT), средний объем эритроцита (MCV), среднее содержание гемоглобина в эритроците (MCH), среднюю концентрацию гемоглобина в эритроците (MCHC), количество тромбоцитов (PLT), средний объем тромбоцитов (MPV), тромбокрит (PCT). Лейкоцитарную формулу подсчитывали в мазках крови, окрашенных по Романовскому-Гимзе (на 100 лейкоцитов). Абсолютное соотношение лейкоцитов (10^9 клеток/л) получали путем перевода процентного содержания на общее количество лейкоцитов (Камышников, 2004). Плазму получали центрифугированием крови в рефрижераторной ультрацентрифуге «K-23D» (Germany) в течение 15 мин при 3000 оборотов/мин. Глюкозу и триглицериды определяли в плазме крови энзиматическим колориметрическим методом с использованием наборов фирмы «BioSystems» (Spain). Оптическую плотность стандартной пробы и образцов измеряли на спектрофотометре «СФ-50 Ломо Спектр» (Россия) при длине волны 500 нм.

Свободные аминокислоты (АК) и концентрацию мочевины в плазме крови летучих мышей определяли методом ионообменной жидкостной хроматографии на автоматическом анализаторе «AAA-339M» (Microtechna, Чехия) при температуре 38°C, 57°C и 64°C в системе, состоящей из пятиступенчатого градиента литий-цитрат-

ного буфера (№1 – 0.18 n, pH = 2.90, №2 – 0.20 n, pH = 3.1, №3 – 0.35 n, pH = 3.35, №4 – 0.33 n, pH = 4.05, №5 – 1.2 n, pH = 4.9). Использовали колонку 0.47 × 24.0 см; неподвижная фаза – катионообменная смола Ostion LG FA. Подготовку образцов к исследованию содержания свободных АК и мочевины в плазме крови животных проводили по стандартной методике (James, 1997). Кровь центрифугировали при 8000 оборотов/мин × 15 мин., 0°C в рефрижераторной ультрацентрифуге «К-23D». После окончания центрифугирования плазма аспирировалась в полиэтиленовую пробирку, где проводили ее депротеинизацию, т.е. к 0.5 мл супернатанта (плазмы) добавляли 0.1 мл 30% сульфосалициловой кислоты (ССК). Добавляли 0.2 мл 7% гидроксида лития (LiOH) для нейтрализации кислой реакции раствора и 0.1 мл норлейцина (C₆H₁₃NO₂ – 2.5 μмоль/л) (LaChema, Чехия) в качестве внутреннего стандарта. Вторично центрифугировали содержимое пробирки при 10 000 оборотов/мин. × 30 минут, 0°C. Супернатант (400 μл), подготовленный для проведения анализа, наносили на колонку аминокислотного анализатора. Послеколоночная модификация аминокислот проводилась с нингидрином. Интенсивность его окрашивания измеряли при 525 нм. Для каждой серии опытов прописывали хроматограмму стандартной смеси АК из 36 компонентов (0.1 μмоль/л), к которым относились цистеиновая кислота, таурин, фосфоэтанолламин, мочевины (10 ×), аспарагиновая кислота, гидроксипролин, треонин, серин, аспарагин, глутаминовая кислота, глутамин, α-аминоадипиновая кислота, пролин, глицин, аланин, цитруллин, α-аминомасляная кислота, валин, ½ цистин, метионин, цистатионин, изолейцин, лейцин, тирозин, фенилаланин, β-аланин, β-аминоизомасляная кислота, γ-аминомасляная кислота, этаноламин, аммиак, орнитин, лизин, гистидин, 1-метилгистидин, 3-метилгистидин, аргинин (LaChema, Чехия). Для количественной оценки рассчитывали коэффициент цветности АК (отношение площади пика отдельной аминокислоты к площади пика норлейцина). Концентрацию аминокислот в плазме крови (μмоль/л) определяли соотношением полученных коэффициентов цветности в пробе и в стандартной смеси. Для каждого исследуемого образца на хроматограмме прописывали весь спектр свободных АК и определяли концентрацию каждой из них в μмоль/л и в процентном отношении от суммарного содержания. Рассчитывали суммарные концентрации заменимых АК (ЗАК), незаменимых АК (НАК), глюкогенных АК (ГАК) и серосодер-

жащих АК (ССАК: цистеин, метионин, таурин), АК с разветвленной углеродной цепью (АКРУЦ: валин, лейцин, изолейцин), ароматических АК (АРАК: фенилаланин, тирозин). Выполнен анализ 946 аминокислотных проб. Результаты обработаны с использованием пакета лицензионных прикладных программ Statistica v. 10.0 (StatSoft Inc., USA). Независимые группы сравнивались с помощью дисперсионного анализа с перестановочным тестом (Permutation ANOVA; $p = \Pr(F_{\text{ran}} \geq F_{\text{obs}})$), последующие (post-hoc) межгрупповые сравнения проведены с помощью критерия Тьюки (Шитиков, Розенберг, 2014). Метод главных компонент (PCA) реализован посредством статистической среды R v. 3.1.2 (R Core Team, 2020) с использованием пакетов vegan (Oksanen et al., 2020) и ade4 (Chessel et al., 2004; Dray et al., 2022).

Результаты

Сравнительный анализ колебаний массы тела у летучих мышей, независимо от их половой принадлежности ($p > 0.05$), показал статистически значимые различия между сезонными периодами их годового цикла: лето-осень-зима-весна ($p < 0.05$) (табл. 1). В осенний период подготовки к длительной гибернации животные затрачивают больше энергии для поддержания жизненно важных функций. В свою очередь, это ведет к возрастанию интенсивности метаболических процессов (5.6 ± 0.4 мл/г × ч., $p < 0.05$). Кроме того, если осенью наблюдали увеличение массы тела *M. dasycneme* в среднем на 14% относительно летних особей, то в третьей декаде февраля в период длительного гипобиоза у животных отмечено снижение массы тела на 21%, а у весенних особей – на 33%, достигая минимальных значений к моменту пробуждения ($p < 0.05$). Ректальная температура самцов осенью увеличена на 20% по сравнению с летним периодом, тогда как у самок она остается стабильной. Поддержание температурного гомеостаза животных в зимний период сопровождается возрастанием основного обмена в 1.6 раза по сравнению с летним периодом, т.е. с 3.9 ± 0.41 мл/г × ч. до 6.4 ± 0.5 мл/г × ч. ($p < 0.05$). В первой декаде апреля при завершающем этапе зимней гибернации у самцов ректальная температура снижается до $15.5 \pm 0.8^\circ\text{C}$ ($p < 0.05$). У самок температура тела отмечается на уровне показателей зимних животных, $26.5 \pm 2.8^\circ\text{C}$ ($p > 0.05$). В наиболее критичный в жизни зимний период гипобиоза у летучих мышей возрастание основного обмена сопровождается повышенной концентрацией глюкозы в крови до 4.7 ± 0.5 ммоль/л ($p < 0.05$) (табл. 1).

Таблица 1. Морфофизиологические и биохимические показатели плазмы крови *Myotis dasycneme* (самцы + самки) из уральских природных популяций в период годового жизненного цикла**Table 1.** Morphophysiological and biochemical parameters in the blood plasma of *Myotis dasycneme* (males + females) from the Urals populations during the annual life cycle

I. Лето (n = 24) ♂ (n = 13), ♀ (n = 11)	II. Осень (n = 12) ♂ (n = 6), ♀ (n = 6)	III. Зима (n = 19) ♂ (n = 9), ♀ (n = 10)	IV. Весна (n = 10) ♂ (n = 5), ♀ (n = 5)
Масса тела, г			
♂ + ♀ 14.7 ± 0.2 (14.3–15.1)	♂ + ♀ 16.8 ± 0.6* (15.5–18.0)	♂ + ♀ 13.4 ± 0.4* [▲] (12.7–14.1)	♂ + ♀ 11.3 ± 0.3* [▲] (10.8–12.0)
Потребление O ₂ (pO ₂), мл/г × час			
♂ + ♀ 3.9 ± 0.4 (3.1–4.7)	♂ + ♀ 5.6 ± 0.4* (4.8–6.4)	♂ + ♀ 6.4 ± 0.5* (5.5–7.3)	♂ + ♀ 6.1 ± 0.6* (4.9–7.3)
Ректальная температура, t, °C			
♂ 28.8 ± 1.7 (25.3–32.1) ♀ 32.2 ± 0.3 (31.7–33.0)	♂ 35.2 ± 0.3* (34.6–35.7) ♀ 33.1 ± 1.4 (30.1–35.1)	♂ 32.5 ± 0.4 [▲] (31.7–33.3) ♀ 26.0 ± 1.7* [▲] @ (22.8–29.4)	♂ 15.5 ± 0.8* [▲] (13.9–17.1) ♀ 26.5 ± 2.8* [@] (21.2–31.5)
Глюкоза, ммоль/л			
♂ + ♀ 3.0 ± 0.3 (2.4–3.6)	♂ + ♀ 4.1 ± 0.4* (3.4–4.9)	♂ + ♀ 4.7 ± 0.5* (3.8–5.7)	♂ + ♀ 3.1 ± 0.6 (2.1–4.4)
Триглицериды, ммоль/л			
♂ + ♀ 0.5 ± 0.1 (0.4–0.7)	♂ + ♀ 0.3 ± 0.0* (0.2–0.4)	♂ 0.7 ± 0.1 (0.3–0.7) ♀ 0.9 ± 0.2 [▲] (0.6–1.2)	–
Мочевина, мкмоль/л			
♂ + ♀ 731.2 ± 119.5 (500.5–969.8)	♂ + ♀ 672.9 ± 159.4 (411.3–1021.1)	♂ + ♀ 640.5 ± 145.5 (389.8–956.4)	♂ + ♀ 772.2 ± 174.7 (473.5–1159.8)

Примечание: Обозначения статистически значимых различий между группами: * – I и II, I и III, I и IV (p < 0.05); [▲] – II и III, II и IV (p < 0.05); [†] – III и IV (p < 0.05); @ – половые различия (p < 0.05); M_{boot} ± SE_{boot} – среднее арифметическое и ошибка среднего бутстреп-распределения; (95% CI_{boot}) – доверительный интервал бутстреп-распределения.

Повышение уровня метаболизма (p < 0.05) в февральский период торпора при действии околонулевых температур в сравнении с осенним периодом подготовки к гипобиозу сопровождается увеличением содержания в крови триглицеридов (ответственных за липидный обмен) в три раза у самок (0.9 ± 0.2 ммоль/л) и в 2.3 раза у самцов (0.7 ± 0.1 ммоль/л) (p < 0.05). В летний и осенний периоды в плазме крови животных не выявлено статистически значимых половых различий по содержанию глюкозы и триглицеридов (p > 0.05). Триглицериды в зимний период поддерживают в пределах физиологического жизнеобеспечения температуру тела самок 26.0 ± 0.7°C (p < 0.05) и самцов 32.5 ± 0.4°C (p < 0.05). У исследуемых животных концентрация мочевины оставалась постоянной в течение года и не зависит от половой принадлежности (p > 0.05); также отсутствуют колебания в сезонные периоды (p > 0.05) (табл. 1). Кровь рукокрылых при отсутствии значимых половых различий (p > 0.05) характеризуется высоким уровнем содержания гемоглобина, гематокрита и эритроцитов, что согласуется с результатами исследований Vandouchova et al. (2020) (табл. 2).

