

Федеральное государственное бюджетное образовательное учреждение
высшего образования
Новосибирский государственный аграрный университет

На правах рукописи

ЯКОВЛЕВА НАТАЛЬЯ СЕРГЕЕВНА

**ИЗУЧЕНИЕ ВЛИЯНИЯ МИКРОБИАЛЬНОГО
ПРЕПАРАТА ВЕТОМА 20.76 НА ФИЗИОЛОГИЧЕСКОЕ
СОСТОЯНИЕ ГУСЕЙ**

06.02.03 – Ветеринарная фармакология с токсикологией

ДИССЕРТАЦИЯ

на соискание учёной степени
кандидата ветеринарных наук

Научный руководитель:
доктор ветеринарных наук, профессор
Ноздрин Григорий Антонович

Новосибирск 2022

Оглавление

ВВЕДЕНИЕ.....	4
1 ЛИТЕРАТУРНЫЙ ОБЗОР	10
1.1 История происхождения хищного гриба <i>Arthrobotrys oligospora</i>	10
1.2 Исследования нематофаговой активности грибов <i>Arthrobotrys oligospora</i>	13
1.3 Особенности иммунной системы	17
1.4 Особенности органов пищеварения гусей.....	21
1.5 Применение пробиотиков сельскохозяйственной птице.....	26
2 СОБСТВЕННЫЕ ИССЛЕДОВАНИЯ	36
2.1 Материалы и методы исследования	36
2.1.1 Схема научного исследования	36
2.1.2 Гематологические и биохимические исследования крови гусей.....	39
2.1.3 Методика статистической обработки	40
2.1.4 Гистологическое исследование печени и тонкого отдела кишечника гусей.....	41
2.1.5 Методика расчета экономической эффективности	42
2.2 Результаты собственных исследований.....	43
2.2.1 Интенсивность роста гусей	43
2.2.2 Гематологические показатели гусей	45
2.2.3. Биохимические показатели сыворотки крови.....	56
2.2.4 Показатели минерального обмена.....	66
2.3 Гистологическая структура печени гусей	68
2.4 Гистологическая структура тонкого отдела кишечника.....	74
2.5 Интенсивность роста гусей в условиях промышленного производства.....	79
2.5 Экономическая эффективность применения микробиального препарата в гусеводстве.....	81
3 ОБСУЖДЕНИЕ РЕЗУЛЬТАТОВ	84
ЗАКЛЮЧЕНИЕ	94

СПИСОК СОКРАЩЕНИЙ.....	96
СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ.....	97

ВВЕДЕНИЕ

Актуальность темы. Птицеводство это одна из наиболее интенсивных и динамично развивающихся отраслей агропромышленного производства (Я.С. Ройтер и др., 2004; М.Е. Abd El-Hack et al., 2020). Птицеводство является важнейшим источником пополнения ресурсов продовольствия, одна из наиболее эффективнейших отраслей сельского хозяйства, которая не имеет сезонности. В условиях интенсивного птицеводства большое значение приобретает контроль за физиологическим состоянием и развитием молодняка, прогнозирование продуктивности птицы (Н.В. Литусов и др., 2005; G.A.J. Redweik et al., 2020; M.U. Yaqoob et al., 2022).

Птицеводство ориентировано на эффективное использование прогрессивных технологий для получения конкурентоспособной продукции, однако множество факторов эндогенной и экзогенной природы оказывают негативное влияние на организм птицы, увеличивая затраты на производстве. В последнее десятилетия накоплено большое количество информации о потенциальной опасности остаточных количеств антибиотиков в мясе и яйцах (С.Ф. Суханова, 2014; 2016; M. Dec et. al., 2015; B. Agustono et al., 2022). Широкое и бесконтрольное использование антибиотиков вызывает нарушение равновесия микрофлоры кишечника, ослабление функций слизистой оболочки пищеварительного тракта и, как следствие, изменение условий среды естественного обитания нормальной микрофлоры, что приводит к развитию дисбактериоза и нарушению иммунобиологической реактивности организма хозяина, а это отрицательно сказывается на физиологических функциях пищеварительного аппарата и приводит к снижению продуктивности (Н.В. Данилевская, 2007; A. Grant et al., 2018).

Гусеводство было одним из основных направлений мясного птицеводства в царской России и СССР. Активное развитие бройлерного производства и макроэкономическая ситуация в стране привела к снижению производства мяса

водоплавающей птицы. Однако в последнее время вырос интерес у «производственников» к этой отрасли птицеводства (Л.Н. Карелина и др., 2014; А.Р. Исханова, 2016; Ч.Р. Юсупова и др., 2020; J.Yu et al., 2021).

За последние несколько лет был достигнут значительный прогресс в области исследований связи между микробиомом желудочно-кишечного тракта и продуктивностью птицы. Благодаря развитию технологии секвенирования микробиома было выявлено, что с введением пробиотиков и других кормовых добавок микробная популяция желудочно-кишечного тракта птицы может не только препятствовать колонизации патогенных микроорганизмов, но также оказывать воздействие на такие переменные, как иммунная система (А.Е. Abdel-Moneim et al., 2019; D.K. Dittoe et al., 2022).

Степень разработанности проблемы. В настоящее время пробиотики приобретают все большее значение в птицеводстве, из-за широкого спектра влияния на интенсивность роста, производство продукции, повышение иммунного статуса птицы (Т.Н. Каблучеева, 2000; Г.А. Ноздрин и др., 2006; А.И. Шевченко, 2010; Я.В. Новик, 2022; M. Alagawany et al., 2020).

Широкое распространение получают пробиотические препараты с большим перечнем групп микроорганизмов, обладающих необходимыми пробиотическими свойствами, такие как микроорганизмы родов *Bifidobacterium*, *Lactobacillus*, *Escherichia*, *Bacillus* sp., а в последнее десятилетие активизируется интерес к пробиотическим штаммам грибов из родов *Dudingtonia*, *Arthrobotrys* (Г.А. Ноздрин и др., 2003; 2011; 2012; 2016; 2017; А.Б. Иванова, 2014; G.A. Nozdrin et al, 2020).

