

Длина слепого отдела кишечника белой куропатки (*Lagopus lagopus*) на загрязнённых и фоновых территориях севера Красноярского края

© 2025. П. В. Кочкарёв¹, к. б. н., директор,
 М. А. Перевозчикова², к. в. н., с. н. с.,
 А. А. Сергеев², к. б. н., зам. директора по научной работе,
 В. В. Ширяев², д. б. н., в. н. с., В. Н. Пиминов², к. б. н., в. н. с.,
¹ФГБУ Государственный природный биосферный заповедник
 «Центральносибирский»,
 663246, Россия, Красноярский край,
 Туруханский район, пос. Бор, ул. Грибная, д. 1а,
²Всероссийский научно-исследовательский институт
 охотничьего хозяйства и звероводства им. проф. Б.М. Житкова,
 610000, Россия, г. Киров, ул. Преображенская, д. 79,
 e-mail: shiryaev49@mail.ru

Слепой отдел кишечника птиц, помимо ферментации непереваренных питательных веществ и модуляции симбионтной микрофлоры в пищеварительном тракте, участвует в рециркуляции азота и токсичных соединений, попадающих в организм животных с кормовыми объектами. Получены новые данные по морфометрическим параметрам кишечного тракта белой куропатки (*Lagopus lagopus* Linnaeus, 1758) на севере Красноярского края. Показатель длины слепого отдела кишечника достоверно определялся фактором загрязнённости территории и был достоверно выше на участках, подверженных загрязнению соединениями тяжёлых металлов. Содержание свинца, кадмия и железа в скелетной мускулатуре белых куропаток также оказалось выше на импактных полигонах по сравнению с фоновыми участками. Однако статистически значимой взаимосвязи между концентрацией свинца, кадмия, железа и меди и длиной слепого отдела кишечника выявлено не было. Причинами различий параметров слепого кишечника на импактных и фоновых территориях могут быть как непосредственное влияние токсичных элементов на организм птиц, так и различие в качественных параметрах корма, либо воздействие загрязнённых кормов на обилие и состав симбионтной микрофлоры. Необходимы дальнейшие исследования рассматриваемого вопроса. Собранные сведения могут быть использованы для экологического мониторинга территорий исследований в ближайшей и отдалённой перспективе в условиях высокой техногенной нагрузки на природные комплексы полярных регионов. В таких районах севера Красноярского края употребление населением в пищу мяса белых куропаток может представлять опасность из-за загрязнения кадмием, свинцом и другими поллютантами, существенно превышающими допустимые концентрации для пищевой продукции.

Ключевые слова: белая куропатка, питание, слепая кишка, тяжёлые металлы, загрязнение, биомониторинг.

Length of the willow ptarmigan (*Lagopus lagopus*) cecum in the Northern Krasnoyarsk Region

© 2025. P. V. Kochkarev¹ ORCID: 0000-0001-5995-3963,
 M. A. Perevozchikova² ORCID: 0000-0003-3638-3712, A. A. Sergeev² ORCID: 0000-0002-9461-5131,
 V. V. Shiryaev² ORCID: 0000-0002-4549-5727, V. N. Piminov² ORCID: 0009-0008-5092-1314,
¹State Natural Biosphere Reserve "Central Siberian",
 1a, Gribnaya St., Bor village, Turukhansky district, Russia, 663246,
²Russian Game Management and Fur Farming Research Institute
 named by Professor B.M. Zhitkov,
 79, Preobrazhenskaya St., Kirov, Russia, 610000,
 e-mail: shiryaev49@mail.ru

morphometric parameters of the intestinal tract of willow ptarmigan (*Lagopus lagopus* Linnaeus, 1758) in the north of Krasnoyarsk Region. The caecum length was reliably determined by the territorial factor and was significantly higher in areas contaminated with heavy metal compounds. The lead, cadmium, and iron content in the skeletal muscles of willow ptarmigan was also higher in impact sites compared to background sites. However, no statistically significant correlations were found between the lead, cadmium, iron, and copper content and the length of the caecum. The reasons for the differences in the caecum length in the impact and background areas may be either the direct effect of toxic elements on the bird's body and the difference in the quality of feed, or the impact of contaminated feed on the abundance and composition of gut microbiom. Further research into this issue is needed. The obtained data can be used in the near and distant future for environmental monitoring of the study polar areas under high technogenic load on natural complexes. Consumption of partridge meat of willow ptarmigans by the population in the industrial areas of the northern Krasnoyarsk Region may pose a risk due to contamination with cadmium, lead and other pollutants, the content of which significantly exceeds permissible concentrations for food products.

Keywords: willow ptarmigan, food, avian caeca, heavy metals, pollution, biomonitoring.

Белая куропатка (*Lagopus lagopus* Linnaeus, 1758) – массовый вид тетеревиных птиц, широко распространённый в приполярных регионах, где куропатки служат популярным объектом охоты и ценным источником питания местного населения. Биология белой куропатки активно изучается в Евразии и Северной Америке. Особый интерес представляет её использование в качестве вида – биоиндикатора при импактном мониторинге [1].

Сезонность питания белых куропаток определяет адаптивные изменения морфофизиологических параметров кишечника, позволяющие в суровых условиях арктической зимы обеспечивать эффективную переработку пищи и сохранение положительного энергетического баланса. Особенности строения и функционирования слепого отдела кишечника определяют эффективность использования грубых растительных кормов путём пролонгации процесса пищеварения в 10–60 раз во время нахождения птиц в подснежных убежищах [2]. Слепой отдел кишечника у белых куропаток находится на соединении подвздошной и толстой кишок в виде пары удлинённых слепых мешочков, направленных вдоль подвздошной кишки. Стенки слепого кишечника покрыты сетью сложных ворсинок, а внутренняя поверхность имеет складчатую структуру. Усиленно развиты моторная, секреторная и всасывательная функции [3]. Выполняя активную самостоятельную роль в пищеварении, энергообмене и его регуляции, слепой кишечник также служит важнейшим резервуаром для деятельности симбионтных микроорганизмов. Особенности развития слепого кишечника белой куропатки обусловлены, главным образом, приспособлением к зимним кормам, которые включают в себя концевые побеги и почки различных видов ив (*Salix* sp.), карликовой (*Betula nana*) и бородавчатой (*B. pendula*) берёзы, чозении (*Chosenia arbutifolia*).

Полагают, что в слепом отделе кишечника происходит не только расщепление белков и жиров, всасывание продуктов расщепления, но и нейтрализация различных токсичных компонентов [4]. В зимний период всасывание в слепом кишечнике обеспечивает две трети основного обмена, позволяя птицам переживать суровые месяцы, не создавая существенных жировых запасов [2, 5].

При анализе химического состава экскрементов слепых кишок белых куропаток установлено, что в них содержится до 50% липидного компонента и ряд свободных жирных кислот. Это также подтверждает предположение, что слепой кишечник работает с большим запасом. При неблагоприятных условиях белые куропатки выделяют тем меньше экскрементов, чем полнее усваиваются питательные вещества в слепых кишках [6]. Выбросы слепого отдела кишечника у тетеревиных птиц содержат не более 6% целлюлозы, а характер содержимого показывает, что почти вся клетчатка идёт в прямую кишку, минуя слепой отдел. Белая куропатка способна усваивать до 20–27% целлюлозы, содержащейся в корме [2, 3].