Во все сезоны годового жизненного цикла у летучих мышей отмечено отсутствие статистически значимых различий по концентрации гемоглобина (HGB: 167.9–187.2 г/л, p > 0.05), гематокрита (HCT: 47.2–51.5%, p > 0.05), среднего содержания гемоглобина в эритроците (MCH: 15.9–17.6 пг, p > 0.05), средней концентрации гемоглобина в эритроците (MCHC: 343.8–380.3 г/л, p > 0.05). Наблюдаемое снижение среднего объема эритроцита (MCV) осенью на 5% и зимой на 9%, в сравнении с летним периодом (p < 0.05) способствует возрастанию скорости поглощения кислорода гемоглобином в кровеносном русле, повышая качество газообмена (табл. 2). В осенне-зимний период и весной у *M. dasycneme* отмечено повышение циркулирующих в крови тромбоцитов (PLT = 256.2–271.3 г/л, p < 0.05) и тромбоцита (PCT = 0.16–0.17%, p < 0.05). Нами показано, что абсолютное содержание лимфоцитов в крови самок во все сезоны значимо выше, чем у самцов летом в 2.0 раза, осенью в 2.3 раза, зимой в 1.7 раза, весной в 1.8 раза (p < 0.05) (табл. 3). Количественное содержание моноцитов, продуцирующих провоспалительные цитокины, у

самок значительно выше, чем у самцов в летний период (в 4.3 раза) и в 2.5 раза в период глубокой зимней спячки ($p < 0.05$). У зимующих самцов и самок летучих мышей, находящихся в состоянии гибернации, количество моноцитов значительно возрастает в сравнении с летним сезоном ($p < 0.05$). Анализ показал отсутствие в крови животных индикаторов клеточных воспалительных и аллергических реакций замедленного типа (базофильных гранулоцитов) (табл. 3). Динамика процентного содержания лимфоцитов, обеспечивающих значительную эффективность клеточного иммунитета, показана как у самцов (37.8–46.6%), так и у самок (37.8–51.7%) в течение всего года (табл. 3). В лимфоцитарно-гранулоцитарном составе крови летом у самок преобладают агранулоциты (54.1%), а у самцов гранулоциты (53.6%) ($p < 0.05$). В осенне-зимний период гибернации отмечается в крови самок и самцов повышенное содержание агранулоцитов (50.6–53.6%). При этом у животных отмечено отсутствие половых различий и по процентному содержанию гранулоцитов в периферической крови (47.1–49.4%, $p > 0.05$) (табл. 3).

Качественный состав аминокислотного спектра плазмы крови исследованных особей *Myotis dasycneme* представлен 22 АК. Отмечен полный спектр функционально значимых незаменимых АК (треонин, валин, лизин, лейцин, изолейцин, метионин, фе-

нилаланин, аргинин, гистидин, триптофан). Многомерный непараметрический анализ показал отсутствие половых различий у рукокрылых по концентрации 14 свободных АК в сезонные периоды их годового жизненного цикла, включая таурин, аспарат, треонин, серин, глутамин, аланин, валин, изолейцин, лейцин, тирозин, триптофан, лизин, гистидин, аргинин ($p > 0.05$). Исследование сезонных особенностей аминокислотного обмена *M. dasycneme* показало, что фонд свободных АК в плазме крови самцов и самок снижается по сезонам: лето \geq осень \geq зима $>$ весна ($p < 0.05$). Максимальные концентрации свободных АК в плазме крови (у самцов – 1500.6 ± 269.4 мкмоль/л и у самок – 1355.1 ± 130.4 мкмоль/л) наблюдали летом в период активного размножения и набора массы тела (14.7 ± 0.2 г) рукокрылых. В заключительный период гибернации (первая декада апреля) в крови весенних особей *M. dasycneme* наблюдаемая гипоаминоацидемия проявляется в падении общего фонда свободных АК в 2.3 раза (664.6 ± 75.2 мкмоль/л, $p < 0.05$) у самцов и в 1.9 раза (698.9 ± 51.9 мкмоль/л, $p < 0.05$) у самок. Значительная аккумуляция метаболически активной группы глюкогенных аминокислот, имеющих ролевое значение в межклеточном обмене (аланин, глутамин, глицин, глутамат), выявлена в крови рукокрылых в летний (66%) и осенний (75%) периоды (рис. 1).

Таблица 2. Сезонная динамика показателей периферической крови *Myotis dasycneme* (самцы + самки) из уральских природных популяций

Table 2. Seasonal dynamics of peripheral blood indicators of *Myotis dasycneme* (males + females) from the Urals populations

Показатели	I. Лето (n = 10)	II. Осень (n = 15)	III. Зима (n = 16)	IV. Весна (n = 10)
Эритроциты (RBC), $10^{12}/л$	9.6 ± 0.3 (9.0–10.2)	$10.8 \pm 0.3^*$ (10.2–11.4)	$11.5 \pm 0.4^*$ (10.9–12.2)	10.6 ± 0.5 (9.6–11.6)
Гемоглобин (HGB), г/л	167.9 ± 6.3 (155.5–180.3)	173.0 ± 5.1 (161.7–180.6)	187.2 ± 4.9 (177.9–197.0)	180.1 ± 4.8 (170.4–189.2)
Гематокритный показатель (HCT), %	47.2 ± 1.5 (44.3–50.2)	50.1 ± 1.1 (47.8–52.2)	51.5 ± 1.3 (49.1–54.1)	47.5 ± 1.5 (44.6–50.3)
Средний объем эритроцита (MCV), фл	49.1 ± 0.4 (48.3–49.9)	$46.7 \pm 0.5^*$ (45.7–47.5)	$45.3 \pm 0.7^*$ (43.9–46.8)	$45.2 \pm 1.3^*$ (42.8–47.8)
Среднее содержание HGB в эритроците (MCH), пг	17.6 ± 0.6 (16.2–18.6)	15.9 ± 0.6 (14.7–17.0)	16.5 ± 0.5 (15.5–17.5)	17.3 ± 1.0 (15.7–19.4)
Средняя концентрация HGB в эритроците (MCHC), г/л	365.8 ± 6.3 (354.9–379.4)	343.8 ± 11.3 (318.9–363.9)	364.1 ± 6.3 (352.6–377.0)	380.3 ± 11.8 (360.1–405.6)
Тромбоциты (PLT), $10^9/л$	136.8 ± 14.3 (109.2–165.2)	$267.3 \pm 18.7^*$ (230.0–303.0)	$256.2 \pm 19.7^*$ (217.7–295.2)	$271.3 \pm 24.4^*$ (227.3–321.9)
Средний объем тромбоцитов (MPV), фл	5.8 ± 0.2 (5.5–6.1)	$6.4 \pm 0.1^*$ (6.2–6.6)	$6.3 \pm 0.1^*$ (6.1–6.6)	$6.3 \pm 0.1^*$ (6.1–6.5)
Тромбокрит (PCT), %	0.08 ± 0.01 (0.06–0.09)	$0.16 \pm 0.01^*$ (0.13–0.18)	$0.16 \pm 0.01^*$ (0.14–0.19)	$0.17 \pm 0.02^*$ (0.14–0.21)

Примечание: * – обозначения статистически значимых различий: I и II, I и III, I и IV ($p < 0.05$); $M_{boot} \pm SE_{boot}$ – среднее арифметическое и ошибка среднего бутстреп-распределения; (95% CI_{boot}) – доверительный интервал бутстреп-распределения.

Таблица 3. Лейкоцитарный состав периферической крови *Myotis dasycneme* из уральских природных популяций
Table 3. Leukocyte composition of peripheral blood of *Myotis dasycneme* from the Urals populations

Показатели	Пол	I. Лето n: ♂(5)/♀(5)	II. Осень n: ♂(7)/♀(8)	III. Зима n: ♂(9)/♀(7)	IV. Весна n: ♂(5)/♀(5)
Лейкоциты, 10 ⁹ /л	♂	1.6 ± 0.1 (1.5–1.8)	2.3 ± 0.3 (1.9–2.9)	1.2 ± 0.2 [▲] (0.9–1.5)	2.0 ± 0.3 [†] (1.71–2.65)
	♀	2.8 ± 0.1 [@] (2.7–3.0)	4.7 ± 0.2 ^{*@} (4.3–5.1)	2.2 ± 0.1 ^{*▲@} (1.9–2.5)	3.7 ± 0.3 ^{*▲@} (3.1–4.3)
Лимфоциты, 10 ⁹ /л	♂	0.7 ± 0.1 (0.6–0.9)	1.1 ± 0.1 (0.9–1.3)	0.6 ± 0.1 [▲] (0.4–0.7)	0.8 ± 0.1 (0.6–1.1)
	♀	1.4 ± 0.1 [@] (1.3–1.5)	2.4 ± 0.1 ^{*@} (2.2–2.7)	1.0 ± 0.1 ^{*▲@} (0.8–1.1)	1.4 ± 0.1 ^{▲@} (1.2–1.6)
Моноциты, 10 ⁹ /л	♂	0.03 ± 0.01 (0.002–0.06)	0.11 ± 0.03 (0.05–0.17)	0.08 ± 0.02 (0.05–0.11)	0.18 ± 0.04 ^{*†} (0.12–0.26)
	♀	0.13 ± 0.02 [@] (0.08–0.17)	0.09 ± 0.02 (0.06–0.12)	0.20 ± 0.03 ^{▲@} (0.16–0.26)	0.29 ± 0.04 ^{*▲} (0.22–0.37)
Нейтрофилы, %	♂	52.8 ± 1.6 (49.8–55.8)	48.3 ± 1.7 (44.9–51.4)	45.6 ± 1.3 (43.0–48.0)	52.6 ± 1.5 (49.4–55.4)
	♀	47.0 ± 3.0 (41.2–53.2)	47.4 ± 1.0 (45.5–49.5)	45.4 ± 1.6 (42.1–48.3)	52.4 ± 0.9 (49.6–54.0)
Юные, %	♂	8.4 ± 2.8 (3.2–14.2)	2.4 ± 0.4 [*] (1.7–3.1)	1.8 ± 0.4 [*] (1.1–2.6)	5.6 ± 0.4 ^{*†} (5.0–6.4)
	♀	2.6 ± 0.6 [@] (1.6–3.8)	1.8 ± 0.2 (1.5–2.2)	3.6 ± 0.6 (2.4–4.6)	3.8 ± 0.5 [▲] (2.8–4.8)
палочкоядерные, %	♂	24.4 ± 2.5 (20.6–29.8)	19.3 ± 2.1 (15.4–23.6)	14.1 ± 1.1 [*] (12.0–16.3)	21.0 ± 0.8 [†] (19.2–22.4)
	♀	32.6 ± 2.3 (28.4–37.6)	19.6 ± 1.3 [*] (17.4–22.3)	14.6 ± 0.7 [*] (13.1–16.0)	22.8 ± 1.3 ^{*†} (20.4–25.2)
сегментоядерные, %	♂	20.0 ± 3.9 (11.6–26.2)	26.6 ± 2.8 (20.9–31.7)	29.7 ± 1.3 (27.2–32.0)	26.0 ± 1.1 (24.0–28.0)
	♀	11.8 ± 4.1 (4.2–20.0)	26.0 ± 0.7 [*] (24.5–27.3)	27.3 ± 1.3 [*] (24.6–29.6)	25.8 ± 0.7 [*] (24.6–27.2)
Лимфоциты, %	♂	44.6 ± 1.5 (42.2–47.8)	46.2 ± 1.0 (44.1–48.0)	46.6 ± 1.1 (44.3–48.8)	37.8 ± 1.7 ^{*†} (34.6–41.2)
	♀	49.5 ± 2.1 (45.0–53.0)	51.7 ± 0.9 [@] (50.1–53.5)	43.6 ± 1.6 [▲] (40.4–46.9)	37.8 ± 0.5 ^{*†} (36.8–38.8)
Моноциты, %	♂	1.8 ± 0.9 (0.2–3.6)	4.4 ± 1.0 (2.6–6.4)	6.1 ± 0.8 [*] (4.6–7.6)	9.0 ± 1.2 ^{*▲} (6.6–11.2)
	♀	4.6 ± 0.8 (3.0–6.2)	1.9 ± 0.3 (1.3–2.6)	9.3 ± 1.0 ^{*@} (7.7–11.4)	8.0 ± 1.0 [▲] (6.0–10.0)
Эозинофилы, %	♂	0.8 ± 0.3 (0.2–1.4)	1.1 ± 0.4 (0.4–1.9)	1.8 ± 0.4 (0.9–2.6)	0.6 ± 0.4 (0.0–1.4)
	♀	1.2 ± 0.3 (0.6–1.8)	0.8 ± 0.2 (0.4–1.0)	1.7 ± 0.4 (1.0–2.4)	1.8 ± 0.3 (1.2–2.4)

Примечание: * – статистически значимые различия: I и II, I и III, I и IV (p < 0.05); ▲ – статистически значимые различия: II и III, II и IV (p < 0.05); † – статистически значимые различия: III и IV (p < 0.05); @ – половые различия (p < 0.05); M_{boot} ± SE_{boot} – среднее арифметическое и ошибка среднего бутстреп-распределения; (95% CI_{boot}) – доверительный интервал бутстреп-распределения.