Множество исследований за последнее десятилетие посвящены эффективности пробиотиков в качестве функциональных кормовых добавок для улучшения кишечного микробиома и продуктивности сельскохозяйственной птицы. Различные грибы, простейшие и бактерии были испытаны на наличие пробиотических свойств в рамках лабораторных и производственных опытов (R. Jha et al., 2020; R. El Jeni et al., 2021; H.C. Lin et

al., 2021). Такие препараты позитивно влияют на кишечный микробиом и кишечную абсорбцию, что в совокупности повышает показатели продуктивности птицы (M.U. Sohail et al., 2012). Вместе с тем в научной литературе чрезвычайно мало публикаций экспериментального применения нематофагов в целях повышения показателей интенсивности роста сельскохозяйственной птицы.

Таким образом, апробация нового микробиального препарата на основе хищных грибов в промышленном гусеводстве позволит выявить общие закономерности воздействия пробиотиков на физиолого-биохимический статус организма гусей и предложить производству новые наукоемкие ресурсосберегающие технологии промышленного выращивания гусей.

Цель работы – изучение физиологического состояния гусей красноозерской породы при применении микробиального препарата ветома 20.76.

Задачи исследования:

1. Выявить оптимальные дозы применения препарата ветом 20.76 гусятам;
2. Изучить динамику роста гусей в условиях эксперимента при применении микробиального препарата на основе хищного гриба *Arthrobotrys oligospora*;
3. Оценить влияние на гематологические и биохимические показатели крови гусят при применении препарата ветом 20.76;
4. Изучить структурные изменения в печени и тонком отделе кишечника гусей;
5. Изучить действие ветома 20.76 на интенсивность роста гусей в условиях производства;
6. Рассчитать экономическую эффективность применения микробиального препарата на основе хищного гриба *Arthrobotrys oligospora* в гусеводстве.

Научная новизна результатов работы. Изучено влияние нового микробиального препарата ветома 20.76 на основе хищного гриба *Arthrobotrys oligospora* на филологическое состояние, гематологические и биохимические показатели сыворотки крови, интенсивность роста гусей красноозерской породы. Определены оптимальные дозы применения микробиального препарата ветома 20.76, обеспечивающие высокий профилактический эффект и экономическую эффективность.

Объектом исследования были гуси красноозерской породы в возрасте от 30 до 90 суток.

Предметом исследования служил микробиальный препарат ветом 20.76 на основе хищного гриба *Arthrobotrys oligospora*.

Теоретическая значимость работы. Работа имеет фундаментальную направленность. Изучены закономерности физиологических процессов и фармакологических эффектов при применении препарата ветом 20.76 в гусеводстве. Результаты исследований могут быть включены в лекционные материалы по ветеринарной фармакологии в тему «Биологические активные вещества. Ростостимуляторы, иммуномодуляторы. Пробиотики и пребиотики».

Практическая значимость работы. Результаты проведенных нами исследований ветома 20.76 следует рекомендовать к использованию в гусеводстве для повышения ростостимулирующего эффекта, улучшения физиологического состояния, сохранности птицы, получения качественной и экологически безопасной продукции. Практическая значимость подтверждается полученными положительными данными проведенного нами исследования.

Соответствие диссертации паспорту научной специальности. Тема диссертационного исследования соответствует шифру специальности 06.02.03 – Ветеринарная фармакология с токсикологией. Область диссертационных исследований соответствует следующим пунктам паспорта научной специальности 06.02.03 – Ветеринарная фармакология с токсикологией: п.1 Механизм действия лекарственных веществ на организм животных, его

отдельные системы и функции (фармакодинамика); п. 6 Зависимость фармакологического действия лекарственных средств от их дозы, формы применения, метода введения с учетом видовых особенностей животных, их возраста, пола, физиологического состояния, условий содержания и кормления.

Методология и методы исследования. Методологической основой настоящей работы являлись научные публикации отечественных и зарубежных авторов по теме диссертационной работы в области фармакологии пробиотических препаратов для птицеводства и гусеводства. При выполнении научных исследований использовали физиологические, гематологические, биохимические, фармакологические, гистологические, экономические и статистические методы.

Основные положения, выносимые на защиты:

- влияние исследуемого препарата на физиологические, гематологические и биохимические показатели крови гусей;
- структурное состояние печени и тонкого отдела кишечника гусей при применении микробиального препарата ветома 20.76;
- закономерности изменения живой массы тела гусей при применении ветома 20.76 в эксперименте и производственных условиях;
- экономическая эффективность применения микробиального препарата ветома 20.76 в гусеводстве.

Степень достоверности и апробация результатов. Результаты исследований были представлены на следующих научных конференциях и конкурсах: 7-й Международной научно-практической конференции «Информационные технологии, системы и приборы в АПК» (Краснообск, 2018); 57-й Международной научной студенческой конференции (Новосибирск, 2019); конкурсе стипендии мэрии г. Новосибирска аспирантам, обучающимся в образовательных организациях высшего образования, расположенных на территории города Новосибирска (Новосибирск, 2019), ежегодной конференции среди аспирантов и молодых ученых факультета ветеринарной

медицины (Новосибирск, 2020); II этапе Всероссийского конкурса на лучшую научную работу среди студентов, аспирантов и молодых ученых аграрных вузов Министерства сельского хозяйства РФ (в номинации «Ветеринарные науки») (Новосибирск, 2020); III этапе Всероссийского конкурса на лучшую научную работу среди студентов, аспирантов и молодых ученых аграрных вузов Министерства сельского хозяйства РФ (в номинации «Ветеринарные науки») (Москва, 2020); УМНИК заявка № 77155 «Разработка оптимальных схем применения микробиальных препаратов для повышения физиологического статуса и экономической рентабельности в птицеводстве» (Новосибирск, 2021); Всероссийском конкурсе молодых технологических предпринимателей (Москва, 2021).

Всего по теме диссертации опубликовано 8 научных работ, в том числе 2 статьи в журналах, рекомендованных ВАК и 1 статья в журналах, индексируемых в базе данных Scopus.

Объём и структура работы. Диссертация состоит из введения, обзора литературы, материалов и методов исследований, результатов собственных исследований и их обсуждения, выводов, списка сокращений, списка литературы. Работа изложена на 112 страницах текста, содержит 25 таблицу, 24 рисунка. Список литературы включает 134 литературных источников, в том числе 62 англоязычных.