Непрерывное функционирование слепых кишок зимой позволяет снабжать организм необходимыми веществами, что даёт возможность тетеревиным птицам в норме обходиться без запасания дополнительных энергетических резервов в виде жировых отложений. Тем не менее, известны исключения. Так, на Шпицбергене *Lagopus muta* зимой накапливают мощный слой жира в подкожных депо и на внутренних органах [7]. По нашим данным, на Южном Ямале в конце зимы 90% тундряных куропаток имели отложения подкожного жира в районе шейных аптерий.

Велика роль слепого кишечника не только в энергетическом, но и в белковом обмене. Мочевая кислота, благодаря обратной перистальтике прямой кишки, попадает в слепой

отдел, где её активно разлагает бактериальная флора, и азот возвращается в организм птицы [8, 9]. Так объясняется противоречие между белковой бедностью обильных доступных зимних кормов и хорошим физиологическим состоянием куропаток.

Одной из важных функций слепых кишок является поглощение электролитов и воды, где слепые кишки выступают в роли количественно наиболее важного сегмента пищеварительной системы [10].

Таким образом, работа слепого отдела совместно с деятельностью тонкого кишечника полностью обеспечивают птиц необходимой энергией в зимнее время. Учитывая, что в слепых кишках, возможно, происходит нейтрализация различных токсичных компонентов, позволяющих уменьшить проникновение поллютантов в организм животных, а подобные механизмы недостаточно исследованы, мы провели измерения длины слепого кишечника у белых куропаток на фоновых и загрязнённых территориях Красноярского края.

Цель исследований – изучить вариабельность морфологических параметров слепого кишечника белых куропаток в условиях химического загрязнения местообитаний.

Объекты и методы исследований

Материал для исследования – слепой кишечник взрослых белых куропаток – был собран в Таймырском Долгано-Ненецком районе Красноярского края России на загрязнённых горнодобывающими и металлургическими предприятиями территориях [11] и фоновых участках лесотундры. Загрязнённые участки находились в районе верхнего течения (71°04'08,5" с. ш., 85°25'53,0" в. д.) и устья р. Агапа (71°26'30,7" с. ш., 89°10'36,8" в. д.), а также в районе бывшего посёлка (бывш. пос.) Ананьино (69°45'33,7" с. ш., 85°40'46,7" в. д.). Фоновые участки – в окрестностях пос. Новая (71°19'08,7" с. ш., 99°18'44,8" в. д.) и пос. Волочанка (70°35'00,6" с. ш., 94°19'23,2" в. д.).

Отбор биоматериала производился в период осенней охоты в октябре-ноябре с 2005 по 2019 гг. Добычу белых куропаток осуществляли петлями и ружейным способом местные охотники из числа коренных и малочисленных народов Севера (КМНС) по соответствующим разрешениям. Добытые птицы (n=185; из них 95 самцов (♂), 90 самок (♀)) метились заранее изготовленной биркой, надетой на шею.

Измерения слепых кишок проводили после препарирования свежих тушек. Слепые

кишки вместе с кишечником выкладывали на белый лист бумаги и выпрямляли, не растягивая. Измерения проводили с помощью чертёжного кронциркуля (измеряли участками баллон и шейку слепой кишки, затем результаты замеров суммировали). Проверочные измерения проводили с помощью курвиметра.

Тушки замораживали в леднике при температуре –18 °С и помещали в отдельные новые пакеты из пищевого пластика. Затем их перевозили авиатранспортом в г. Дудинка, где в сертифицированной ветеринарной лаборатории одним из авторов производилась дальнейшая обработка материала. Тушки размораживали, вскрывали, отбирали пробы для микроэлементного анализа, который проводили в химической лаборатории Референтного центра Управления Федеральной службы Россельхознадзора по Красноярскому краю (г. Красноярск) на атомно-абсорбционных спектрофотометрах Sollax (TJA Solution, США) и Varian (Agilent Technologies, США). У добытых особей определяли концентрацию микроэлементов (Fe, Cu, Pb, Cd) в грудной мускулатуре (n=144). Концентрацию элементов определяли в пересчёте на натуральную влажность (н. в.).

Статистическая обработка полученных данных проводилась общепринятыми методами на персональном компьютере IBM с использованием программного обеспечения MS Excel (Office 2019) и Statgraphics (19-X64) [12]. Для описания выборок определяли среднее значение (M), стандартное отклонение (SD), медиану (Med), 25% и 75% процентиля. Поскольку были основания предполагать, что в ряде случаев распределение полученных нами значений отличалось от нормального, наряду с параметрическими активно использовались и непараметрические методы анализа [13]. Для проверки достоверности различий между двумя выборками использовались критерии Стьюдента (t), Фишера, метод множественного сравнения Ньюмена-Кейсла, а также непараметрические критерии Манна-Уитни и Данна. Для сравнения нескольких независимых выборок по одному признаку применялся однофакторный дисперсионный анализ (ANOVA-test) и непараметрический дисперсионный анализ с использованием критерия Краскала-Уоллиса. Для выяснения взаимосвязи между несколькими выборками рассчитывались коэффициенты ранговой корреляции Спирмена, а также использовался регрессионный анализ. Нулевую гипотезу отклоняли на уровне значимости менее 0,05.

Результаты и обсуждение

Сведения о длине слепых отделов кишечника взрослых белых куропаток на фоновых и загрязнённых территориях севера Красноярского края представлены в таблице 1. Половых различий длины слепого отдела кишечника у взрослых птиц выявлено не было.

Однако на каждом из участков импактных территорий, за исключением участка у бывш. пос. Ананьино, длина слепых кишок куропатки оказалась достоверно выше, чем на фоновых участках. При этом общая длина слепого отдела кишечника составила на всех фоновых территориях $98,60 \pm 0,20$ см у самцов ($n=45$) и $98,60 \pm 0,17$ см у самок ($n=43$). На загрязнённых участках аналогичные показатели составили соответственно $102,60 \pm 0,27$ см у самцов ($n=50$) и $102,20 \pm 0,31$ см у самок ($n=47$) (рис. 1). На территориях исследования, загрязнённых тяжёлыми металлами, общая длина слепого

отдела кишечника была достоверно больше и у самцов ($t=11,4; p<0,01$), и у самок ($t=9,8; p<0,01$), по сравнению с фоновыми участками.

Корреляционный анализ показал положительную связь длины левых и правых слепых отростков у самцов и у самок на загрязнённых территориях (Верхняя Агапа: ♂ $r=0,85, p<0,01$; ♀ $r=0,78, p<0,01$) и на фоновых участках (пойма р. Новая: ♂ $r=0,66, p<0,01$; ♀ $r=0,67, p<0,01$; пос. Волочанка: ♂ $r=0,61, p<0,01$; ♀ $r=0,77, p<0,01$). При сравнении размеров слепого кишечника птиц фоновых и загрязнённых участков выявлена отрицательная зависимость в парах пойма р. Верхняя Агапа – пос. Волочанка (♀ $r=-0,52, p<0,01$) и бывш. пос. Ананьино – пос. Волочанка (♀ $r=-0,81, p<0,01$).