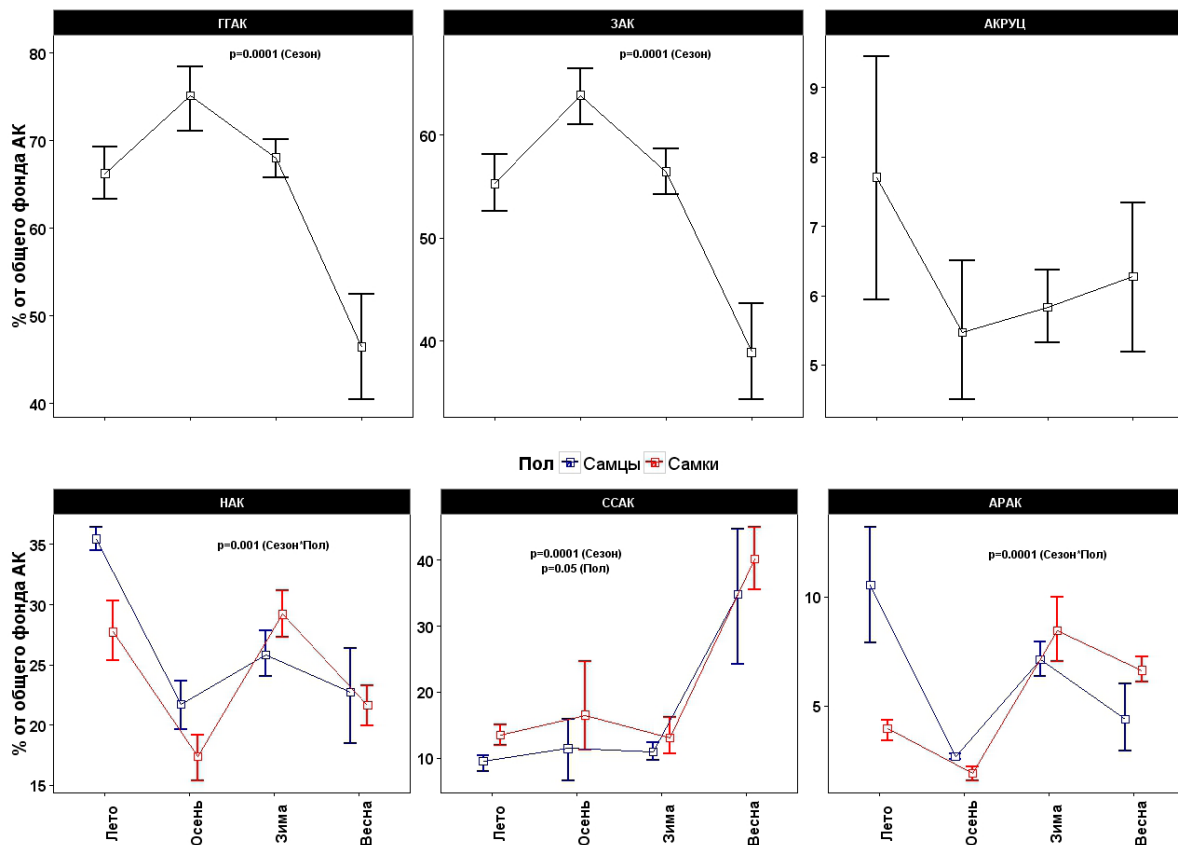


Рис. 1. Сезонная динамика метаболических групп свободных аминокислот (% от общего пула) в плазме крови *Myotis dasycneme* из уральских природных популяций. Обозначения: ГТАК – глюкогенные аминокислоты (АК), ЗАК – заменимые АК, НАК – незаменимые АК, ССАК – серосодержащие АК, АКРУЦ – АК с разветвленной углеродной цепью, АРАК – ароматические АК; p – уровень значимости двухфакторного дисперсионного анализа с перестановочным тестом (рандомизация).
Fig. 1. Seasonal dynamics of metabolic groups of free amino acids (% of the total pool) in the blood plasma in *Myotis dasycneme* populations from the Urals. Designations: ГТАК – glucocogenic amino acids (AA), ЗАК – nonessential AA, НАК – essential AA, ССАК – sulfur containing AA, АКРУЦ – AA with branched carbon chains, АРАК – aromatic AA; p – the significance level of a two-factor analysis of variance with a permutation test (randomisation).

По содержанию метаболических групп АК (ГТАК – глюкогенных, ЗАК – заменимых, АКРУЦ – с разветвленной углеродной цепью) не выявлено половых различий ($p > 0.05$) (рис. 1). Это, несомненно, указывает на единство обменных процессов, направленных на поддержание гомеостаза, обеспечивающего возможность выживания животных во время длительного 5–7-месячного периода гибернации как у самцов, так и у самок. У животных после длительного пребывания в состоянии гипобиоза содержание серосодержащих АК (ССАК: цистеин, таурин, метионин) весной возрастает в 2.3 раза у самцов и в 2.2 раза у самок. Это, несомненно, связано с участием данных АК в синтезе нуклеиновых кислот, коллагена и других белков в предстоящий период активного летнего роста и развития (рис. 1). В плазме крови показана специфичность метаболизма аминокислот с разветвленной углеродной цепью (АКРУЦ), участвующих в качестве регуляторов и стимуляторов физиологических функций исследованных летучих мышей. Максимальные суммарные концентрации АКРУЦ (валин, изолейцин, лейцин), являющихся дополнительным источником энергии и обладающих иммуномодулирующими свойствами, характерны для плазмы крови летних особей рукокрылых, а минимальные – для весенних особей. При этом осенью и зимой наблюдается их пониженный уровень ($p < 0.05$). По процентному содержанию пула АКРУЦ, защищающих мышечные волокна от окисления и деструкции, половых и сезонных значимых различий не выявлено, что, несомненно, важно в условиях интенсивных нагрузок и стресса летучих мышей в течение всего периода наблюдений (осень–зима–весна) ($p > 0.05$) (рис. 1). При изучении половых особенностей рукокрылых по уровню содержания основных метаболических групп АК в плазме крови летних особей обнаружено, что самки отличаются от самцов более высоким пулом серосодержащих АК (181.3 мкмоль/л, при $p < 0.05$) при понижении пула ароматических АК (АРАК: фенилаланин, тирозин) на 60% ($p < 0.05$). Необходимо отметить, что для плазмы крови летних самцов в сравнении с самками характерно высокое содержание не только АРАК, но и пула незаменимых АК. В остальные сезоны года значимых различий по процентному содержанию этой группы АК в плазме крови не выявлено, что можно объяснить однонаправленностью физиологических функций, связанных с поддержанием гомеостаза в условиях длительного воздействия низких положительных температур (рис. 1).

В осенний и зимний периоды в условиях низких положительных температур в плазме крови *Myotis dasycneme* наблюдается эффект исчезновения незаменимой АК триптофана ($p < 0.05$). В период пробуждения животных от спячки в первой декаде апреля и летом в период воспроизводства популяции и активации синтеза альбуминов и глобулинов отмечается присутствие триптофана в плазме крови. К третьей декаде февраля в период продолжительного гипобиоза, длящегося более полугодом, в крови отмечено значительное ($p < 0.05$) снижение общего фонда АК (у самцов на 42% и у самок на 29%). Однако на фоне снижения общего фонда свободных АК в плазме крови *M. dasycneme* вклад таурина в завершающий весенний период выхода из гипобиоза возрастает в 3.3 раза у самок и в 6.5 раза у самцов ($p < 0.05$), что также отмечено в немногочисленных исследованиях других видов животных (Karapova, 2009a,b, 2011). Достаточно интенсивная аккумуляция серосодержащей сульфаминокислоты таурина весной существенно компенсирует снижение пулов таких АК, как аланин в 1.9 раза, валин в 2.3 раза, аспарат в 4.0 раза, треонин в 3.3 раза, глутамин в 2.2 раза, глицин в 4.9 раза ($p < 0.05$). Специфика низкотемпературной адаптации рукокрылых проявляется в падении до следовых количеств концентраций заменимых АК аспарагина, цистеина и незаменимых АК аргинина и триптофана у самцов и самок *M. dasycneme* в сезонные периоды их годового жизненного цикла (рис. 1).

Методом главных компонент визуализирована половая и сезонная специфика спектра 22 АК в плазме крови самцов и самок *Myotis dasycneme* в различные периоды их годового жизненного цикла. Это подтверждает результаты представленно-го выше статистического анализа (рис. 2).

Анализ сезонной динамики свободных АК в плазме крови *Myotis dasycneme* показал, что 20.98% общей дисперсии приходится на первую главную компоненту PC1, 19.30% – на вторую PC2 и 14.38% – на третью PC3. Показано, что PC1 дифференцировала животных по изучаемым параметрам (процентное содержание аминокислот) на две сезонные группы: весенние и летние + осенние + зимние. Из рис. 2 видна четкая пространственная обособленность самцов и самок весенней группы. Самый высокий вклад в PC1 вносят таурин, треонин, цистеиновая кислота и серин (48.72%). Для данных аминокислот отмечены высокие значимые коэффициенты корреляции с PC1: -0.86 (таурин), 0.80 (треонин), -0.71 (цистеиновая кислота), 0.67 (серин) ($p < 0.05$) (рис. 2).