1 ЛИТЕРАТУРНЫЙ ОБЗОР

1.1 История происхождения хищного гриба *Arthrobotrys oligospora*

Arthrobotrys superba и *Arthrobotrys oligospora* считаются первыми описанными в литературе хищными грибами, которых долгое время считали обычными сапрофитными грибами. Наблюдая образование на мицелиях *Arthrobotrys oligospora* колец и сетей, М.С. Воронин (1869) описал их как вид несовершенных грибов, которые имеют хорошо развитый мицелий, гифы обладают способностью образовывать специальные, улавливающие нематод приспособления. В 1871 году у хищных грибов такие же кольца и сети наблюдал Сорокин Н.В. и описал, что, переплетаясь, соединяются в сложные сети. Немецкий ученый W. Zopf (1888) описал роль сетей хищного гриба в улавливании нематод.

Отечественные исследователи еще в 1930-х годах вели исследовательские работы по изучению хищных грибов, распространенных в Узбекистане, в Азербайджане, последующем, были определены и занесены в 20 определитель около 80 видов хищных грибов (Т.А. Лукьянченко, 2000).

Как мы знаем в разных природно-климатических зонах и условиях микроскопические грибы существуют в виде мицелия и спор, как в природе и при посевах на питательные среды развитие нематофаговых грибов происходит не только из спор, но и из фрагментов мицелия (A.S. Fernandes, 1998). По данным З.Э. Беккер (1988) о развитии мицелий и гифов, обладающих способностью образовывать специальные улавливающие аппараты разного типа, имеющие вид петель, колец или сложных сплетений покрытые липким веществом относятся к группе сесквитерпенов, типа политерпенового углеводорода. Имеются также данные о том, что нематоды сами приклеиваются к ловчим органам гриба, эти виды грибов отличаются своей способностью расщеплять и усваивать белки животного происхождения, а нематоды, в свою очередь стимулирует рост и образования улавливающих

приспособлений. Также отмечается, что грибы в качестве источника органического азота используют первичные аминокислоты, такие как аспаргин и глутамин (А.А. Шестеперов, 2010).

По данным N.F. Grey (1987), нематофаговые грибы – гифомицеты найдены практически во всех частях света и в разных климатических зонах. Вероятно, поэтому многими исследователями хищные грибы выделяются из всех образцов почвы, где только могут существовать нематоды.

Грибы из рода *Arthrobotrys* широко распространены и многочисленны, особенно в почве богатой органическим веществом, а увеличение в количественном отношении хищных грибов в почве, связывают с численностью коловраток и коллембол. Отмечено, что представители этого вида участвуют в процессе разложения органического вещества и занимают особое место среди микроскопических грибов по взаимоотношению со средой обитания и другими организмами, что можно использовать их в качестве антагонистов для биологического контроля нематод (О.Л. Куликова, 2009; В.Б. Удалова, 1971). Имеются также сведения, что для определенного вида хищных грибов в почве существует определенный порог популяционной плотности нематод, например, для рода *Arthrobotrys oligospora* это может составить 50 особей на 1 г. почвы, увеличение числа нематод в почве приводит к возрастанию хищнической активности гриба, значит, чем больше в почве нематод и их личинок, они становятся источником питания и способствуют к быстрому росту и хищничеству грибов (Y. Mitsui, 1976). По мнению В.Д. Мигуновой (2002, 2004) штамм гриба *Arthrobotrys oligospora* A18 выделенный из дерново-подзолистой почвы, проявляет нематофаговую активность при наличии нематод в почве (А. Ш. Мамилов, 2000).

В разных работах, также было отмечено развитие *Arthrobotrys oligospora* на питательных средах из конидий и мицелия имеются различные оптимумы. Например, формирования *Arthrobotrys oligospora* из конидий и развитых мицелий возможно и на более бедных и несбалансированных по питательности

средах, как голодный агар или среда, лимитированная по азоту, так в богатых по питательному содержанию средах, таких дрожжевой морфологический агар или углеродно-азотная среда, был отмечен одинаковый рост (А.Ш. Мамилов, 2000).

Хищничество грибов, является процесс, помогающий им преодолеть стресс в почве. Исследователи в лабораторных условиях при наличии личинок нематод увеличивается спорообразования, для прохождения полного цикла развития, ускорения роста, репродукционного потенциала хищных грибов наличия личинок нематод необходимо (А.Ш. Мамилов, 2000).

Защита животных и растений от болезней является неотъемлемой частью современного сельскохозяйственного производства. Известно свыше 3000 видов фитопаразитических нематод, поражающих практически все виды животных и культурных растений, они приводят к ежегодным потерям до 10 % продукции. Уже в 50-70-х гг. XX веке численность нематод, как правило, контролировали с помощью химических нематодицидов. В последующие годы в полной мере установлена токсичность используемых химических препаратов, как для животных, так и для людей определены недостатки в снижении эффективности и в возникновении резистентных видов гельминтов к этим препаратам. В развитых странах ряд химических препаратов были запрещены к применению, что способствовало ограничению ассортимента разрешенных нематодицидов. В результате возникла необходимость создания альтернативных нетоксичных средств и методов защиты животных и растений от нематодозов, что представляет большой интерес к применению нематофаговых грибов как орудия биологической борьбы с нематодами животных. В 60-х годах наши соотечественники В.Б. Удалова (1971) и Н.В. Мацкевич (1970) удалось получить активный штамм *Arthrobotrys oligospora*. Они 25 обозначили его ВГМГ – 2461D. А в 1982 году в Новосибирской области из почвы выделили другой штамм, обозначенный ВКМГ-3062, на основе этих штаммов были созданы препараты для борьбы с нематодами растений в теплицах, что было,

так как проведение химических обработок в теплицах не желательны (О.Л. Куликова, 2009).

Также упоминается, что хищные грибы *Duddingtonia flagrans*, развиваясь в почве, подвергаются уничтожающему действию ряда микроорганизмов, среди которых известны как *Trichoderma viridis*, *Penicillium sp.*, *Aspergillus terreus* и *Bacillus* (В.Б. Удалова, 1971). По данным Н.А. Мехтиевой (1969) указывается на то, что в чистой культуре антагонистами хищных грибов являются некоторые актиномицеты, в том числе споровые бактерии из группы *Bacillus*, а также грибы из родов *Penicillium* и *Aspergillus* (Т.А. Лукьяченко, 2000). По мнению Хо-Ван-Кыу (1968), также наиболее сильно выраженными антагонистическими свойствами в отношении хищных грибов обладают актиномицеты.