Посредством однофакторного дисперсионного анализа (ANOVA-test) выявлено достоверное ($p=0,01$) влияние фактора территории

Таблица 1 / Table 1

Длина слепого отдела кишечника белых куропаток на территории Красноярского края, см
Willow ptarmigan caecum length, cm, in the Krasnoyarsk Region

Участки / Areas	n	Длина слепых кишок, см / Caecum length, cm			
		♂		♀	
		правые/ right min-max M±SD Med 25-75%	левые/ left min-max M±SD Med 25-75%	правые/ right min-max M±SD Med 25-75%	левые/ left min-max M±SD Med 25-75%
Участок поймы на р. Верхняя Агапа Verkhnyaya Agara 2005, 2009 гг.	♂ 30	49,00–52,50	49,50–52,50	48,50–52,50	48,50–52,00
	♀ 27	51,21±1,04 51,50 ^{A, B} 50,62–52,00	51,36±0,91 51,50 ^{A, B} 51,12–52,00	51,05±1,17 51,50 ^{A, B} 50,50–51,50	51,07±1,03 51,50 ^{A, B} 51,00–51,75
Участок поймы в устье р. Агапа / Agara 2019 г.	♂ 10	51,00–52,50	51,50–53,00	51,00–52,50	51,50–52,50
	♀ 10	51,80±0,48 51,75 ^{A, B} 51,50–52,00	52,25±0,42 52,25 ^{A, B} 52,00–52,50	52,05±0,49 52,0 ^{A, B} 52,00–52,50	51,90±0,45 51,75 ^{A, B} 51,50–52,37
Участок у бывш. пос. Ананьино / Ananino 2007 г.	♂ 10	48,50–51,50	49,00–51,50	48,00–51,00	48,50–51,50
	♀ 10	50,40±0,84 50,50 50,50–50,87	50,55±0,83 50,75 50,12–51,00	50,20±0,94 50,50 49,75–50,87	50,350±0,91 50,50 49,75–51,00
Участок поймы р. Новая у пос. Новая / Novaya 2007, 2014 гг.	♂ 23	47,50–50,00	47,50–50,50	48,50–50,50	48,50–50,50
	♀ 22	49,13±0,71 49,50 ^A 48,50–49,50	49,04±0,72 49,00 ^A 48,50–49,50	49,50±0,48 49,50 ^A 49,50–49,87	49,22±0,63 49,25 ^A 48,50–49,50
Участок у пос. Волочанка Volochanka 2006, 2016 гг.	♂ 22	48,50–50,50	48,50–50,50	48,50–50,50	48,00–50,50
	♀ 21	49,68±0,56 49,50 ^B 49,50–50,00	49,43±0,72 49,50 ^B 49,00–49,87	49,28±0,51 49,50 ^B 49,00–49,50	49,26±0,66 49,50 ^B 49,00–49,50

Примечание: A – различия достоверны между фоновым участком р. Новая и загрязнёнными территориями ($p<0,05$); B – различия достоверны между фоновым участком пос. Волочанка и загрязнёнными территориями ($p<0,05$).

Note: A – differences are significant between the background area of the Novaya River and the polluted areas ($p<0.05$); B – differences are significant between the background area of Volochanka and the polluted areas ($p<0.05$).

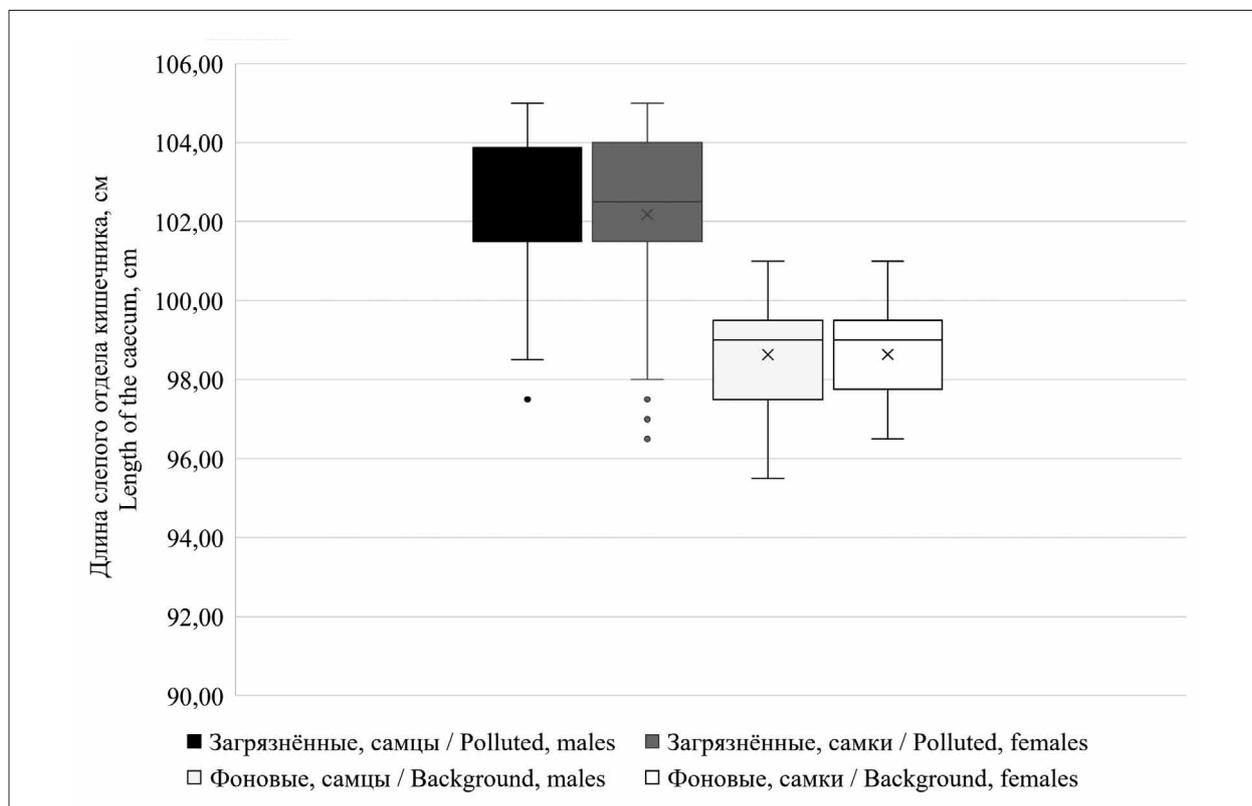


Рис. 1. Общая длина слепого отдела кишечника белых куропаток на фоновых и загрязнённых территориях Красноярского края

Fig. 1. Willow ptarmigan caecum total length in background and polluted areas of Krasnoyarsk Region

на длину слепого отдела кишечника у белой куропатки.