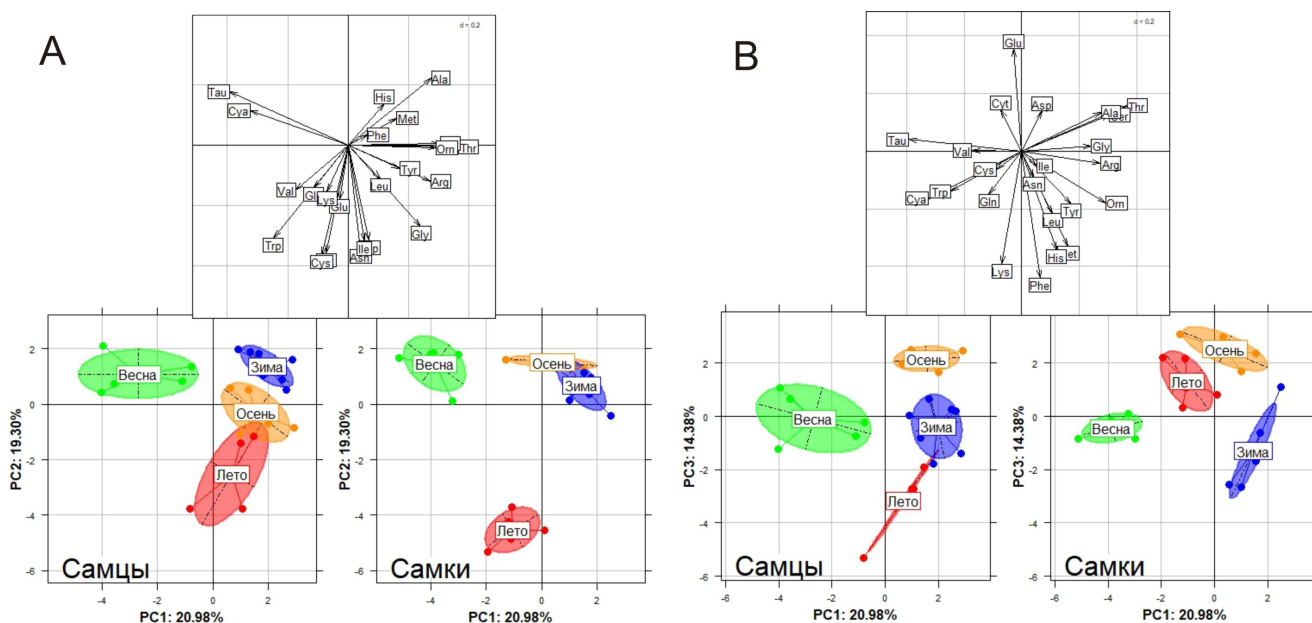


Рис. 2. Свободные аминокислоты плазмы крови *Myotis dasycneme* (% от общего фонда) из уральских природных популяций в период годового жизненного цикла в пространстве первых трех главных компонент. Обозначения: PC1, PC2 – оси главных компонент, % – процент дисперсии данных, объясненных главной компонентой. Стрелки отражают корреляцию главных компонент с исходными показателями (аминокислоты). Эллипсы представляют собой 95% доверительные области; А – биplot PC1 и PC2, В – биplot PC1 и PC3; Cya – цистеиновая кислота, Tau – таурин, Asp – аспарагиновая кислота, Thr – треонин, Ser – серин, Asn – аспарагин, Glu – глутаминовая кислота, Gln – глутамин, Gly – глицин, Ala – аланин, Val – валин, Cys – цистеин, Met – метионин, Ile – изолейцин, Leu – лейцин, Tyr – тирозин, Phe – фенилаланин, Trp – триптофан, Orn – орнитин, Lys – лизин, His – гистидин, Arg – аргинин.

Fig. 2. Free amino acids in *Myotis dasycneme* blood plasma (% of the total pool) in the Urals populations during the annual life cycle in the environment of the first three main components. Designations: PC1, PC2 – are the principal component axes, % is the percentage of data variance explained by the principal components; arrows reflect the correlation of the main components with the initial indicators (amino acids); ellipses represent 95% confidence areas; A – biplot PC1 and PC2, B – biplot PC1 and PC3; Cya – cysteic acid, Tau – taurine, Asp – aspartic acid, Thr – threonine, Ser – serine, Asn – asparagine, Glu – glutamic acid, Gln – glutamine, Gly – glycine, Ala – alanine, Val – valine, Cys – cysteine, Met – methionine, Ile – isoleucine, Leu – leucine, Tyr – tyrosine, Phe – phenylalanine, Trp – tryptophan, Orn – ornithine, Lys – lysine, His – histidine, Arg – arginine.

Вторая главная компонента, как и первая, отражает сезонные различия аминокислотного состава плазмы крови *Myotis dasycneme*, но уже по другим аминокислотам, процентное содержание большинства из которых максимально летом. Показана корреляционная связь следующих АК с PC2: цистеина (-0.77), аспарагина (-0.73) изолейцина (-0.67), аспарагиновой кислоты (-0.66), триптофана (-0.65), глицина (-0.57) и аланина (0.47) ($p < 0.05$). Вклад цистеина, аспарагина, изолейцина, аспарагиновой кислоты, триптофана во вторую компоненту составляет 54.75%. По этим переменным PC2 отделяет летних самцов и самок *M. dasycneme* от особей остальных сезонных групп (рис. 2). Все вышеперечисленные АК, за исключением аланина, преобладают в процентном содержании от общего фонда у самцов и самок в летний период. Максимальное процентное содержание аланина в плазме крови рукокрылых отмечено в осенне-зимний период. PC3 определяет половые различия *M. dasycneme* в сезонной динамике аминокислот. Третья

главная компонента отделяет летних самцов от осенних, зимних и весенних особей. Аминокислотный спектр плазмы крови у самок в зимний и весенний периоды отличается по PC3 от летних и осенних особей (рис. 2). Выявленная половая дифференциация аминокислотного спектра плазмы крови *M. dasycneme*, несомненно, связана с физиологическими особенностями самцов и самок в период размножения, роста и развития.

Обсуждение

Впервые представлен сравнительный анализ эколого-физиологических параметров гомеостаза охраняемого вида фауны Урала *Myotis dasycneme* в сезонные периоды годового жизненного цикла. При статистически значимых различиях по массе тела и основного обмена у исследованных животных, независимо от их половой принадлежности, зарегистрированы активация основного обмена, стабильный уровень содержания глюкозы в крови в осенний и зимний периоды. Заслуживает внимания роль углеводов как легкодоступного энергетиче-

ческого материала, покрывающего основные физиологические потребности организма быстрее, чем жиры и белки (Meng et al., 2016). Отмечается термозащитная роль триглицеридов в плазме крови летучих мышей. Значение триглицеридов для нормального функционирования организма в условиях низких температур показано и другими исследователями (Wang et al., 1997; Storey, 2012).

Учитывая, что устойчивая адаптация обеспечивается оптимально отрегулированными физиологическими процессами, особое значение приобретает исследование крови как функциональной системы *Myotis dasycneme* в условиях, связанных с их сезонным жизненным циклом (Bandouchova et al., 2020). Многомерный непараметрический дисперсионный анализ показал отсутствие значимых половых различий у летучих мышей по исследованным параметрам красной крови ($p > 0.05$). Это, несомненно, отражает универсальность адаптивной реакции самцов и самок на поддержание их гомеостаза. Параметры периферической крови особей *M. dasycneme* (HGB, HCT, MCH, MCHC) характеризуются невысокой вариабельностью в период подготовки к зимней спячке и во время гибернации (осень, зима, весна) в сравнении с летними животными ($p > 0.05$). Выявлены существенные изменения в функциональной активности системы крови (RBC, MCV, PLT, MPV, PCT) у самцов и самок *M. dasycneme* в условиях, связанных с их сезонным жизненным циклом ($p < 0.05$). Двукратное повышение циркулирующих в крови *M. dasycneme* тромбоцитов и тромбокрита ($p < 0.05$) в осенне-зимний и весенний периоды по сравнению с активными летними животными указывает на возросшую долю объема цельной крови, занимаемой тромбоцитами, участвующими в качестве эффекторов иммунной системы (Хаитов, 2013; Шахматов и др., 2014). Гипотермическое воздействие (осень-зима-весна) способствует возникновению состояния тромботической активности: возрастает количество тромбоцитов и их агрегационная способность, угнетается фибринолитическая активность плазмы крови животных (Шахматов и др., 2014). Следует отметить и отсутствие в крови рукокрылых базофильных гранулоцитов, являющихся основными депо гистамина, гепарина и серотонина (Черешнев и др., 2007; Хаитов, 2013).

Лейкоцитарный состав крови рукокрылых, как и у всех позвоночных, представлен двумя группами клеток: гранулоциты (гетерофилы, эозинофилы), ответственные за проявление реакции врожденного иммунитета и агранулоциты

(моноциты, лимфоциты), ответственные за проявление реакции адаптивного иммунного ответа (Davis et al., 2008). Механизмы врожденного иммунитета обеспечивают как первоначальную защиту, так и стимулируют иммунные реакции в организме рукокрылых. Лимфоциты, как основа гуморального иммунитета, ограничивают распространение инфекций, выполняя функцию иммунного надзора в организме, и отвечают за формирование общего и специфического иммунитета (Baker et al., 2013; Schountz, 2014). Лейкоцитарные клетки периферической крови *Myotis dasycneme* подвержены определенным колебаниям в различные сезонные периоды года. В крови самцов и самок *M. dasycneme* не отмечено сезонных значимых изменений в процентном соотношении группы гранулоцитарных лейкоцитов (палочкоядерные, сегментоядерные, эозинофилы), что, по всей вероятности, обусловлено идентичностью механизмов их врожденного (естественного) иммунитета. Следует отметить значимую роль нейтрофилов в обеспечении неспецифической формы лейкоцитарной защиты системы крови на широкий спектр патогенов среды обитания *M. dasycneme*. Показаны значимые половые и сезонные изменения в крови *M. dasycneme* по содержанию гранулоцитарных лейкоцитов (палочкоядерные, сегментоядерные нейтрофилы) в осенний период подготовки животных к гипобиозу, в состоянии торпора зимой и при весеннем пробуждении ($p < 0.05$). При сопоставлении сезонной динамики гематологических параметров животных прослеживаются и единые закономерности в активации иммунных процессов. Так, репрезентативным показателем усиления пресса сезонной (осень и зима) холодовой и гипоксической нагрузки на организм является повышенный уровень агранулоцитов в крови самцов и самок (50.6–53.5%), обеспечивающих иммунный «надзор» и специфическую реактивность организма *M. dasycneme* (адаптивный иммунитет). Возросшее содержание моноцитов, продуцирующих провоспалительные цитокины, в осенне-зимний период иллюстрирует модуляцию иммунной системы на поддержание адаптивного потенциала животных к патогенному спектру антигенов низкотемпературной среды их обитания (Coico et al., 2003; Zimmerman et al., 2014). Установлено, что лейкоцитарный состав крови исследованных летучих мышей поддерживается на базовом уровне за счет перестройки соотношения клеток гранулоцитарного и агранулоцитарного рядов. У самцов и самок весенний процесс пробуждения и

выход из глубокой гипотермии сопровождаются значимой реактивностью системы врожденного иммунитета (гранулоциты: 53.2–54.2%, $p > 0.05$), обеспечивающей неспецифическую срочную защиту организма, в том числе и для предотвращения вирусной инвазии до выработки специфической защиты адаптивной иммунной системой (Koyama et al., 2008).

Известно, что в формировании адаптивных изменений в метаболических и молекулярных механизмах поддержания гомеостаза в организме значимая роль принадлежит полифункциональным свободным аминокислотам (Bruhat et al., 2009; Wu, 2009; Гараева и др., 2009). Проведенные исследования подтверждают связующую роль полифункциональных аминокислот в интеграции основных метаболических процессов. Это связано не только с энергетическим обменом, но и с обеспечением клеточного и гуморального иммунитета при формировании адаптивной стратегии, обеспечивающей устойчивость популяционного гомеостаза *Myotis dasycneme* в экстремальных условиях среды, протяженных во времени. У летучих мышей, находящихся в состоянии гибернации практически отсутствуют половые различия по количественной структуре аминокислотного спектра, что, несомненно, указывает на единство обменных процессов самцов и самок, направленных на поддержание гомеостаза в условиях длительного воздействия низких положительных и околонулевых температур.

Известно, что аланин-глюкозный цикл непосредственно связан с межклеточным обменом белков, жиров и углеводов. Наблюдается значительная аккумуляция метаболически активного глюкостатического аланина в крови *M. dasycneme* в осенний и зимний периоды. По данным исследований Озернюк (2003), Kaganova (2011), экстрагируемый из кровотока печенью аланин не только сам включается в этап образования углеводов, но и активизирует скорость синтеза гликогена и глюкозы, что предполагает криопротекторную роль аминокислоты в условиях низкоположительных и околонулевых температур среды обитания. Весной при выходе животных из гипобриоза в плазме крови отмечали снижение в общем фонде свободных АК пула глюкостатических АК до 46.4%. Однако на фоне снижения общего фонда свободных АК в плазме крови *M. dasycneme* в завершающий весенний период гибернации обращает на себя внимание достоверное четырехкратное возрастание содержания таурина, обладающего антиоксидантными и мембраностабилизирующими

свойствами. Таурин, как сульфаминокислота с иммуностимулирующими свойствами участвует и в активации лимфоцитов и, обладая выраженным антиоксидантным действием, подавляет агрегационную способность тромбоцитов (Engel et al., 2006). Серосодержащим АК (ССАК) принадлежит связующая роль в интеграции основных метаболических процессов, поскольку уровень свободных аминокислот и их производных является регулирующим фактором многих узловых звеньев метаболизма (Северин, 2004). У осенних особей летучих мышей необходимо отметить существенный расход тирозина и фенилаланина, как предшественников катехоламинов (адреналина и норадреналина), играющих важную роль в функционировании механизмов зимней спячки гетеротермных (Rasmussen et al., 1983; Северин, 2004; Kobayashi, 2010). В условиях низких положительных температур в плазме крови самцов и самок *M. dasycneme* наблюдали исчезновение незаменимой АК триптофана. Гипотермический эффект биогенного амина серотонина отмечали исследователи у представителей рода *Spermophilus* (Якименко, Попова, 1976), зимующих *Mesocricetus auratus* (Waterhouse, 1839) (Jansky et al., 1973). Вероятно, отсутствие триптофана является проявлением одного из механизмов низкотемпературной адаптации в результате его полного расходования на синтез серотонина, как одного из триггеров, активно участвующего в поддержании гипотермии и гипометаболизма животных в осенний период подготовки к зимней спячке (Слоним, 1979).