Таким образом, хищные грибы могут стать эффективной и экологически безопасной альтернативой современным дорогостоящим и высокотоксичным химическим антигельминтным препаратам, использование которых в большинстве случаев приводит к загрязнению окружающей среды, а также повышению устойчивости к ядам самих паразитов.

1.2 Исследования нематофаговой активности грибов *Arthrobotrys oligospora*

Нематодозависимые грибы являются идеальными агентами для борьбы с патогенными нематодами. *Arthrobotrys oligospora* является репрезентативным видом того же, производящим ловушки для хищничества нематод. Нематофаговые грибы, как хищник, могут дифференцироваться в специализированные структуры, называемые "ловушками", для захвата, уничтожения и потребления нематод в условиях отсутствия питательных веществ. С развитием во всем мире устойчивости к антигельминтным препаратам требуются новые альтернативные подходы для борьбы с желудочно-кишечными нематодами животных. *Arthrobotrys oligospora* обладает высокой активностью захвата нематод и промиссорией в борьбе с гельминтами

(L. Yang et al., 2021; F. Arroyo-Balán et al., 2021; M.-Ch. Zhu et al., 2022).

Нематодные грибы — это плотоядные грибы, которые охотятся на нематод через специализированные гифы, которые функционируют как ловушки. Молекулярные механизмы, участвующие во взаимодействиях между нематодными грибами и их добычей нематод, в значительной степени неизвестны. В этом исследовании проводятся прямые генетические скрининги для выявления потенциальных генов и путей, которые участвуют в морфогенезе ловушек и хищничестве в *Arthrobotrys oligospora*. Используя этилметансульфонат и УФ в качестве мутагенов, идентифицировали 15 мутантов с сильными дефектами морфогенеза ловушек. Секвенирование всего генома и биоинформационный анализ выявили мутации в генах, играющих роль в передаче сигналов, транскрипции, которые могут способствовать дефектам морфогенеза ловушек. Далее был проведен функциональный анализ гена-кандидата YBP-1 и продемонстрировано, что мутация этого гена была причиной фенотипов, наблюдаемых у одного из мутантов. Методы, установленные в этом исследовании, полезны для создания методов прямого генетического скрининга для других нематодных видов грибов (T.-Yu Huanget al., 2021).

Arthrobotrys oligospora — это репрезентативный гриб-ловушка для нематод, который может производить адгезивные сети для захвата нематод. Наши результаты впервые показали, что Rab GTPases участвуют в регуляции роста мицелия, конидиации, образовании ловушек, стрессоустойчивости и патогенности у нематод-ловушек гриба *A. oligospora* (X. Yang et al., 2018).

L. Liang et al. (2016) в своих исследованиях говорит о том, что питательные условия важны для формирования ловушек и перехода от сапрофитного к хищному образу жизни нематод. *Arthrobotrys oligospora* - типичный гриб-ловец нематод, который может захватывать и убивать нематод с помощью ловушек, образующихся в ответ на присутствие их добычи. Ранее было показано, что ограниченная питательными веществами среда важна для образования

ловушек, которые индуцируются несколькими низшими источниками азота, такими как нитрат натрия, в отсутствие белка клеточной стенки AoMad1 у *A. oligospora*. Чтобы охарактеризовать роль нитратов в формировании ловушки, нокаутировали четыре гена в пути ассимиляции нитратов и оценили возможное влияние нитрата, на формирование ловушки у мутантов и дикого типа. Результаты показали, что индукция ловушки нитратом использует особый путь, который отличается от индукции нематодами. Кроме того, нитрат способствовал образованию ловушки в присутствии нематод. Исследования показали, что на формирование ловушки, индуцирование нематодами или нитратами, влияет путь ассимиляции нитратов.

Корректировка метаболических процессов имеет фундаментальное значение для биологии грибов и играет жизненно важную роль в адаптации к различным экологическим вызовам. Грибы-ловушки нематод могут переключить свой образ жизни с сапрофитного на патогенный, разработав специфические ловушки, индуцируемые нематодами, чтобы заразить свою жертву в ответ на истощение питательных веществ в природе. Однако химическая идентичность специфических грибковых метаболитов, используемых во время переключения, остается плохо изученной. Bai-Le Wang, et al. (2018) предположили, что эти важные сигнальные молекулы могут быть летучими по своей природе. Для сравнительного анализа при сапрофитном и патогенном образе жизни модельного вида *Arthrobotrys oligospora* были выбраны две среды, обычно используемые в исследованиях этого вида, - кукурузный агар (CMA) и картофельный декстрозный агар (PDA). Гриб продуцировал небольшую группу летучих метаболитов фуранона и пирена, которые были связаны с переходом от сапрофитной к патогенной стадии. *A. Oligospora* грибы, выращенные на CMA, имели тенденцию производить больше ловушек и использовать привлекательные фураноны для улучшения использования ловушек, в то время как грибы, выращенные на PDA, развивали меньше ловушек и использовали токсичные для нематод метаболиты фуранона

для компенсации недостаточных ловушек. Исследование дает новое представление о комплексной тактике адаптации грибов к стрессу окружающей среды, интегрируя как морфологические, так и метаболические механизмы. Нематодные грибы представляют собой уникальную группу почвенно-живых грибов, которые могут переключаться с сапрофитного на патогенный образ жизни, как только они вступают в контакт с нематодами в ответ на истощение питательных веществ. *A. oligospora* развивает множественную и гибкую метаболическую тактику, соответствующую различным морфологическим ответам на нематоды. Исследование раскрывает важность летучей сигнализации в комплексной тактике, используемой нематодозависимыми грибами, интегрируя как морфологические, так и метаболомные механизмы.

В. Wang et al. (2021) в своем исследовании говорит о том, что нематофаговые грибы станут одной из наиболее перспективных стратегий в поиске альтернативных химических препаратов для биологического контроля паразитических нематод животных. В условиях *in vitro* проверили активность четырех антигельминтных препаратов, четырех химических фунгицидов и двух противогрибковых препаратов на прорастание спор нематофажных грибов: *Duddingtonia flagrans* (SF170), *Arthrobotrys oligospora* (447), *Arthrobotrys superba* (435) и *Arthrobotrys sp.* (PS011). Для оценки восприимчивости нематофажных грибов к тестируемым препаратам путем расчета эффективных средних концентраций (EC_{50}) каждого тестируемого препарата для ингибирования прорастания грибковых спор. Результаты показали, что 10 тестируемых препаратов, за исключением левамизола и PCNB, оказывали ингибирующее действие *in vitro* на нематофаговые грибы. Хламидоспоры *D. flagrans* имели самую высокую чувствительность к девяти тестируемым препаратам, за исключением кетоконазола.