Содержание свинца, кадмия и железа в скелетной мускулатуре белых куропаток оказалось достоверно выше на импактных территориях по сравнению с фоновыми участками. Концентрации меди достоверно не различались (рис. 2). Подробный анализ микроэлементного состава органов и тканей этих птиц на севере Красноярского края был представлен нами ранее [14].

В научной литературе содержится ограниченное число сведений по морфологии слепого кишечника белой куропатки. На территории Красноярского края общая длина слепого отдела кишечника находилась в пределах видовой изменчивости (табл. 2).

Известно, что пищеварительный тракт птиц обладает высокой фенотипической гибкостью и реагирует на состав и пищевую ценность перевариваемых продуктов, что обеспечивает оптимальное усвоение питательных веществ и снижает метаболические затраты, связанные с неэффективной системой желудочно-кишечного тракта (ЖКТ) [22].

Полученные в нашем исследовании результаты не позволяют однозначно установить

причины различий длины слепого отдела кишечника у птиц фоновых и загрязнённых территорий. Можно предположить непосредственное влияние токсичных металлов на организм белых куропаток. Слепой кишечник, наряду с почками и печенью, участвует в выведении поллютантов из организма [4]. Удлинение слепых отростков может быть результатом непрерывного иммунного ответа особей, живущих в загрязнённой среде обитания, где распространён контакт с различными токсикантами [23]. При этом содержание тяжёлых металлов в организме белой куропатки на импактных территориях на севере Красноярского края соответствует аналогичным показателям тетеревиных птиц загрязнённых местообитаний других регионов и существенно выше фоновых значений [1, 4, 11, 14, 24–30]. Корреляционный анализ содержания микроэлементов в мышечной ткани и размеров слепого отдела кишечника не выявил статистически подтверждённой зависимости. Однако следует учитывать, что мышечная ткань не является накопителем кадмия или свинца, а отобрать пробы печени, почек или костной ткани нам, к сожалению, не удалось.

Загрязнение кормовых объектов свинцом, кадмием и другими токсичными металлами связывают с атмосферным переносом их соединений техногенного происхождения на значительные расстояния [31, 32]. Повышенное содержание кадмия в органах и тканях белой куропатки обусловлено высокой концентрацией его в кормовых растениях, главным образом в побегах и почках ивы (*Salix* sp.), служащей важнейшим зимним кормом этих птиц. Ива обладает способностью накапливать кадмий, и его содержание может быть в 10–100 раз выше, чем в других кормовых растениях куропаток [33–36].

Высокие уровни кадмия в крови птиц в первую очередь связаны с изменениями концентраций жирных кислот и соединений, считающихся растительными метаболитами. Воздействие кадмия ухудшает липидный обмен, что связано со снижением концентрации липидов и жирных кислот, изменением состава фосфолипидов в клеточных мембранах и несомненно сказывается на деятельности пищеварительной системы, особенно в зимний период [37–44].

Предполагается, что загрязнение кадмием и другими металлами оказывает наибольшее негативное воздействие на взрослых самок белой куропатки по сравнению с самцами и молодым [25, 45]. Однако в нашем случае половых различий в параметрах слепого отдела кишечника выявлено не было.

Различия в длине слепого кишечника были выявлены у крякв (*Anas platyrhynchos*), обитавших в городских условиях и дикой природе в Новой Зеландии. Достоверно большую длину слепых кишок у городских крякв авторы объясняли активизацией иммунитета, наличием специфических кормов и, возможно, техногенным загрязнением [46].

Опосредованное воздействие на морфометрические параметры кишечника может быть также связано с различием видового состава и соотношения кормовых объектов на фоновых и загрязнённых территориях. Предполагается, что размер слепого кишечника зависит от состава потребляемых кормов и связан с продолжительностью пребывания птиц под снегом, определяемой суровостью и длительностью зимы. В летний период длина

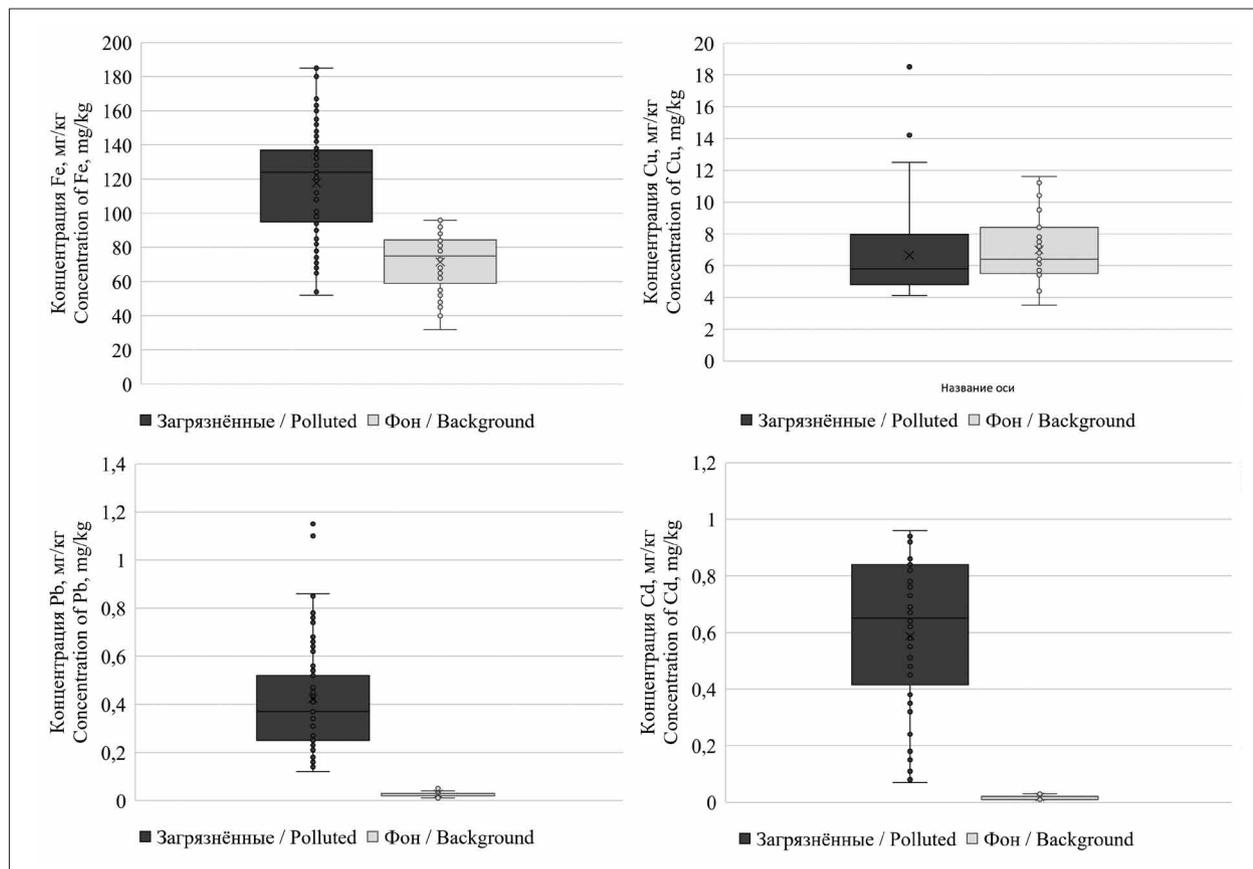


Рис. 2. Концентрация микроэлементов (мг/кг, н. в.) в скелетной мускулатуре белых куропаток на фоновых (n=45) и загрязнённых (n=99) территориях Красноярского края
 Fig. 2. Trace element concentration (mg/kg, w. w.) in the willow ptarmigan breast muscles in background (n=45) and polluted (n=99) areas of Krasnoyarsk Region