Заключение

Впервые дана эколого-физиологическая оценка гомеостаза охраняемого вида *Myotis dasycneme* хироптерофауны Урала. Результаты исследований позволяют определить связующую роль системы крови и свободных аминокислот в интеграции метаболических процессов, сформировавшихся в ходе эволюции рукокрылых и способствующих их высокой резистентности к ряду экологических факторов: широкому температурному диапазону среды обитания, длительной гибернации, высокой численности выводковых колоний и синантропности. Наряду с выявленными единичными закономерностями поддержания гомеостаза, показана и определена разнонаправленность в мобилизации механизмов аварийного регулирования лимфоидной системы крови самцов и самок *M. dasycneme* в сезонные периоды их годового жизненного цикла.

Таким образом, биохимические и иммуногематологические параметры, определенные в ходе выполненных исследований, позволяют расширить и систематизировать сведения о механизмах участия системы крови в регуляторных процессах организма летучих мышей. Они могут служить основой для осуществления долговременного мониторинга при решении задач сохранения численности здоровых популяций рукокрылых, адаптирующихся как к сезонным модуляциям и биотическим факторам, так и к стрессорам зоонозного значения.

Благодарности

Работа выполнена при поддержке Министерства образования и науки РФ в рамках государственного задания Института экологии растений и животных УрО РАН (№122021000091-2). Авторы выражают признательность В.П. Снитько (Южно-Уральский федеральный научный центр минералогии и геоэкологии УрО РАН, Россия) за существенную помощь во время проведения полевых исследований и М.В. Чибиряку (Институт экологии растений и животных УрО РАН, Россия) за участие в работе по определению параметров основного обмена летучих мышей.

Дополнительная информация

Фотографии объекта исследования и его местообитаний на территории исследований, а также некоторые физиологические показатели (Электронное приложение. Фотографии *Myotis dasycneme*, места обитания, показатели крови на Урале) могут быть найдены в [Электронном приложении](#).

Литература

- Большаков В.Н., Орлов О.Л., Снитько В.П. 2005. Летучие мыши Урала. Екатеринбург: Академкнига. 176 с.
- Гараева С.Н., Редкозубова Г.В., Постолати Г.В. 2009. Аминокислоты в живом организме. Кишнев: Типография Академии Наук Молдовы. 552 с.
- Ильин В.Ю., Смирнов Д.Г., Яняева Н.М. 2002. К фауне, распространению и ландшафтной приуроченности рукокрылых (Chiroptera: Vespertilionidae) Южного Урала и прилегающих территорий // *Plecotus et al.* №5. С. 63–80.
- Камышников В.С. 2004. Справочник по клинико-биохимическим исследованиям и лабораторной диагностике. М.: МЕДПресс-информ. 920 с.
- Ковальчук Л.А., Черная Л.В., Мищенко В.А., Берзин Д.Л., Микшевич Н.В. 2023. Оценка гематологических и биохимических параметров представителя амфибионтов фауны Урала *Salamandrella keyserlingii* (Caudata, Amphibia) // *Nature Conservation Research. Заповедная наука*. Т. 8(1). С. 34–48. DOI: 10.24189/ncr.2023.002
- Красная книга Среднего Урала (Свердловская и Пермская области): Редкие и находящиеся под угрозой исчезновения виды животных и растений. Екатеринбург: Изд-во Уральского университета, 1996. 279 с.
- Кузякин А.П. 1950. Летучие мыши. М.: Советская наука. 444 с.
- Ляпунов А.Н., Панюкова Е.В. 2010. О роли имаго кровососущих комаров (Diptera, Culicidae) в питании рукокрылых (Chiroptera Vespertilionidae) Кировской области // *Теоретическая и прикладная экология*. №4. С. 87–93.
- Озернюк Н.Д. 2003. Феноменология и механизмы адаптационных процессов. М.: МГУ. 215 с.
- Первушина Е.М., Замшина Г.А., Николаева Н.В., Федякина М.А. 2011. Трофические связи насекомоядных рукокрылых на юге Среднего Урала // *Вестник Удмуртского университета. Серия биология. Науки о земле*. №3. С. 65–73.
- Северин Е.С. (ред.). 2004. Биохимия. М.: ГЭОТАР-Медиа. 784 с.
- Слоним А.Д. (ред.). 1979. Экологическая физиология животных. Часть. 1. Общая экологическая физиология и физиология адаптаций. Л.: Наука. 440 с.
- Снитько В.П. 2000. Предлагаемые мероприятия по мониторингу рукокрылых в ООПТ Урала // *Координация экомониторинга в ООПТ Урала*. Екатеринбург. С. 239.
- Снитько В.П. 2001. Рукокрылые (Chiroptera) Ильменского заповедника // *Plecotus et al.* №4. С. 69–74.
- Стрелков П.П. 1999. Соотношение полов в сезон вывода потомства у взрослых особей перелетных видов летучих мышей (Chiroptera, Vespertilionidae) Восточной Европы и смежных территорий // *Зоологический журнал*. Т. 78(12). С. 1441–1454.
- Хаитов Р.М. 2013. Иммунология: структура и функции иммунной системы. М.: ГЭОТАР-Медиа. 280 с.
- Черешнев В.А., Ющков Б.Г., Климин В.Г., Буторина Е.В. 2007. Тромбоцитопоз. М.: «Медицина». 270 с.
- Шахматов И.И., Лычева Н.А., Киселев В.И., Вдовин В.М. 2014. Вклад стрессоров различной природы в формировании ответной гемостатической реакции организма при действии общей гипотермии // *Фундаментальные исследования*. №7(1). С. 106–110.
- Шитиков В.К., Розенберг Г.С. 2014. Рандомизация и бутстреп: статистический анализ в биологии и экологии с использованием R. Тольятти: Кассандра. 314 с.
- Якименко М.А., Попова Н.К. 1976. Влияние 5-окситриптофана на сократительный термогенез // *Бюллетень экспериментальной биологии и медицины*. Т. 81(2). С. 230–231.
- Amorim F., Mata V.A., Beja P., Rebelo H. 2015. Effects of a drought episode on the reproductive success of European free-tailed bats (*Tadarida teniotis*) // *Mammalian Biology*. Vol. 80(3). P. 228–236. DOI: 10.1016/j.mambio.2015.01.005
- Baker M.L., Schountz T., Wang L.F. 2013. Antiviral Immune Responses of Bats: A Review // *Zoonoses and Public Health*. Vol. 60(1). P. 104–116. DOI: 10.1111/j.1863-2378.2012.01528.x
- Bandouchova H., Zukal J., Linhart P., Berkova H., Brichta J., Kovacova V., Kubickova A., Abdelsalam E.E.E., Bartonička T., Zajíčková R., Pikula J. 2020. Low sea-

- sonal variation in greater mouse-eared bat (*Myotis myotis*) blood parameters // PLoS ONE. Vol. 15(7). Article: e0234784. DOI: 10.1371/journal.pone.0234784
- Bolshakov V.N., Orlov O.L. 2002. Results of long-term study of bats in Smolinskaja cave Middle Urals // 9th European Bat Research Symposium. Le Havre: University of Le Havre. P. 47.
- Breed A.C., Field H.E., Smith C.S., Edmonston J., Meers J. 2010. Bats without borders: long-distance movements and implications for disease risk management // EcoHealth. Vol. 7(2). P. 204–212. DOI: 10.1007/s10393-010-0332-z
- Bruhat A., Chérasse Y., Chaveroux C., Maurin A.C., Jousse C., Fafournoux P. 2009. Amino acids as regulators of gene expression in mammals: molecular mechanisms // Biofactors. Vol. 35(3). P. 249–257. DOI: 10.1002/biof.40
- Burgin C.J., Colella J.P., Kahn P.L., Upham N.S. 2018. How many species of mammals are there? // Journal of Mammalogy. Vol. 99(1). P. 1–14. DOI: 10.1093/jmammal/gyx147
- Chessel D., Dufour A.B., Thioulouse J. 2004. The ade4 package-I: One-table methods // R News. Vol. 4. P. 5–10.
- Coico R., Sunshine G., Benjamini E. 2003. Immunology. A Short Course. Hoboken, NJ: John Wiley & Sons Inc. 361 p.
- Davis A.K., Maney D.L., Maerz J.C. 2008. The use of leukocyte profiles to measure stress in vertebrates: a review for ecologists // Functional Ecology. Vol. 22(5). P. 760–772. DOI: 10.1111/j.1365-2435.2008.01467.x
- Dray S., Dufour A., Thioulouse J. 2022. ade4: Analysis of Ecological Data: Exploratory and Euclidean Methods in Environmental Sciences. R package version 1.7-19. Available from <https://CRAN.R-project.org/package=ade4>
- Engel J.M., Mühlhling J., Weiss S., Kärcher B., Löhr T., Menges T., Little S., Hempelmann G. 2006. Relationship of taurine and other amino acids in plasma and in neutrophils of septic trauma patients // Amino Acids. Vol. 30(1). P. 87–94. DOI: 10.1007/s00726-005-0238-1
- Fenton M.B., Simmons N.B. 2015. Bats: A world of science and mystery. Oxford: University of Chicago Press. 240 p.
- Flache L., Ekschmitt K., Kierdorf U., Czarnecki S., Düring R.A., Encarnação J.A. 2016. Reduction of metal exposure of Daubenton's bats (*Myotis daubentonii*) following remediation of pond sediment as evidenced by metal concentrations in hair // Science of the Total Environment. Vol. 547. P. 182–189. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2015.12.131
- Frick W.F., Baerwald E.F., Pollock J.F., Barclay R.M.R., Szymanski J.A., Weller T.J., Russell A.L., Loeb S.C., Medellin R.A., McGuire L.P. 2017. Fatalities at wind turbines may threaten population viability of a migratory bat // Biological Conservation. Vol. 209. P. 172–177. DOI: 10.1016/j.biocon.2017.02.023
- Frick W.F., Kingston T., Flanders J. 2020. A review of the major threats and challenges to global bat conservation // Annals of the New York Academy of Sciences. Vol. 1469(1). P. 5–25. DOI: 10.1111/nyas.14045
- George D.B., Webb C.T., Farnsworth M.L., O'Shea T.J., Bowen R.A., Smith D.L., Stanley T.R., Ellison L.E., Rupprecht C.E. 2011. Host and viral ecology determine bat rabies seasonality and maintenance // Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America. Vol. 108(25). P. 10208–10213. DOI: 10.1073/pnas.1010875108
- Heiker L.M., Adams R.A., Ramos C.V. 2018. Mercury bioaccumulation in two species of insectivorous bats from urban China: influence of species, age, and land use type // Archives of Environmental Contamination and Toxicology. Vol. 75(4). P. 585–593. DOI: 10.1007/s00244-018-0547-5
- IUCN. 2022. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2022-2. Available from <https://www.iucnredlist.org>
- James L.B. 1997. Amino acid analysis: a fall-off in performance // Journal of Chromatography A. Vol. 408. P. 291–295. DOI: 10.1016/s0021-9673(01)81812-4
- Jansky L., Lehouckova M., Vybiral S., Bartunkova R., Stefl B. 1973. Effect of serotonin on thermoregulation of a hibernator (*Mesocricetus auratus*) // Physiologia Bohemoslovaca. Vol. 22(2). P. 115–124.
- Karanova M.V. 2009a. Free amino acid composition in blood and muscle of the gobi *Percottus glehni* at the period of preparation and completion of hibernation // Journal of Evolutionary Biochemistry and Physiology. Vol. 45(1). P. 67–77. DOI: 10.1134/S0022093009010062
- Karanova M.V. 2009b. Glycemia and free sugar levels of the gobi *Percottus glehni* depending on period before the beginning and after the end of hibernation // Journal of Evolutionary Biochemistry and Physiology. Vol. 45(3). P. 382–388. DOI: 10.1134/S0022093009030077
- Karanova M.V. 2011. The effect of cold shock on the free amino acid pool of rotan pondfish *Percottus glehni* (Eleotridae, Perciformes) // Biology Bulletin. Vol. 38(2). P. 116–124. DOI: 10.1134/S106235901102004X
- Kobayashi Y. 2010. The regulatory role of nitric oxide in proinflammatory cytokine expression during the induction and resolution of inflammation // Journal of Leukocyte Biology. Vol. 88(6). P. 1157–1162. DOI: 10.1189/jlb.0310149
- Kohl C., Kurth A. 2014. European bats as carriers of viruses with zoonotic potential // Viruses. Vol. 6(8). P. 3110–3128. DOI: 3390/v6083110
- Kovalchuk L., Mishchenko V., Chernaya L., Snitko V., Mikshevich N. 2017. Haematological parameters of pond bats (*Myotis dasycneme* Boie, 1825 Chiroptera: Vespertilionidae) in the Ural Mountains // Zoology and Ecology. Vol. 27(2). P. 168–175. DOI: 10.1080/21658005.2017.1305153
- Kovalchuk L.A., Mishchenko V.A., Mikshevich N.V., Chernaya L.V., Chibiryak M.V., Yastrebov A.P. 2018a. Free Amino Acid Profile in Blood Plasma of Bats (*Myotis dasycneme* Boie, 1825) Exposed to Low Positive and Near-Zero Temperatures // Journal of Evolutionary Biochemistry and Physiology. Vol. 54(4). P. 281–291. DOI: 10.1134/S002209301804004
- Kovalchuk L.A., Mishchenko V.A., Chernaya L.V., Snitko V.P. 2018b. Species-specific features of blood plasma amino acid spectrum of bats (Mammalia: Chiroptera) in the Urals // Russian Journal of Ecology. Vol. 49(4). P. 325–331. DOI: 10.1134/S1067413618040082
- Kovalchuk L.A., Mishchenko V.A., Chernaya L.V., Bolshakov V.N. 2021. Characteristic immunohematological parameters of migratory (*Vespertilio murinus* Linnaeus, 1758)