Приобретение устойчивости эндопаразитов животных к антигельминтным препаратам способствует к поиску альтернативных методов борьбы с паразитами. J. N. Vieira et al. (2017) предлагают использование

химических веществ в лечении животных антигельминтными препаратами в сочетании с нематофаговыми грибами, используемыми для биологического контроля, которые доказали свою эффективность в снижении плотности популяции нематод у сельскохозяйственных животных. Целью исследования являлась проверка *in vitro* восприимчивости нематофагических грибов *Arthrobotrys oligospora*, *Duddingtonia flagrans* и *Paecilomyces lilacinus* к противопаразитарным препаратам альбендазол, тиабендазол, ивермектин, левамизол и клозантел с использованием минимальной ингибирующей концентрации (MIC). Результаты показали, что все противопаразитарные препараты оказывают ингибирующее действие *in vitro* на нематофаговые грибы, что может поставить под угрозу их действие в качестве агентов биологического контроля.

Таким образом, результаты современных методов исследования хищного гриба направлены на изучение его генетических особенностей и противопаразитарного действия в отношении нематод, как альтернативная замена антигельминтным препаратам.

1.3 Особенности иммунной системы

Иммунная система гусей представляет совокупность всех лимфоидных органов и скоплений лимфоидных клеток тела. При определении иммунологического состояния организма используют такие понятия, как иммунологическая реактивность и естественная резистентность (И.А. Болотников и др., 1987).

Общая резистентность характеризуется неспецифическими защитными факторами организма птиц, связанные с их видовыми, конституционными и индивидуальными особенностями.

К числу важнейших интегральных характеристик организма относится резистентность. Является показателем устойчивости организма птицы к

различным воздействиям, базируется на механизмах, которые сформировались в процессе эволюции, установлены естественным отбором и обуславливают адаптивную норму реакции того или иного индивида или вида в целом (И.И. Шмальгаузен, 1968).

Способность организма отвечать на воздействия внешней среды изменением определенных физиологических реакций, что обеспечивает его адаптацию к различным условиям обитания называется реактивностью. Жизнеспособность, устойчивость цыплят-гусят к болезням различной этиологии зависит от состояния иммунной реактивности, которая передается цыплятам через яйцо от матери (И.М. Карпуть, 1993).

К защитным факторам организма птиц относится гуморальный и клеточный иммунитет. Гуморальный и клеточный иммунный ответ - комплексный процесс, который развивается в результате взаимодействия различных типов клеток (В-, Т-лимфоцитов, макрофагов и др.) и сопровождающийся выработкой специфических антител (Г.А. Сафонов, 1992).

К факторам неспецифической защиты относят бета-лизин, комплемент, пропердин и интерферон. Лизису клеток способствует комплемент, интерферон обладает антивирусной активностью и также может выступать в качестве иммуномодулятора, так как обладает свойствами, присущими лимфокинам (В.В. Герасименко, 2005).

Бета-лизин, фактор неспецифической защиты организма, наименее изучен. При изучении антимикробной активности сыворотки крови было обнаружено присутствие в ней двух категорий антимикробных начал – термостабильной и термолабильной (В.И. Фисинин, 2013).

У птиц лимфоидные органы по степени, функциональной активности и значимости в развитии иммунного ответа, принято подразделять на: первичные (центральные) и вторичные (периферические) (G.J. Mizejewski, 1973).

К первичным (центральным) органам иммунитета относят эмбриональный желточный мешок, костный мозг, тимус, фабрициеву сумку

(бурсу). Желточный мешок является первичным и главным органом кроветворения эмбриона. Его формирование происходит в первые дни развития эмбриона, желточная масса которого служит энергетическим материалом. Перед вылуплением желточный мешок втягивается в брюшную полость, затем в течение нескольких дней происходит рассасывание желтка (Ю.В. Конопатов, Е.Е. Макеева, 2000).

Тимус у птиц состоит из 6-7 пар долей, которые расположены в 2 ряда: 1-й на шее, 2-й прилегает к трахее. У молодых птиц тимус наиболее развит. Появление зачатков тимуса происходит на 5-7-е сутки развития эмбриона, а уже на 10-е сутки в тимусе можно обнаружить лимфоциты, где и происходит их созревание (B.G. Bang et al, 1968).

Фабрициева сумка представляет собой лимфоэпителиальный орган, который является специфичным для птиц. Служит единственным источником разнообразных клонов В-клеток и снабжает ими весь организм птицы в течение первых месяцев жизни; кроме того, обладает свойством синтезировать антитела (С.Ф. Суханова, 2017).

На дорсальной поверхности прямой кишки у птиц располагается фабрициева сумка и с помощью протока связана с задней камерой клоаки. Лимфоэпителиальная ткань фабрициевой сумки представлена фолликулами, которые имеют мозговую и корковую зону. Источником предшественников лимфоидных клеток фабрициевой сумки является костный мозг. Под влиянием антигенной стимуляции заселение фабрициевой сумки лимфоцитами увеличивается, и их формирование В-лимфоциты не зависит от тимуса. Таким образом, за развитие гуморального иммунитета у птиц отвечает фабрициева сумка (Г.С. Азабуева, 2007).

Клеточный цикл В-клеток в фабрициевой сумке птиц составляет 8-10 ч. После чего В-клетки покидают фабрициеву сумку, и происходит миграция в периферических лимфоидных тканях организма до конца инкубации эмбриона и в первые недели и месяцы постэмбрионального развития птицы. В случае

активации антигеном В-лимфоциты превращаются в плазматические клетки, которые становятся продуцентами иммуноглобулинов, поступающих в кровь (Е.В. Зайцева, 2011).

К вторичным (периферическим) лимфоидным органам птицы относятся селезенка, лимфоидные узлы слепых отростков, гардерева железа, скопления лимфоидных элементов глотки, гортани, бронхов и кишечника и в виде небольших скоплений лимфоидных клеток в других органах и тканях (Ю.В. Конопатов, Е.Е. Макеева, 2000).