Таблица 2 / Table 2

Средняя длина слепого отдела кишечника белой куропатки разных регионов мира
Willow ptarmigan cecum average length in different regions of the world

Пол Sex	Возраст Age	n	Длина, мм Length, mm	Место Area	Источник Reference
♂	ad	95	1007	Красноярский край Krasnoyarsk region	наши данные our data
♀	ad	90	1005	Красноярский край Krasnoyarsk region	наши данные our data
♂	–	11	1290	Кольский полуостров Kola Peninsula	[15]
♀	ad	8	1320	Кольский полуостров Kola Peninsula	[15]
♀,♂	ad	12	1198	Колыма / Kolyma	[3]
♂	ad	62	1297	Северная Финляндия Northern Finland	[16]
♂	sad	81	1312	Северная Финляндия Northern Finland	[16]
♀	ad	46	1271	Северная Финляндия Northern Finland	[16]
♀	sad	93	1245	Северная Финляндия Northern Finland	[16]
♀,♂	ad	6	940	Аляска / Alaska	[17]
♀,♂	ad	–	940	усреднённый по данным публикаций averaged from publication data	[18]
♀,♂	–	69	1056	Аляска / Alaska	[19]
♂	ad	29	1440	Шотландия* / Scotland*	[19]
♀,♂	–	–	840	Англия* / England*	[20]
♂	ad	18	1355	Лапландия / Lapland	[21]
♀	ad	10	1236	Лапландия / Lapland	[21]

Примечание: ad – старше одного года, sad – до одного года, прочерк означает отсутствие данных, * – *Lagopus lagopus scotica*. / Note: ad – over one year old, sad – up to one year, a dash means no data, * – *Lagopus lagopus scotica*.

слепого отдела кишечника уменьшается [2]. Общая длина слепого отдела кишечника белой куропатки в Лапландии [21] и Норвегии [47] уменьшалась с апреля по май до минимального значения в июне-июле и снова увеличивалась до того же зимнего максимума. Эта тенденция не зависела от возраста или пола. По мнению авторов, длина слепого кишечника зависит в основном от доли в питании грубой пищи [21]. В экспериментах на граусе (*Lagopus lagopus scotica*) показано, что длина кишечника, и особенно его слепого отдела, может изменяться нелинейно, увеличиваясь с возрастанием доли клетчатки в рационе [48, 49]. В нашем случае сезон отбора проб и места обитания птиц на фоновых и загрязнённых участках были сходны, однако углублённый анализ питания не производился.

Обнаружено, что слепая кишка у белых куропаток более чем на 30% длиннее зимой, чем летом [21]. Время, необходимое для адаптации слепой кишки, не определено. По разным данным [10], слепой кишке ку-

рообразных требуется от двух до трёх месяцев, чтобы адаптироваться к новой диете, однако у цыплят-бройлеров такие изменения могли происходить всего через две-три недели после изменения рациона.

Популяция симбионтной микрофлоры может играть значительную роль в поддержании здоровья птиц [50]. Слепой кишечник птиц, как многоцелевой орган, имеет наибольшее бактериальное биоразнообразие и обилие микрофлоры по сравнению с другими отделами ЖКТ и связан с жизненно важными функциями в поддержании физиологического и поведенческого гомеостаза. Экспериментальные данные показывают, что модуляция микробиоты кишечника может влиять не только на физиологический гомеостаз хозяина, но и на его поведенческие характеристики [51]. Показана весьма значимая корреляция между микробным составом слепой кишки и эффективностью энергетического обмена у отдельных птиц [52].

При этом состав и обилие симбионтной микрофлоры в значительной степени свя-

заны с условиями среды. Видовой состав, количество и распределение кишечных микроорганизмов у содержащихся в неволе белых куропаток были сходны с таковыми показателями у домашних кур и существенно отличались от аналогичных параметров диких куропаток [53]. Дикие и содержащиеся в зоопарке тундряные куропатки (*Lagopus muta*) в Японии также имели существенные различия в составе микрофлоры, в то время как у диких птиц из нескольких местообитаний разница была не столь велика [54]. Обилие бактерий и метаногенных архей было выше у диких тундряных куропаток по сравнению с птицами, содержащимися в неволе, в то время как не было выявлено фенотипических различий в микробиоте слепого кишечника диких куропаток в материковой части Норвегии и на Шпицбергене, что также связывают с различиями в питании [55].

Тяжёлые металлы могут оказывать существенное воздействие на состав микробиоты кишечника тракта, который варьирует в зависимости от типа токсиканта, дозы и продолжительности воздействия [56–62]. Влияние токсичных металлов на симбионтную микрофлору домашних кур было тщательно изучено [63, 64], однако мало что известно о влиянии тяжёлых металлов из окружающей среды на микробиоту кишечника диких птиц и их общее состояние здоровья. Снижение разнообразия микробиоты под воздействием свинца, кадмия, меди и цинка тесно связано с повышенным риском поражения патогенами и уменьшением способности к перевариванию и усвоению питательных веществ, что может представлять существенную угрозу для здоровья птиц [62, 65].

В экспериментах на мускусных утках (*Cairina moschata*) показано негативное влияние загрязнения свинцом кормовых объектов на состав микрофлоры кишечника. Анализ микробиоты показал корреляцию между концентрацией свинца в крови и обилием Lachnospiraceae и Ruminosoccaseae, что предполагает влияние этого элемента на липидный обмен веществ [66]. У красных куропаток (*Alectoris rufa*) воздействие свинца увеличивало количество неколиформных и уменьшало количество колиформных грамотрицательных кишечных бактерий [67].

Нельзя исключать, что влияние загрязнённых кормов на активность, состав и обилие кишечных микроорганизмов белой куропатки могло сопровождаться некоторым изменением линейных размеров слепого отдела кишечника.

Выводы

Получены новые данные по морфометрическим параметрам кишечного тракта белой куропатки на севере Красноярского края. Длина слепого отдела кишечника у птиц исследуемой территории была в пределах видовой изменчивости и достоверно выше на участках, подверженных загрязнению соединениями тяжёлых металлов. Посредством однофакторного дисперсионного анализа выявлено достоверное ($p=0,01$) влияние фактора загрязнённости территории на длину слепого отдела кишечника у белой куропатки.