- and resident (*Myotis dasycneme* Boie, 1825) bat species of the ural fauna // Doklady Biological Sciences. Vol. 501(1). P. 210–213. DOI: 10.1134/S001249662106003X
- Kovalchuk L.A., Mishchenko V.A., Chernaya L.V., Snitko V.P., Bolshakov V.N. 2022. Assessment of seasonal variability of the spectrum of free amino acids in the blood plasma of the boreal bat species (*Myotis dasycneme* Boie, 1825) of the Ural fauna // Doklady Biochemistry and Biophysics. Vol. 507(1). P. 268–272. DOI: 10.1134/S1607672922060060
- Koyama S., Ishii K.J., Coban C., Akira S. 2008. Innate immune response to viral infection // Cytokine. Vol. 43(3). P. 336–341. DOI: 10.1016/j.cyto.2008.07.009
- López-Baucells A., Casanova L., Puig-Montserrat X., Espinal A., Páramo F., Flaquer C. 2017. Evaluating the use of *Myotis daubentonii* as an ecological indicator in Mediterranean riparian habitats // Ecological Indicators. Vol. 74. P. 19–27. DOI: 10.1016/j.ecolind.2016.11.012
- Luis A.D., Hayman D.T.S., O’Shea T.J., Cryan P.M., Gilbert A.T., Pulliam J.R.C., Mills J.N., Timonin M.E., Willis C.K.R., Cunningham A.A., Fooks A.R., Rupprecht C.E., Wood J.L.N., Webb C.T. 2013. A comparison of bats and rodents as reservoirs of zoonotic viruses: Are bats special? // Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences. Vol. 280(1756). Article: 20122753. DOI: 10.1098/rspb.2012.2753
- Meng F., Zhu L., Huang W., Irwin D.M., Zhang S. 2016. Bats: Body mass index, forearm mass index, blood glucose levels and SLC2A2 genes for diabetes // Scientific Reports. Vol. 6. Article: 29960. DOI: 10.1038/srep29960
- Mishchenko V.A., Kovalchuk L.A., Bolshakov V.N., Chernaya L.V. 2018. **Comparative Analysis of the Amino Acid Spectrum of Blood Plasma in Chiroptera (*Vespertilio murinus* L., 1758 and *Myotis dasycneme* B., 1825) in the Fauna of the Ural Mountains** // Doklady Biological Sciences. Vol. 481(1). P. 157–159. DOI: 10.1134/S0012496618040105
- Moore M.S., Reichard J.D., Murtha T.D., Nabhan M.L., Pian R.E., Ferreira J.S., Kunz T.H. 2013. Hibernating little brown myotis (*Myotis lucifugus*) show variable immunological responses to white-nose syndrome // PLoS ONE. Vol. 8(3): e58976. DOI: 10.1371/journal.pone.0058976
- O’Shea T.J., Cryan P.M., Cunningham A.A., Fooks A.R., Hayman D.T.S., Luis A.D., Peel A.J., Plowright R.K., Wood J.L.N. 2014. Bat flight and zoonotic viruses // Emerging Infectious Diseases. Vol. 20(5). P. 741–745. DOI: 10.3201/eid2005.130539
- Oksanen J., Simpson G.L., Blanchet F.G., Kindt R., Legendre P., Minchin P.R., O’Hara R.B., Solymos P., Stevens M.H.H., Szoecs E., Wagner H., Barbour M., Bedward M., Bolker B., Borcard D., Carvalho G., Chirico M., Caceres M., Durand S., Evangelista H.B.A., FitzJohn R., Friendly M., Furneaux B., Hannigan G., Hill M.O., Lahti L., McGlenn D., Ouellette M.H., Cunha E.R., Smith T., et al. 2020. vegan: Community Ecology Package. R package. version 2.6-4. Available from <https://CRAN.R-project.org/package=vegan>
- Orlova M.V., Orlov O.L., Kshnyasev I.A. 2012. Changes in the abundance of parasitic gamasid mite *Macronyssus corethroproctus* (Oudemans, 1902) during the overwintering period of its host, the pond bat *Myotis dasycneme* (Boie, 1825) // Russian Journal of Ecology. Vol. 43(4). P. 328–332. DOI: 10.1134/S1067413612040108
- Park K.J. 2015. Mitigating the impacts of agriculture on biodiversity: bats and their potential role as bioindicators // Mammalian Biology. Vol. 80(3). P. 191–204. DOI: 10.1016/j.mambio.2014.10.004
- Piraccini R. 2016. *Myotis dasycneme* // The IUCN Red List of Threatened Species 2016: e.T14127A22055164. Available from <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-2.RLTS.T14127A22055164.en>
- R Core Team. 2020. R: A language and environment for statistical computing. Vienna, Austria: R Foundation for Statistical Computing. Available from <https://www.R-project.org/>
- Rasmussen D.D., Ishizuka B., Quigley M.E., Yen S.S.C. 1983. Effects of Tyrosine and Tryptophan Ingestion on Plasma Catecholamine and 3,4-Dihydroxyphenylacetic Acid Concentrations // Journal of Clinical Endocrinology and Metabolism. Vol. 57(4). P. 760–763. DOI: 10.1210/jcem-57-4-760
- Ruiz S.R., Eeva T., Kanerva M., Blomberg A., Lilley T.M. 2019. Metal and metalloid exposure and oxidative status in free-living individuals of *Myotis daubentonii* // Ecotoxicology and Environmental Safety. Vol. 169. P. 93–102. DOI: 10.1016/j.ecoenv.2018.10.083
- Russo D., Salinas-Ramos V.B., Cistrone L., Smeraldo S., Bosso L., Ancillotto L. 2021. Do We Need to Use Bats as Bioindicators? // Biology. Vol. 10(8). Article: 693. DOI: 10.3390/biology10080693
- Schountz T. 2014. Immunology of bats and their viruses: challenges and opportunities // Viruses. Vol. 6(12). P. 4880–4901. DOI: 10.3390/v6124880
- Sherwin H.A., Montgomery I., Lundy M.G. 2013. The impact and implications of climate change for bats // Mammal Review. Vol. 43(3). P. 171–182. DOI: 10.1111/j.1365-2907.2012.00214.x
- Simmons N.B., Cirranello A.L. 2021. Bat Species of the World: A Taxonomic and Geographic Database. Available from <https://batnames.org>
- Storey K.B. 2012. Biochemical regulation of carbohydrate metabolism in hibernating bats // Living in a Seasonal World: Thermoregulatory and Metabolic Adaptations / T. Ruf, C. Bieber, W. Arnold, E. Millesi (Eds.). Chapter 36. Berlin: Springer. P. 411–421. DOI: 10.1007/978-3-642-28678-0_36
- Tilman D., Clark M., Williams D.R., Kimmel K., Polasky S., Packer C. 2017. Future threats to biodiversity and pathways to their prevention // Nature. Vol. 546(7656). P. 73–81. DOI: 10.1038/nature22900
- Voigt C.C., Kingston T. 2016. Bats in the Anthropocene: Conservation of bats in a Changing World. Cham: Springer. 606 p.
- Wang P., Walter R.D., Bhat B.G., Florant G.L., Coleman R.A. 1997. Seasonal changes in enzymes of lipogenesis and triacylglycerol synthesis in the golden-mantled ground squirrel (*Spermophilus lateralis*) // Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology. Vol. 118(2). P. 261–267. DOI: 10.1016/s0305-0491(97)00102-8