Состояние общей резистентности определяют неспецифические защитные факторы организма птиц, органически связанные с их видовыми, индивидуальными и конституциональными особенностями.

Органы иммунной системы у птиц начинают функционировать сразу, как только цыпленок вылупляется из яйца, хотя некоторые авторы установили максимальную иммунологическую активность у эмбрионов кур в первой трети срока их развития (Б.Ф. Бессарабов, 2009).

Лимфоидная ткань слепых кишок (кишечные «тонзиллы») видна невооруженным глазом и представляет собой незначительные утолщения, расположенных на расстоянии 0,5 см от места ветвления слепых кишок. Такое месторасположение лимфоидных образований позволяет активно реагировать на любой антигенный стимул (А. М. El-Hanoun et. al., 2017).

Особенностью иммунности системы птиц является то, что у них: нет четко выраженной сети лимфатических сосудов и лимфатических узлов, и поэтому на первых этапах развития эмбриона основную защитную функцию выполняют многие молодые эмбриональные клетки, обладающие фагоцитарной активностью (А.Г. Деблик, 2007).

Фагоцитарная активность лейкоцитов является важнейшим показателем иммунологического состояния организма, который указывает на его устойчивость к различным микроорганизмам.

Основными клетками крови, защищающими организм от инфекционно-

токсических воздействий, у птиц являются псевдоэозинофилы, они активно участвуют в процессах фагоцитоза и способны переваривать микробов внутри клетки благодаря наличию ряда ферментов типа протеиназ (А.К. Jain, 2013).

Иммунная система птиц представляет собой новый этап филогенетического развития с четкой дифференцировкой морфологического субстрата для созревания В-лимфоцитов. Различные участки иммунной системы связаны постоянно циркулирующими лимфоцитами, которые осуществляют иммунологический надзор и уничтожают генетически чужеродные элементы непосредственно или вырабатывая антитела (И.А. Болотников, 1993).

В иммунном ответе птиц принимают участие два вида лимфоцитов, которые различаются по происхождению, дифференцировке и по иммунологическим функциям.

Т-система у птиц, как и у млекопитающих, являясь эффектором клеточного иммунитета, хелпером и супрессором гуморального, одновременно поддерживает в равновесии весь иммунологический аппарат, участвует в адаптивно-компенсаторных процессах онтогенеза. Клеточный иммунитет обуславливает ряд физиологических реакций и патогенных состояний. Он играет важную роль в защите организма от инфекций и в случаях повреждения организма при различных аутоиммунных заболеваниях (И.Ю. Ездакова, 2007).

Таким образом, иммунная система птиц представляет собой отдельный этап филогенетического развития, главной особенностью которого является наличие четко дифференцированной морфологической структуры для созревания В-лимфоцитов.

1.4 Особенности органов пищеварения гусей

Пищеварительная система птиц имеет морфофизиологические особенности, которые связаны с адаптацией к полету. Основным рационом птицы

состоит из кормов растительного и животного происхождения. Гуси по способу питания относятся преимущественно к растительноядным. У них хорошо развиты органы пищеварения. Длина кишечника у гусей в 11 раз длиннее туловища. Мышечный желудок у гусей сокращается каждые 20-30 секунд (Л.Г. Горковенко, 2010).

Благодаря физиологическим особенностям пищеварения, в рационы гусей можно включать в большом количестве корма с высоким содержанием клетчатки: отруби, сено, силос, веточный корм и другие объемные корма. Корма с повышенным содержанием клетчатки, как правило, дешевые (Ч.Р. Галина, 2013).

Пищеварение в ротовой полости.

Одной из особенностей птиц является отсутствие зубов. Корм захватывается клювом, форма которого неодинакова. Мягкий клюв, по краям которого находятся пластинки ("зубы") для отцеживания корма, на клюве имеется ороговевший выступ (ноготок или коготок), служащий для обрывания травы. У гусей клюв растет на протяжении всей жизни, стачивается в процессе обработки пищи. Он у них длинный и плоский, на конце клюва загнутый отросток – ноготок (Г.П. Мелехин и др., 1977).

На кончике клюва у гусей расположены нервные окончания в форме рецепторов давления (тельца Мейснера). На языке располагаются ороговевшие сосочки, помогающие брать и удерживать корм. Формирование вкусового ощущения обеспечивается вкусовыми палочками (рецепторы) расположенными на языке. Заглатывание корма у гусей происходит при различном положении головы. Воду пьют, запрокидывая голову при проглатывании (Е.А. Орлова, 2006).

В ротовой полости (полости клюва) находятся многочисленные, но слабо развитые слюнные железы, которые выделяют не большое количество слюны. Слюнные железы по характеру секрета относятся к типу слизистых. Слюна в своем составе содержит много муцина, также имеются ферменты амилаза и

мальтоза, но их действие выражено слабо. В зобе проявляется действие амилалитических ферментов, это связано с тем, что корм в полости клюва находится кратковременно и не пережевывается. Из-за методических трудностей физиология слюноотделения разработана слабо (О.В. Вавина, 2008).

Пищеварение в зобе.

Слизистая зоба образована железистым эпителием, ферменты не вырабатываются. Зоб у гусей слегка расширен, является органом - депо корма, вместе с тем корм размягчается, набухает, перемешивается. Здесь происходит частичное переваривание питательных веществ, главным образом, за счет ферментов корма, ферментов слюны и микроорганизмов, поступающих вместе с кормом и заселяющих зоб. Лактобациллы, кишечная палочка, энтерококки, грибы, дрожжи, инфузории - основные обитатели содержимого зоба. Расщепление белков, жиров и особенно углеводов осуществляет микрофлора. В зобе переваривается 15-20 % углеводов. Довольно интенсивно сбрасываются углеводы с образованием ЛЖК и молочной кислоты. Между наполнением зоба и желудка имеется взаимосвязь. «Пустой» желудок посылает рефлекторные импульсы к зобу, при этом вызывая его сокращение и эвакуацию содержимого в желудок. "Полный" желудок тормозит моторику зоба. Иннервация зоба осуществляется блуждающим нервом (И.И. Кочиш, 2005).