Содержание свинца, кадмия и железа в скелетной мускулатуре белых куропаток оказалось достоверно выше на импактных полигонах по сравнению с фоновыми участками. Коэффициенты корреляции между концентрацией свинца, кадмия, железа и меди и длиной слепого отдела кишечника оказались не достоверны, что, вероятно, связано с тем, что мышечная ткань, в отличие от печени, почек и костей, не является концентратом микроэлементов.

Причинами различий параметров слепого кишечника на импактных и фоновых территориях могут быть как непосредственное влияние токсичных элементов на организм птиц, так и различие в качественных параметрах корма либо воздействие загрязнённых кормов на обилие и состав симбионтной микрофлоры. Необходимы дальнейшие исследования рассматриваемого вопроса.

Собранные сведения могут быть использованы для экологического мониторинга территорий исследований в ближайшей и отдалённой перспективе, тем более что уровень техногенной нагрузки на севере Красноярского края остаётся высоким [32].

В районах Крайнего Севера белые куропатки являются важным объектом любительской и промысловой охоты. Показано, что потребление в пищу загрязнённой продукции белых куропаток может оказывать негативное влияние на состояние здоровья инуитов и эскимосов на севере Канады [27, 68]. В промышленных районах севера Красноярского края мясо и внутренние органы белых куропаток, употребляемые населением в пищу в большом количестве, могут представлять опасность из-за загрязнения кадмием, свинцом и другими поллютантами, существенно превышающими допустимые концентрации для пищевой продукции.

Работа выполнена на базе ФГБУПБЗ «Центральносибирский» и ФГБНУ «Всероссийский

научно-исследовательский институт охотничьего хозяйства и звероводства имени профессора Б.М. Житкова» в рамках Государственного задания по Программе ФНИ государственных академий наук на 2021–2024 гг. (код темы FNWS-2022-0001).

References

1. Wren C.D., Nygård T., Steinnes E. Willow ptarmigan (*Lagopus lagopus*) as a biomonitor of environmental metal levels in Norway // Environ. Pollut. 1994. V. 85. No. 3. P. 291–295. doi: 10.1016/0269-7491(94)90050-7
2. Potapov R.L. Order Galliformes. Family Tetraonidae. Leningrad: Nauka, 1985. 638 p. (in Russian).
3. Andreev A.V. Bird adaptation to winter conditions in the Subarctic. Moskva: Nauka, 1980. 176 p. (in Russian).
4. Kochkarev P.V. The role of the ptarmigan (*Lagopus lagopus* Montin. 1776) caecum in the regulation process of microelement structure // Bulletin of KrasGAU. 2014. No.10. P. 122–126 (in Russian).
5. McBee R., West G.C. Cecal fermentation in the willow ptarmigan // The Condor. 1969. V. 71. No. 1. P. 54–58. doi: 10.2307/1366048
6. Newman J., Maurer M., Forbey J.S.; Brittas R., Johansson Ö., Nielsen Ó.K., Willerbrand T., Kohl K.D. Low activities of digestive enzymes in the guts of herbivorous grouse (Aves: Tetraoninae) // J. Ornithol. 2021. V. 162. No. 2. P. 477–485. doi: 10.1007/s10336-020-01835-z
7. Johnsen S. Remarks on the Svalbard ptarmigan (*Lagopus mutus hyperboreus* Sundev.) // Bergens Mus. Årbok. Naturviteskapelig Række. 1941. No. 8. P. 1–29.
8. Mortensen A., Tindall A.R. Caecal decomposition of uric acid in captive and free ranging willow ptarmigan (*Lagopus lagopus lagopus*) // Acta Physiol. Scand. 1981. V. 111. No.2. P. 129–133. doi: 10.1111/j.1748-1716.1981.tb06715.x
9. Mortensen A., Tindall A.R. Utilisation of dietary amino acids by grouse (*Lagopus lagopus*) // Acta Physiol. Scand. 1978. V. 102. No. 1. 80A.
10. Svihus B., Choct M., Classen H.L. Function and nutritional roles of the avian caeca: a review // World's Poult. Sci. J. 2013. V. 69. No. 2. P. 249–264. doi: 10.1017/S0043933913000287
11. Ermolov Yu.V., Lebedeva M.A., Bondar M.G., Kolpashchikov L.A., Cherevko A.S., Smolentsev N.B. Accumulation of chemical elements in the biogeochemical food chain of the northern Norilsk plateau // Geochemistry International. 2020. V. 65. No. 5. P. 499–510 (in Russian). doi: 10.31857/S0016752520040032
12. Ivanter E.V., Korosov A.V. Elementary biometrics. Petrozavodsk: PetrGU, 2005. 104 p. (in Russian).
13. Borovikov V. Statistica: the art of computer data analysis. For professionals. Sankt-Peterburg: Piter, 2001. 656 p. (in Russian).
14. Kochkarev P.V., Perevozchikova M.A., Sergeev A.A., Shiryaev V.V., Piminov V.N. Toxic and biogenic elements in the organs and tissues of the willow ptarmigan (*Lagopus lagopus* L., 1758) in the north of the Krasnoyarsk Region (review) // Theoretical and Applied Ecology. 2024. No. 3. P. 54–63 (in Russian). doi: 10.25750/1995-4301-2024-3-054-063
15. Semenov-Tyan-Shansky O.I. Ecology of grouse birds. Moskva, 1959. 319 p. (in Russian).
16. Pulliainen E. Small intestine and caeca lengths in the willow grouse (*Lagopus lagopus*) in Finnish Lapland // Ann. Zool. Fennici. 1976. V. 13. No. 4. P. 195–199.
17. Leopold A.S. Intestinal morphology of gallinaceous birds in relation to food habits // J. Wild. Manage. 1953. V. 17. No. 2. P. 197–203. doi: 10.2307/3796715
18. DeGolier T.F., Mahoney S.A., Duke G.E. Relationships of avian cecal lengths to food habits, taxonomic position, and intestinal lengths // The Condor. 1999. V. 101. No. 3. P. 622–634. doi: 10.2307/1370192
19. Moss R. Winter diets, gut lengths, and interspecific competition in Alaskan ptarmigan // The Auk. 1974. V. 91. No. 4. P. 737–746. doi: 10.2307/4084726
20. Wilson E.A. The food of the red grouse // The grouse in health and in disease / Ed. A.S. Leslie. London: Smith, Elder & Co, 1911. P. 79–112.
21. Pulliainen E., Tunkkari P. Seasonal changes in the gut length of the willow grouse (*Lagopus lagopus*) in Finnish Lapland // Ann. Zool. Fennici. 1983. V. 20. No. 1. P. 53–56.
22. Battley P.F., Piersma T. Adaptive interplay between feeding ecology and features of the digestive tract in birds // Physiological and Ecological Adaptations to Feeding in Vertebrates / Eds. J.M. Stark, T. Wang. Enfield, New Hampshire: Science Publishers, 2005. P. 201–228.
23. Clench M.H., Mathias J.R. The avian cecum: a review // Wilson Bull. 1995. V. 107. No. 1. P. 93–121.
24. Kålås J.A., Ringsby T.H., Lierhagen S. Metals and radiocesium in wild animals from the Sør-Varanger area, North Norway // NINA Oppdragsmelding. 1993. V. 212. 26 p.
25. Pedersen H.C., Myklebust I. Age-dependent accumulation of cadmium and zinc in the liver and kidneys of Norwegian willow ptarmigan // Bull. Environ. Contam. Toxicol. 1993. V. 51. No. 3. P. 381–388. doi: 10.1007/BF00201756
26. Kålås J.A., Ringsby T.H., Lierhagen S. Metals and selenium in wild animals from Norwegian areas close to Russian nickel smelters // Environ. Monit. Assess. 1995. V. 36. No. 3. P. 251–270. doi: 10.1007/BF00547905
27. Rodrigue J., Champoux L., Leclair D., Duchesne J.F. Cadmium concentrations in tissues of willow ptarmigan (*Lagopus lagopus*) and rock ptarmigan (*Lagopus muta*) in Nunavik, Northern Québec // Environ. Pollut. 2007. V. 147. No. 3. P. 642–647. doi: 10.1016/j.envpol.2006.10.017
28. Pedersen H.C., Lorås A., Andersen R.A., Jenssen B.M. Behavioural effects of cadmium (Cd) in free-living willow ptarmigan (*Lagopus lagopus*) // Eur. J. Wildl. Res. 2010. V. 56. P. 141–150. doi: 10.1007/s10344-009-0295-y