- Wilkinson G.S., Adams D.M. 2019. Recurrent evolution of extreme longevity in bats // *Biology Letters*. Vol. 15(4). Article: 20180860. DOI: 10.1098/rsbl.2018.0860
- Wray A.K., Jusino M.A., Banik M.T., Palmer J.M., Kaarakka H., White J.P., Lindner D.L., Gratton C., Peery M.Z. 2018. Incidence and taxonomic richness of mosquitoes in the diets of little brown and big brown bats // *Journal of Mammalogy*. Vol. 99(3). P. 668–674. DOI: 10.1093/jmammal/gyy044
- Wu G. 2009. Amino acids: metabolism, functions, and nutrition // *Amino Acids*. Vol. 37(1). P. 1–17. DOI: 10.1007/s00726-009-0269-0
- Yarri D. 2005. *The Ethics of animal experimentation*. Oxford: Oxford University Press. 240 p.
- Zimmerman L.M., Bowden R.M., Vogel L.A. 2014. A vertebrate cytokine primer for eco-immunologists // *Functional Ecology*. Vol. 28(5). P. 1061–1073. DOI: 10.1111/1365-2435.12273
- Zukal J., Pikula J., Bandouchova H. 2015. Bats as bioindicators of heavy metal pollution: history and prospect // *Mammalian Biology*. Vol. 80(3). P. 220–227. DOI: 10.1016/j.mambio.2015.01.001
- Amorim F., Mata V.A., Beja P., Rebelo H. 2015. Effects of a drought episode on the reproductive success of European free-tailed bats (*Tadarida teniotis*). *Mammalian Biology* 80(3): 228–236. DOI: 10.1016/j.mambio.2015.01.005
- Baker M.L., Schountz T., Wang L.F. 2013. Antiviral Immune Responses of Bats: A Review. *Zoonoses and Public Health* 60(1): 104–116. DOI: 10.1111/j.1863-2378.2012.01528.x
- Bandouchova H., Zukal J., Linhart P., Berkova H., Brichta J., Kovacova V., Kubickova A., Abdelsalam E.E.E., Bartonička T., Zajíčková R., Pikula J. 2020. Low seasonal variation in greater mouse-eared bat (*Myotis myotis*) blood parameters. *PLoS ONE* 15(7): e0234784. DOI: 10.1371/journal.pone.0234784
- Bolshakov V.N., Orlov O.L. 2002. Results of long-term study of bats in Smolinskaja cave Middle Urals. In: *9th European Bat Research Symposium*. Le Havre: University of Le Havre. P. 47.
- Bolshakov V.N., Orlov O.L., Snitko V.P. 2005. *Bats of the Urals*. Yekaterinburg: Akademkniga. 176 p. [In Russian]
- Breed A.C., Field H.E., Smith C.S., Edmonston J., Meers J. 2010. Bats without borders: long-distance movements and implications for disease risk management. *EcoHealth* 7(2): 204–212. DOI: 10.1007/s10393-010-0332-z
- Bruhat A., Chérasse Y., Chaveroux C., Maurin A.C., Jousse C., Fournoux P. 2009. Amino acids as regulators of gene expression in mammals: molecular mechanisms. *Biofactors* 35(3): 249–257. DOI: 10.1002/biof.40
- Burgin C.J., Colella J.P., Kahn P.L., Upham N.S. 2018. How many species of mammals are there?. *Journal of Mammalogy* 99(1): 1–14. DOI: 10.1093/jmammal/gyx147
- Chereshnev V.A., Yushchikov B.G., Klimin V.G., Butorina E.V. 2007. *Thrombocytopoiesis*. Moscow: Medicine. 270 p. [In Russian]
- Chessell D., Dufour A.B., Thioulouse J. 2004. The ade4 package-I: One-table methods. *R News* 4: 5–10.
- Coico R., Sunshine G., Benjamini E. 2003. *Immunology. A Short Course*. Hoboken, NJ: John Wiley & Sons Inc. 361 p.
- Davis A.K., Maney D.L., Maerz J.C. 2008. The use of leukocyte profiles to measure stress in vertebrates: a review for ecologists. *Functional Ecology* 22(5): 760–772. DOI: 10.1111/j.1365-2435.2008.01467.x
- Dray S., Dufour A., Thioulouse J. 2022. *ade4: Analysis of Ecological Data: Exploratory and Euclidean Methods in Environmental Sciences. R package version 1.7-19*. Available from <https://CRAN.R-project.org/package=ade4>
- Engel J.M., Mühlhling J., Weiss S., Kärcher B., Löhr T., Menges T., Little S., Hempelmann G. 2006. Relationship of taurine and other amino acids in plasma and in neutrophils of septic trauma patients. *Amino Acids* 30(1): 87–94. DOI: 10.1007/s00726-005-0238-1
- Fenton M.B., Simmons N.B. 2015. *Bats: A world of science and mystery*. Oxford: University of Chicago Press. 240 p.
- Flache L., Ekschmitt K., Kierdorf U., Czarnecki S., Düring R.A., Encarnação J.A. 2016. Reduction of metal exposure of Daubenton's bats (*Myotis daubentonii*) following remediation of pond sediment as evidenced by metal concentrations in hair. *Science of the Total Environment* 547: 182–189. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2015.12.131
- Frick W.F., Baerwald E.F., Pollock J.F., Barclay R.M.R., Szymanski J.A., Weller T.J., Russell A.L., Loeb S.C., Medellin R.A., McGuire L.P. 2017. Fatalities at wind turbines may threaten population viability of a migratory bat. *Biological Conservation* 209: 172–177. DOI: 10.1016/j.biocon.2017.02.023
- Frick W.F., Kingston T., Flanders J. 2020. A review of the major threats and challenges to global bat conservation. *Annals of the New York Academy of Sciences* 1469(1): 5–25. DOI: 10.1111/nyas.14045
- Garaeva S.N., Redkozubova G.V., Postolati G.V. 2009. *Amino acids in a living organism*. Kishinev: Printing House of the Academy of Sciences of Moldova. 552 p. [In Russian]
- George D.B., Webb C.T., Farnsworth M.L., O'Shea T.J., Bowen R.A., Smith D.L., Stanley T.R., Ellison L.E., Rupprecht C.E. 2011. Host and viral ecology determine bat rabies seasonality and maintenance. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 108(25): 10208–10213. DOI: 10.1073/pnas.1010875108
- Heiker L. M., Adams R. A., Ramos C.V. 2018. Mercury bioaccumulation in two species of insectivorous bats from urban China: influence of species, age, and land use type. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* 75(4): 585–593. DOI: 10.1007/s00244-018-0547-5
- Ilyin V.Yu., Smirnov D.G., Yanyaeva N.M. 2002. On the fauna, distribution and landscape confinement of bats (Chiroptera: Vespertilionidae) of the Southern Urals and adjacent territories. *Plecotus et al.* 5: 63–80. [In Russian]
- IUCN. 2022. *The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2022-2*. Available from <https://www.iucnredlist.org>
- James L.B. 1997. Amino acid analysis: a fall-off in performance. *Journal of Chromatography A* 408: 291–295. DOI: 10.1016/S0021-9673(01)81812-4

- Jansky L., Lehouckova M., Vybiral S., Bartunkova R., Steff B. 1973. Effect of serotonin on thermoregulation of a hibernator (*Mesocricetus auratus*). *Physiologia Bohemoslovaca* 22(2): 115–124.
- Kamyschnikov V.S. 2004. *Handbook of clinical and biochemical studies and laboratory diagnostics*. Moscow: MEDPress-inform. 920 p. [In Russian]
- Karanova M.V. 2009a. Free amino acid composition in blood and muscle of the gobi *Percottus glehni* at the period of preparation and completion of hibernation. *Journal of Evolutionary Biochemistry and Physiology* 45(1): 67–77. DOI: 10.1134/S0022093009010062
- Karanova M.V. 2009b. Glycemia and free sugar levels of the gobi *Percottus glehni* depending on period before the beginning and after the end of hibernation. *Journal of Evolutionary Biochemistry and Physiology* 45(3): 382–388. DOI: 10.1134/S0022093009030077
- Karanova M.V. 2011. The effect of cold shock on the free amino acid pool of rotan pondfish *Percottus glehni* (Eleotridae, Perciformes). *Biology Bulletin* 38(2): 116–124. DOI: 10.1134/S106235901102004X
- Khaitov R.M. 2013. *Immunology: structure and function of the immune system*. Moscow: GEOTAR-Media 280 p. [In Russian]
- Kobayashi Y. 2010. The regulatory role of nitric oxide in pro-inflammatory cytokine expression during the induction and resolution of inflammation. *Journal of Leukocyte Biology* 88(6): 1157–1162. DOI: 10.1189/jlb.0310149
- Kohl C., Kurth A. 2014. European bats as carriers of viruses with zoonotic potential. *Viruses* 6(8): 3110–3128. DOI: 3390/v6083110
- Kovalchuk L., Mishchenko V., Chernaya L., Snitko V., Mikshevich N. 2017. Haematological parameters of pond bats (*Myotis dasycneme* Boie, 1825 Chiroptera: Vespertilionidae) in the Ural Mountains. *Zoology and Ecology* 27(2): 168–175. DOI: 10.1080/21658005.2017.1305153
- Kovalchuk L.A., Mishchenko V.A., Mikshevich N.V., Chernaya L.V., Chibiryak M.V., Yastrebov A.P. 2018a. Free Amino Acid Profile in Blood Plasma of Bats (*Myotis dasycneme* Boie, 1825) Exposed to Low Positive and Near-Zero Temperatures. *Journal of Evolutionary Biochemistry and Physiology* 54(4): 281–291. DOI: 10.1134/S002209301804004X
- Kovalchuk L.A., Mishchenko V.A., Chernaya L.V., Snitko V.P. 2018b. Species-specific features of blood plasma amino acid spectrum of bats (Mammalia: Chiroptera) in the Urals. *Russian Journal of Ecology* 49(4): 325–331. DOI: 10.1134/S1067413618040082
- Kovalchuk L.A., Mishchenko V.A., Chernaya L.V., Bolshakov V.N. 2021. Characteristic immunohematological parameters of migratory (*Vespertilio murinus* Linnaeus, 1758) and resident (*Myotis dasycneme* Boie, 1825) bat species of the ural fauna. *Doklady Biological Sciences* 501(1): 210–213. DOI: 10.1134/S001249662106003X
- Kovalchuk L.A., Mishchenko V.A., Chernaya L.V., Snitko V.P., Bolshakov V.N. 2022. Assessment of seasonal variability of the spectrum of free amino acids in the blood plasma of the boreal bat species (*Myotis dasycneme* Boie, 1825) of the Ural fauna. *Doklady Biochemistry and Biophysics* 507(1): 268–272. DOI: 10.1134/S1607672922060060
- Kovalchuk L.A., Chernaya L.V., Mishchenko V.A., Berzin D.L., Mikshevich N.V. 2023. Estimation of hematological and biochemical parameters of a representative of the amphibious fauna of the Urals: *Salamandrella keyserlingii* (Caudata, Amphibia). *Nature Conservation Research* 8(1): 34–48. DOI: 10.24189/ncr.2023.002 [In Russian]
- Koyama S., Ishii K.J., Coban C., Akira S. 2008. Innate immune response to viral infection. *Cytokine* 43(3): 336–341. DOI: 10.1016/j.cyto.2008.07.009
- Kuzyakin A.P. 1950. *Bats*. Moscow: Sovetskaya Nauka. 444 p. [In Russian]
- López-Baucells A., Casanova L., Puig-Montserrat X., Espinal A., Páramo F., Flaquer C. 2017. Evaluating the use of *Myotis daubentonii* as an ecological indicator in Mediterranean riparian habitats. *Ecological Indicators* 74: 19–27. DOI: 10.1016/j.ecolind.2016.11.012
- Luis A.D., Hayman D.T.S., O’Shea T.J., Cryan P.M., Gilbert A.T., Pulliam J.R.C., Mills J.N., Timonin M.E., Willis C.K.R., Cunningham A.A., Fooks A.R., Rupprecht C.E., Wood J.L.N., Webb C.T. 2013. A comparison of bats and rodents as reservoirs of zoonotic viruses: Are bats special?. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 280(1756): 20122753. DOI: 10.1098/rspb.2012.2753
- Lyapunov A.N., Panyukova E.V. 2010. On the role of adults of mosquitoes (Diptera, Culicidae) in the diet of bats (Chiroptera Vespertilionidae) of the Kirov Region. *Theoretical and Applied Ecology* 4: 87–93. [In Russian]
- Meng F., Zhu L., Huang W., Irwin D.M., Zhang S. 2016. Bats: Body mass index, forearm mass index, blood glucose levels and SLC2A2 genes for diabetes. *Scientific Reports* 6: 29960. DOI: 10.1038/srep29960
- Mishchenko V.A., Kovalchuk L.A., Bolshakov V.N., Chernaya L.V. 2018. Comparative Analysis of the Amino Acid Spectrum of Blood Plasma in Chiroptera (*Vespertilio murinus* L., 1758 and *Myotis dasycneme* B., 1825) in the Fauna of the Ural Mountains. *Doklady Biological Sciences* 481(1): 157–159. DOI: 10.1134/S0012496618040105
- Moore M.S., Reichard J.D., Murtha T.D., Nabhan M.L., Pian R.E., Ferreira J.S., Kunz T.H. 2013. Hibernating little brown myotis (*Myotis lucifugus*) show variable immunological responses to white-nose syndrome. *PloS One* 8(3): e58976. DOI: 10.1371/journal.pone.0058976
- O’Shea T.J., Cryan P.M., Cunningham A.A., Fooks A.R., Hayman D.T.S., Luis A.D., Peel A.J., Plowright R.K., Wood J.L.N. 2014. Bat flight and zoonotic viruses. *Emerging Infectious Diseases* 20(5): 741–745. DOI: 10.3201/eid2005.130539
- Oksanen J., Simpson G.L., Blanchet F.G., Kindt R., Legendre P., Minchin P.R., O’Hara R.B., Solymos P., Stevens M.H.H., Szoecs E., Wagner H., Barbour M., Bedward M., Bolker B., Borcard D., Carvalho G., Chirico M., Caceres M., Durand S., Evangelista H.B.A., FitzJohn R., Friendly M., Furneaux B., Hannigan G., Hill M.O., Lahti L., McGlenn D., Ouellette M.H., Cunha E.R., Smith T., et al. 2020. *vegan: Community Ecology Package. R package. version 2.6-4*. Available from <https://CRAN.R-project.org/package=vegan>