Желудок. Желудок птиц состоит из двух отделов: железистый и мышечный. Железистый желудок имеет длину около 4,5 см, веретенообразную форму, широким концом обращен к мышечному желудку. Он по своему строению напоминает простой желудок млекопитающих, сильнее развит у хищных птиц. В слизистой насчитывается 30-40 пар крупных трубчатых желез, выводные протоки которых открываются на складках слизистой специальными сосочками.

Железистый желудок по объему очень маленький, корм здесь не задерживается, поэтому и переваривания практически не происходит. Он является лишь "поставщиком" желудочного сока (М.С. Селезнева, 2016).

Слизистая оболочка желудка представлена только одним видом секреторных клеток, объединяющих морфологические и функциональные признаки главных и обкладочных клеток. Предполагают, что апикальная часть клетки вырабатывает соляную кислоту, а базальная - пепсиноген. На количество желудочного сока влияет ряд факторов такие как: разного уровня пищевой возбудимости; вид корма, усиление происходит при даче овса, комбикорма; физиологическое состояние (секреция усиливается в период яйценоскости и снижается при линьке), а также от условий содержания, при этом даже кратковременное повышение температуры воздуха до 35 градусов резко угнетает сокоотделение. Неполюценное и однообразное кормление, недостаток в рационе минеральных веществ и витамином приводит к снижению секреции. Желудочная секреция имеет две фазы: сложнорефлекторная и нейрoхимическая (В.Ф. Вракин, 1984).

Основные процессы желудочного пищеварения происходят в мышечном желудке. Этот специализированный орган является схожим с пилорическим отделом желудка млекопитающих, но выполняющий особую функцию. Мышечный желудок имеет дискообразную форму с мощной гладкой мускулатурой. Периодические сокращения его наблюдаются, через каждые 20-30 секунд, в результате этого происходит перемешивание пищи. Давление в полости желудка достигает 265-285 мм. рт. столба. Слизистая оболочка ороговеает и называется кутикулой (кератиноидным покровом), которая состоит из углеводно-протеинового комплекса, подобного мукополисахариду. Кутикула выполняет механическую и защитную функции, предохраняя стенки желудка от действия пепсина и проникновения бактерий в кровь (А.Н. Акаевский, 2005).

Всасывание через кутикулу не происходит. Наиболее развита кутикула у птиц, получающих сухой и твердый корм. Для растирания и перемалывания корма в полости мышечного желудка присутствуют камешки, стекло, гравий и другие инородные тела – гастролиты. У гусей наиболее высокая интенсивность

желудочного пищеварения, у них переваривается 20-40% корма. Помимо собственного пищеварения в полости желудка также происходит гидролиз корма ферментами, которые забрасываются сюда из двенадцатиперстной кишки (Г.П. Мелехин, 1977).

Кишечное пищеварение. Основные особенности кишечного пищеварения у птиц:

- поджелудочная железа представлена мощным ферментативным аппаратом;
- обильное желчеотделение;
- кишечное пищеварение очень интенсивное;
- пища стремительно быстро проходит через кишечник.

Тонкого отдел кишечника у гусей состоит: двенадцатиперстная, тощая и подвздошные кишки. Двенадцатиперстная кишка образует длинную петлю. Её границы соответствуют границе поджелудочной железе, располагающейся в петле кишки. Тощая кишка подвешена на длинной брыжейке, располагается между воздухоносными мешками и образует спиральные завитки. Краниальная граница подвздошной кишки находится на уровне верхушек слепых кишок, а каудальной границей является место перехода слепых кишок в прямую (S.E. Jones, 2014).

Толстый отдел кишечника представлен двумя слепыми, прямой кишки и клоаки. Слепые кишки в виде двух отростков расположены в области перехода подвздошной кишки в прямую и анатомически делятся на 3 части: шейку, тело и верхушку. Шейка слепых кишок имеет узкий просвет и более толстую стенку, в отличие от тела, имеющего широкий просвет и тонкую стенку (M.J. Sergeant et. al, 2014). Краниальной границей прямой кишки является место ответвления слепых кишок, каудально она переходит в клоаку. Клоака представляет собой расширение каудального отдела толстого кишечника. Она делится двумя поперечными кольцами на передний (копродеум), средний (уродеум) и задний (проктодеум) отделы, где передний каловый синус, средний мочевого синус,

куда открываются мочеточники и семяпроводы или яйцевод (J.C. Rambaud, 2006).

В слепых отростках толстого кишечника происходит гидролиз клетчатки целлюлозолитической микрофлорой, однако возможности переваривания клетчатки ограничены (расщепляется 10-30% клетчатки). После оперативного удаления слепых кишок переваривание клетчатки падает до нуля. Заселение кишечника микрофлорой происходит после первого приема корма. Кроме целлюлозолитических бактерий в толстом кишечнике обитают стрептококки, лактобациллы, кишечная палочка и другие. Бактерии осуществляют гидролиз белков, жиров и углеводов, а также осуществляют синтез витаминов группы В.

Прямая кишка вместе с отверстием мочеточников и спермопроводами открывается в клоаку. Здесь формируется полужидкий кал, смешанный с мочой, на поверхности кала образуется белая пленка из кристаллов мочевины (О.В. Вавина, 2008).

Таким образом, пищеварительная система гусей имеет морфофизиологические особенности, связанные с адаптацией к полету.

1.5 Применение пробиотиков сельскохозяйственной птице

Данные множества исследований свидетельствуют о том, что кишечный микробиом способен влиять на физиологические параметры организма сельскохозяйственной птицы, участвуя в пищеварении, всасывании питательных веществ, формировании иммунного ответа слизистой оболочки, энергетическом гомеостазе, а также синтезе и преобразовании метаболитов. Эти процессы зависят от метаболического потенциала кишечной микробиоты, её количественных и качественных характеристик, которые во многом определяются рационом питания. Таким образом, обусловленные рационом изменения в микробиоте могут быть использованы для того, чтобы вносить изменения в физиологические характеристики птицы (М.Н. Kogut, 2022).