29. Rodrigue J., McNicoll R., Leclair D., Duchesne J.F. Lead concentrations in ruffed grouse, rock ptarmigan, and willow ptarmigan in Québec // Arch. Environ. Contam. Toxicol. 2005. V. 49. No. 1. P. 97–104. doi: 10.1007/s00244-003-0265-4
30. Petrova E.M. Research of the content of heavy metals in the muscle tissue of (*Tetraoninae Vigors*, 1825) in different ecological zones of the Republic of Sakha (Yakutia) // Vestnik IrGSHA. 2020. No. 101. P. 82–87 (in Russian). doi: 10.51215/1999-3765-2020-101-82-87
31. Gbangou T., Colette A. Long-term trends of air pollutants at European and national level 2005–2021. ETC HE Report 2023/8 [Internet resource] <https://www.eionet.europa.eu/etcs/etc-he/products/etc-he-products/etc-he-reports/etc-he-report-2023-8-long-term-trends-of-air-pollutants-at-european-and-national-level-2005-2021> (Accessed: 16.12.2024).
32. On the state and protection of the environment in Krasnoyarsk Krai in 2023: State report. Krasnoyarsk, 2024. 386 p. (in Russian) [Internet resource] http://www.mpr.krskstate.ru/dat/bin/art_attach/28086_2024.06.28.pdf (Accessed: 16.12.2024).
33. Myklebust I., Nybø S., Kålås J.A., Pedersen H.C. Cadmium accumulation in willow ptarmigan (*Lagopus L. lagopus*) and rock ptarmigan (*L. mutus*) in Central Norway // Sci. Total Environ. 1993. V. 134. Suppl. 1. P. 135–139. doi: 10.1016/S0048-9697(05)80012-9
34. Myklebust I., Pedersen H.C. Accumulation and distribution of cadmium in willow ptarmigan // Ecotoxicol. 1999. V. 8. P. 457–465. doi: 10.1023/A:1008912003597
35. Larison J.R., Likens G.E., Fitzpatrick J.W., Crock J.G. Cadmium toxicity among wildlife in the Colorado Rocky Mountains // Nature. 2000. V. 406. No. 6792. P. 181–183. doi: 10.1038/35018068
36. Pedersen H.C., Fossøy F., Kålås J.A., Lierhagen S. Accumulation of heavy metals in circumpolar willow ptarmigan (*Lagopus l. lagopus*) populations // Sci. Total Environ. 2006. V. 371. No. 1–3. P. 176–189. doi: 10.1016/j.scitotenv.2006.09.005
37. Butler P.J. The physiological basis of bird flight // Philos. Trans. R. Soc. Lond. B. Biol. Sci. 2016. V. 371. No. 1704. Article No. 20150384. doi: 10.1098/rstb.2015.0384
38. Sunshine H., Iruela-Arispe M.L. Membrane lipids and cell signaling // Curr. Opin. Lipidol. 2017. V. 28. No. 5. P. 408–413. doi: 10.1097/MOL.0000000000000443
39. Olszowski T., Gutowska I., Baranowska-Bosiacka I., Lukomska A., Drozd A., Chlubek D. Cadmium alters the concentration of fatty acids in THP-1 macrophages // Biol. Trace Elem. Res. 2018. V. 182. No. 1. P. 29–36. doi: 10.1007/s12011-017-1071-6
40. Liao K., Ran Z., Meng R., Xu J., Cao J., Xu X., Wang Y., Xu S., Yan X. Long-chain polyunsaturated fatty acid biosynthesis and its response to cadmium exposure in silver pomfret // Aquat. Toxicol. 2019. V. 206. P. 61–71. doi: 10.1016/j.aquatox.2018.11.002
41. Zoidis E., Papadomichelakis G., Pappas A.C., Theodorou G., Fegeros K. Effects of selenium and cadmium on breast muscle fatty-acid composition and gene expression of liver antioxidant proteins in broilers // Antioxidants. 2019. V. 8. No. 5. Article No. 147. doi: 10.3390/antiox8050147
42. Chwastek G., Surma M.A., Rizk S., Gresser D., Lavrynenko O., Rucińska M., Jambor H., Sáenz J. Principles of membrane adaptation revealed through environmentally induced bacterial lipidome remodeling // Cell Rep. 2020. V. 32. No. 12. Article No. 108165. doi: 10.1016/j.celrep.2020.108165
43. Jensen K.J., Isaksson C., Eikenaar C., Andersson M.N. Migrant blackbirds, *Turdus merula*, have higher plasma levels of polyunsaturated fatty acids compared to residents, but not enhanced fatty acid unsaturation index // Ecol. Evol. 2020. V. 10. No. 18. P. 10196–10206. doi: 10.1002/ece3.6681
44. Jensen M., Poulsen R., Langebæk R., Jenssen B.M., Moe J., Ciesielski T.M., Dietz R., Sonne C., Madsen J., Hansen M. The metabolome of pink-footed goose: Heavy metals and lipid metabolism // Environ. Res. 2023. V. 231. Pt. 1. Article No. 116043. doi: 10.1016/j.envres.2023.116043
45. Hoffman R.W. White-tailed Ptarmigan (*Lagopus leucura*): a technical conservation assessment. USDA Forest Service, 2006. 72 p. [Internet resource] <https://sccp.ca/sites/default/files/species-habitat/documents/white-tailedptarmigan%20conservation%20assessment%20usfws%202006.pdf> (Accessed: 18.09.2024).
46. Jarman T.E., Gartrell B.D., Battley P.F. Differences in body composition between urban and rural Mallards, *Anas platyrhynchos* // J. Urban Ecol. 2020. V. 6. No. 1. Article No. juaa011. doi: 10.1093/jue/juaa011
47. Hanssen I. Micromorphological studies on the small intestine and caeca in wild and captive willow grouse (*Lagopus lagopus lagopus*) // Acta Vet. Scand. 1979. V. 20. No. 3. P. 351–364. doi: 10.1186/BF03546597
48. Moss R. Effects of captivity on gut lengths in red grouse // J. Wildl. Manage. 1972. V. 36. P. 99–104. doi: 10.2307/3799192
49. Moss R. Gut size and the digestion of fibrous diets by tetraonid birds // J. Exp. Zool. Suppl. 1989. No. 3. P. 61–65. doi: 10.1002/jez.1402520510
50. Dunkley K.D., Callaway T.R., Chalova V.I., McReynolds J.L., Hume M.E., Dunkley C.S., Kubena L.F., Nisbet D.J., Ricke S.C. Foodborne *Salmonella* ecology in the avian gastrointestinal tract // Anaerobe. 2009. V. 15. No. 1–2. P. 26–35. doi: 10.1016/j.anaerobe.2008.05
51. Fu Y., Hu J., Erasmus M.A., Zhang H., Johnson T.A., Cheng H. Cecal microbiota transplantation: unique influence of cecal microbiota from divergently selected inbred donor lines on cecal microbial profile, serotonergic activity, and aggressive behavior of recipient chickens // J. Anim. Sci. Biotechnol. 2023. V. 14. No. 1. Article No. 66. doi: 10.1186/s40104-023-00866-9
52. Bedford M.R., Apajalahti J.H. The role of feed enzymes in maintaining poultry intestinal health //