- Orlova M.V., Orlov O.L., Kshnyasev I.A. 2012. Changes in the abundance of parasitic gamasid mite *Macronyssus corethroproctus* (Oudemans, 1902) during the overwintering period of its host, the pond bat *Myotis dasycneme* (Boie, 1825) // Russian Journal of Ecology. Vol. 43(4). P. 328–332. DOI: 10.1134/S1067413612040108
- Ozernyuk N.D. 2003. *Phenomenology and mechanisms of adaptation processes*. Moscow: Moscow State University. 215 p. [In Russian]
- Park K.J. 2015. Mitigating the impacts of agriculture on biodiversity: bats and their potential role as bioindicators. *Mammalian Biology* 80(3): 191–204. DOI: 10.1016/j.mambio.2014.10.004
- Pervushina E.M., Zamshina G.A., Nikolaeva N.V., Fedyakina M.A. 2011. Trophic relations of insectivorous bats in the south of the Middle Urals. *Bulletin of Udmurt University. Series Biology. Earth Sciences* 3: 65–73. [In Russian]
- Piraccini R. 2016. *Myotis dasycneme*. In: *The IUCN Red List of Threatened Species 2016: e.T14127A22055164*. Available from <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-2.RLTS.T14127A22055164.en>
- R Core Team. 2020. *R: A language and environment for statistical computing*. Vienna, Austria: R Foundation for Statistical Computing. Available from <https://www.R-project.org/>
- Rasmussen D.D., Ishizuka B., Quigley M.E., Yen S.S. 1983. Effects of Tyrosine and Tryptophan Ingestion on Plasma Catecholamine and 3,4-Dihydroxyphenylacetic Acid Concentrations. *Journal of Clinical Endocrinology and Metabolism* 57(4): 760–763. DOI: 10.1210/jcem-57-4-760
- Red Data Book of the Middle Urals (Sverdlovsk and Perm Regions): Rare and endangered species of animals and plants. Yekaterinburg: Publishing House of the Ural University, 1996. 279 p. [In Russian]
- Ruiz S.R., Eeva T., Kanerva M., Blomberg A., Lilley T.M. 2019. Metal and metalloid exposure and oxidative status in free-living individuals of *Myotis daubentonii*. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 169: 93–102. DOI: 10.1016/j.ecoenv.2018.10.083
- Russo D., Salinas-Ramos V.B., Cistrone L., Smeraldo S., Bosso L., Ancillotto L. 2021. Do We Need to Use Bats as Bioindicators?. *Biology* 10(8): 693. DOI: 10.3390/biology10080693
- Schountz T. 2014. Immunology of bats and their viruses: challenges and opportunities. *Viruses* 6(12): 4880–4901. DOI: 10.3390/v6124880
- Severin E.S. (Ed.). 2004. *Biochemistry*. Moscow: GEOTAR-Media. 784 p. [In Russian]
- Shakhmatov I.I., Lycheva N.A., Kiselev V.I., Vdovin V.M. 2014. Contribution stressors of different nature in the formation of a hemostatic response reaction of the organism under the influence of general hypothermia. *Fundamental Research* 7(1): 106–110. [In Russian]
- Sherwin H.A., Montgomery I., Lundy M.G. 2013. The impact and implications of climate change for bats. *Mammal Review* 43(3): 171–182. DOI: 10.1111/j.1365-2907.2012.00214.x
- Shitikov V.K., Rosenberg G.S. 2014. *Randomization and bootstrap: statistical analysis in biology and ecology using R*. Tolyatti: Cassandra. 314 p. [In Russian]
- Simmons N.B., Cirranello A.L. 2021. *Bat Species of the World: A Taxonomic and Geographic Database*. Available from <https://batnames.org>
- Slonim A.D. (Ed.). 1979. *Ecological Animal Physiology. Part. 1. General ecological physiology and physiology of adaptations*. Leningrad: Nauka. 440 p. [In Russian]
- Snitko V.P. 2000. Proposed measures for monitoring bats in the Urals Protected Areas. In: *Coordination of ecomonitoring in the Urals Protected Areas*. Yekaterinburg. P. 239. [In Russian]
- Snitko V.P. 2001. Bats (Chiroptera) of the Ilmensky State Nature Reserve. *Plecotus et al.* 4: 69–74. [In Russian]
- Storey K.B. 2012. *Biochemical regulation of carbohydrate metabolism in hibernating bats*. In: T. Ruf, C. Bieber, W. Arnold, E. Millei (Eds.): *Living in a Seasonal World: Thermoregulatory and Metabolic Adaptations*. Chapter 36. Berlin: Springer. P. 411–421. DOI: 10.1007/978-3-642-28678-0_36
- Strelkov P.P. 1999. Sex ratio in the breeding season in adults of migratory bat species (Chiroptera, Vespertilionidae) of Eastern Europe and adjacent territories. *Zoologicheskii Zhurnal* 78(12): 1441–1454. [In Russian]
- Tilman D., Clark M., Williams D.R., Kimmel K., Polasky S., Packer C. 2017. Future threats to biodiversity and pathways to their prevention. *Nature* 546(7656): 73–81. DOI: 10.1038/nature22900
- Voigt C.C., Kingston T. 2016. *Bats in the Anthropocene: Conservation of bats in a Changing World*. Cham: Springer. 606 p.
- Wang P., Walter R.D., Bhat B.G., Florant G.L., Coleman R.A. 1997. Seasonal changes in enzymes of lipogenesis and triacylglycerol synthesis in the golden-mantled ground squirrel (*Spermophilus lateralis*). *Comparative Biochemistry and Physiology B: Biochemistry and Molecular Biology* 118(2): 261–267. DOI: 10.1016/s0305-0491(97)00102-8
- Wilkinson G.S., Adams D.M. 2019. Recurrent evolution of extreme longevity in bats. *Biology Letters* 15(4): 20180860. DOI: 10.1098/rsbl.2018.0860
- Wray A.K., Jusino M.A., Banik M.T., Palmer J.M., Kaarakka H., White J.P., Lindner D.L., Gratton C., Peery M.Z. 2018. Incidence and taxonomic richness of mosquitoes in the diets of little brown and big brown bats. *Journal of Mammalogy* 99(3): 668–674. DOI: 10.1093/jmammal/gyy044
- Wu G. 2009. Amino acids: metabolism, functions, and nutrition. *Amino Acids* 37(1): 1–17. DOI: 10.1007/s00726-009-0269-0
- Yakimenko M.A., Popova N.K. 1976. Influence of 5-hydroxytryptophan on contractile thermogenesis. *Bulletin of Experimental Biology and Medicine* 81(2): 230–231.
- Yarri D. 2005. *The Ethics of animal experimentation*. Oxford: Oxford University Press. 240 p.
- Zimmerman L.M., Bowden R.M., Vogel L.A. 2014. A vertebrate cytokine primer for eco-immunologists. *Functional Ecology* 28(5): 1061–1073. DOI: 10.1111/1365-2435.12273
- Zukal J., Pikula J., Bandouchova H. 2015. Bats as bioindicators of heavy metal pollution: history and prospect. *Mammalian Biology* 80(3): 220–227. DOI: 10.1016/j.mambio.2015.01.001

ECOLOGICAL AND PHYSIOLOGICAL PARAMETERS OF *MYOTIS DASYCNEME* (MAMMALIA: CHIROPTERA: VESPERTILIONIDAE) IN THE URALS

Liudmila A. Kovalchuk^{1,*}, Vladimir A. Mishchenko^{1,2},
Liudmila V. Chernaya¹, Nikolay V. Mikshevich³

¹*Institute of Plant and Animal Ecology, Ural Branch of RAS, Russia*

**e-mail: kovalchuk@ipae.uran.ru*

²*Federal Research Institute of Viral Infections «Virom» of the Russian Consumer Protection Agency, Russia*

³*Ural State Pedagogical University, Russia*

Understanding the evolution of bat homeostasis and the formation of an adaptive strategy of animals to climatic fluctuations and pathogens determine the need for further laboratory and modelling studies devoted to the ecology and physiology of bats. This study was aimed to assess the hematological and biochemical parameters of homeostasis of *Myotis dasycneme*, a protected endemic bat species of the Urals. Animals ($n = 65$) were caught in the zone of mass habitation of bats in the Southern Urals (Chelyabinsk Region) and the Middle Urals (Sverdlovsk Region). We used samples from *M. dasycneme* populations in the Ilmensky State Nature Reserve (Russia). Multivariate non-parametric analysis of variance has shown no significant sex differences in red blood parameters in bats ($p > 0.05$). The blood of bats was characterised by high levels of hemoglobin (167.9–187.2 g/L), hematocrit (47.2–51.5%), erythrocytes ($9.6\text{--}11.5 \times 10^{12}/\text{L}$), platelets ($136.8\text{--}271.3 \times 10^9/\text{L}$). In the autumn-winter period of hibernation, under hypoxic load on the body and prolonged exposure to low positive and near-zero temperatures, an increased content of agranulocytes (50.6–53.6%) was noted in the blood of females and males. The spring process of awakening and exit from deep hypothermia is accompanied by the reactivity of the innate immune system in males and females (granulocytes: 53.2–54.2%). During the winter period of hypobiosis in bats, the basal metabolism increases and the concentration of glucose in the blood increases to 4.7 ± 0.5 mmol/L ($p < 0.05$). The absence of statistically significant sex differences in the content of glucose and triglycerides ($p > 0.05$) in the blood plasma of animals has been noted. This ensures metabolic processes (carbohydrate and lipid metabolism) in all seasonal periods of their annual life cycle. The amino acid fund of blood plasma of bats is represented by 22 amino acids. In the blood plasma of males and females, the fund of free amino acids decreases during the year in the following direction: summer \geq autumn \geq winter $>$ spring ($p < 0.05$). There were no sex differences ($p > 0.05$) in the content of amino acid metabolic groups, namely glycogenic (GGAA), non-essential (NEAA), branched carbon chain (BCCA). A significant accumulation of metabolically active glucoplastic alanine in autumn (3.1 times) and winter (2.3 times) in the blood of females, and in autumn and winter (2.0 and 1.9 times) in males indicates its role as a low-temperature adaptogen. Under conditions of low positive temperatures, in the blood plasma of *M. dasycneme*, the disappearance of the essential amino acid tryptophan was observed ($p < 0.05$). This suggests a high demand for serotonin synthesis as one of triggers actively involved in maintaining hypothermia and hypometabolism in bats. Thus, the biochemical and immunohematological parameters, obtained in the course of the study, make it possible to expand and systematise the available information on the mechanisms of participation of the blood system in the regulatory processes in bats. They can be used for long-term monitoring in solving problems of conservation and abundance of healthy populations of bats that adapt both to seasonal modulations and biotic factors, and to stressors of zoonotic significance.

Key words: bats, basal metabolism, free amino acids, peripheral blood parameters, protected species, seasonal variability