- J. Sci. Food Agric. 2022. V. 102. No. 5. P. 1759–1770. doi: 10.1002/jsfa.11670
53. Hanssen I. A comparison of the microbiological conditions in the small intestine and caeca of wild and captive willow grouse (*Lagopus lagopus lagopus*) // Acta Vet. Scand. 1979. V. 20. No. 3. P. 365–371. doi: 10.1186/BF03546598
54. Ueda A., Kobayashi A., Tsuchida S., Yamada T., Murata K., Nakamura H., Ushida K. Cecal microbiome analyses on wild Japanese rock ptarmigans (*Lagopus muta japonica*) reveals high level of coexistence of lactic acid bacteria and lactate-utilizing bacteria // Microorganisms. 2018. V. 6. No. 3. Article No. 77. doi: 10.3390/microorganisms6030077
55. Salgado-Flores A., Tveit A.T., Wright A-D., Pope P.B., Sundset M.A. Characterization of the cecum microbiome from wild and captive rock ptarmigans indigenous to Arctic Norway // PLoS One. 2019. V. 14. No. 3. Article No. e0213503. doi: 10.1371/journal.pone.0213503
56. Gao B., Chi L., Mahbub R., Bian X., Tu P., Ru H., Lu K. Multi-omics reveals that lead exposure disturbs gut microbiome development, key metabolites, and metabolic pathways // Chem. Res. Toxicol. 2017. V. 30. No. 4. P. 996–1005. doi: 10.1021/acs.chemrestox.6b00401
57. Xia J., Jin C., Pan Z., Sun L., Fu Z., Jin Y. Chronic exposure to low concentrations of lead induces metabolic disorder and dysbiosis of the gut microbiota in mice // Sci. Total Environ. 2018. V. 631–632. P. 439–448. doi: 10.1016/j.scitotenv.2018.03.053
58. Li X., Brejnrod A.D., Ernst M., Rykær M., Herschend J., Olsen N.M.C., Dorrestein P.C., Rensing C., Sørensen S.J. Heavy metals exposure causes changes in the metabolic health-associated gut microbiome and metabolites // Environ. Int. 2019. V. 126. P. 454–467. doi: 10.1016/j.envint.2019.02.048
59. Assefa S., Köhler G. Intestinal microbiome and metal toxicity // Curr. Opin. Toxicol. 2020. V. 19. P. 21–27. doi: 10.1016/j.cotox.2019.09.009
60. Duan H., Yu L., Tian F., Zhai Q., Fan L., Chen W. Gut microbiota: a target for heavy metals toxicity and a probiotic protective strategy // Sci. Total Environ. 2020. V. 742. Article No. 140429. doi: 10.1016/j.scitotenv.2020.140429
61. Arun K.B., Madhavan A., Sindhu R., Emmanuel S., Binod P., Pugazhendhi A., Sirohi R., Reshmy R., Awasthi M.K., Gnansounou E., Pandey A. Probiotics and gut microbiome – Prospects and challenges in remediating heavy metals toxicity // J. Hazard. Mater. 2021. V. 420. Article No. 126676. doi: 10.1016/j.jhazmat.2021.126676
62. Zhang S., Shen Y., Wang S., Lin Z., Su R., Jin F., Zhang Y. Responses of the gut microbiota to environmental heavy metal pollution in tree sparrow (*Passer montanus*) nestlings // Ecotoxicol Environ Saf. 2023. V. 264. Article No. 115480. doi: 10.1016/j.ecoenv.2023.115480
63. Zhou C., Xu P., Huang C., Liu G., Chen S., Hu G., Li G., Liu P., Guo X. Effects of subchronic exposure of mercuric chloride on intestinal histology and microbiota in the cecum of chicken // Ecotoxicol. Environ. Saf. 2020. V. 188. Article No. 109920. doi: 10.1016/j.ecoenv.2019.109920
64. Huang C., Shi Y., Zhou C., Guo L., Liu G., Zhuang Y., Li G., Hu G., Liu P., Guo X. Effects of subchronic copper poisoning on cecal histology and its microflora in chickens // Front. Microbiol. 2021. V. 12. Article No. 739577. doi: 10.3389/fmicb.2021.739577
65. Yu C., Xu N., Tao X., Liu G. Chronic lead poisoning-induced budgerigar liver damage, gut microbiota dysbiosis, and metabolic disorder // Ecotoxicol. Environ. Saf. 2024. V. 278. Article No. 116388. doi: 10.1016/j.ecoenv.2024.116388
66. Sato H., Ishii C., Nakayama S.M.M., Ichise T., Saito K., Watanabe Y., Ogasawara K., Torimoto R., Kobayashi A., Kimura T., Nakamura Y., Yamagishi J., Ikenaka Y., Ishizuka M. Behavior and toxic effects of Pb in a waterfowl model with oral exposure to Pb shots: Investigating Pb exposure in wild birds // Environ. Pollut. 2022. V. 308. Article No. 119580. doi: 10.1016/j.envpol.2022.119580
67. Vallverdú-Coll N., Ortiz-Santaliestra M.E., Mougeot F., Vidal D., Mateo R. Sublethal Pb exposure produces season-dependent effects on immune response, oxidative balance and investment in carotenoid-based coloration in red-legged partridges // Environ. Sci. Technol. 2015. V. 49. No. 6. P. 3839–3850. doi: 10.1021/es505148d
68. Bjørnsen M., Valerón N.R., Vásquez D.P., Velasco D., Hansen E., Hauptmann A.L. Microbiota in the ptarmigan intestine – an Inuit delicacy and its potential in popular cuisine // PLoS One. 2024. V. 19. No. 12. Article No. e0305317. doi: 10.1371/journal.pone.0305317