При исследовании интенсивности роста у 48 перепелов кросса Фараон при применении пробиотического препарата ветом 1 на основе живых спорообразующих бактерий штамма *Bacillus subtilis* DSM 32424. По принципу аналогов было сформировано 4 группы: 1 и 2 опытные группы были сформированы из перепелов, выведенных от первого (материнского) поколения, которые получали пробиотический препарат Ветом 1 в дозе 50 мг/кг живой массы. Перепела 3 опытной группы и контрольной групп имели происхождение от перепелов, не получавших препарат Ветом 1. В течение опыта перепелам первой и третьей опытных групп пробиотический препарат Ветом 1 в дозе 50 мг/кг живой массы давали с водой ежедневно, а перепелам второй опытной и контрольной групп препарат не давали. Повышение интенсивности роста перепела отмечали при применении препарата ветом 1 по предложенной схеме в дозе 50 мг/кг. Ветом 1 способствует увеличению показателя среднесуточного прироста живой массы перепёлок. Перепелки 1-ой и 3-ей опытных групп на протяжении всего периода исследования отличались наиболее высоким среднесуточным приростом живой массы. На 6-е сутки исследования показатель среднесуточного прироста перепелок 3-ей опытной группы был статистически значимым – выше относительно аналогов из контрольной на 40,7% (Е.Н. Барсукова и др., 2021).

По данным Г.А. Ноздрина и др. (2017), интенсивность прироста живой массы зависела от дозы, кратности и схем применения препарата. Максимальный прирост живой массы регистрировали в период введения и на 30-е сутки после отмены при назначении препарата в дозе 50 мг/кг массы 1 раз в сутки, 3 дня ежедневно, затем через сутки в течение 2 месяцев. При такой схеме введения среднесуточный привес живой массы у опытных групп был выше, чем у аналогов из контроля, на 60-е сутки на 73,4; на 90-е сутки на 59,54 и на 120-е сутки на 36,3 %.

В исследование Y. Wu et al. (2019) было направлено на изучение влияния штаммов *Lactobacillus plantarum* и *Paenibacillus polymyxa* на барьерную

функцию кишечника, антиоксидантный потенциал, апоптоз, иммунный ответ и показатели биохимического профиля бройлеров. В общей сложности 540 цыплят-бройлеров суточного возраста были случайным образом распределены на три группы по 180 птиц, а именно контрольную группу, где применяли лишь базовый рацион, а также две экспериментальные группы, в которых *L. plantarum* либо *P. polymyxa* в форме порошка, разбавленного крахмалом, добавляли к базовому рациону в дозе 10^8 КОЕ/кг корма в течение 21 дня. Окрашивание гематоксилин-эозином показало, что оба пробиотика способствовали сохранению целостной структуры слизистой оболочки подвздошной кишки и увеличению численности бокаловидных клеток в сравнении с интактной птицей. При этом в результате полимеразной цепной реакции в реальном времени было выявлено, что только у бройлеров, получавших *P. polymyxa*, наблюдали статистически значимо повышенные по сравнению с контрольной группой уровни экспрессии генов. Анализ антиоксидантной активности слизистой оболочки тощей кишки установил, что оба пробиотика значительно снижали уровень активности малондиальдегида ($P < 0,05$) по сравнению с контролем, однако значительное увеличение активности каталазы наблюдалось только у птиц, получавших *P. polymyxa* ($P < 0,01$). Авторы делают вывод о том, что *L. plantarum* и *P. polymyxa* способны оказывать позитивный эффект на барьерную функцию кишечника, антиокислительный потенциал, иммунный ответ, благотворно действовать на апоптоз и пролиферацию клеток слизистой оболочки кишечника бройлеров.

В исследовании, проведенном А.А. Khattab et al. (2021), 180 самцов белых пекинских уток 14-суточного возраста были случайным образом распределены на четыре экспериментальные группы по 45 птиц, в которых основной рацион состоял из неочищенного белка на 14 либо 18% и включал, либо не включал в себя пробиотик, представленный смесью бактерий *Lactobacillus acidophilus* ($5,4 \times 10^{12}$ /г вещества) и *Lactobacillus casei* ($5,25 \times 10^{12}$ /г вещества) в дозе 0,2 г/кг корма. По окончании экспериментального периода (42 дня) птица,

базовый рацион которой на 18% состоял из неочищенного белка с пробиотической смесью, статистически значимо превышала по показателю абсолютной живой массы аналогов из групп, где использовали рацион с 14% неочищенного белка с добавлением пробиотика и без него, на 15,3 ($P < 0,05$) и 5,4% ($P < 0,05$), соответственно, а также на 6,6 ($P < 0,05$) и 19,0% ($P < 0,05$) по показателю абсолютного прироста живой массы. Кроме того, у уток в группе с повышенным содержанием неочищенного белка в рационе (в сочетании с пробиотическим препаратом) убойный выход мяса был статистически значимо выше на 5,7% ($P < 0,05$) в сравнении с группой, где птице задавали корм с пониженным содержанием неочищенного белка и не применяли пробиотик. Согласно результатам исследования ферментативной активности тканей кишечного эпителия, у уток, получавших корм с 18% неочищенного белка, активность амилазы была статистически значимо ниже ($P < 0,05$), а активность липазы и протеазы статистически значимо выше ($P < 0,05$) относительно птицы, чей основной рацион состоял из неочищенного белка на 14%. При этом введение пробиотика в рацион статистически значимо ($P < 0,05$) повышало активность амилазы, липазы и протеазы, независимо от содержания неочищенного белка. Колориметрический и спектрофотометрический анализ ферментов в сыворотке крови исследуемых уток показал, что такие показатели, как интенсивность альтернативного пути активации комплемента, процент нитросинего тетразолия, а также лизосомальная и бактерицидная активность были статистически значимо выше ($P < 0,05$) в сыворотке крови уток, получавших корм с 18% неочищенного белка, чем у птицы, чей основной рацион был со сниженным содержанием неочищенного белка. Таким образом, комбинация *Lactobacillus acidophilus* и *Lactobacillus casei* оказывала благотворное влияние на показатели неспецифического иммунитета птицы.

Эффективность пробиотиков может оказаться редуцирована вследствие процессов хранения, транспортировки и желудочно-кишечного транзита, влекущих за собой сокращение популяции жизнеспособных микроорганизмов,

которые способны достигать нижних отделов пищеварительного тракта. В качестве средства для повышения устойчивости пробиотиков к неблагоприятным воздействиям внешней среды в 2000-х годах была внедрена технология микрокапсулирования пробиотиков, что теоретически позволяет увеличивать их способность колонизировать толстую кишку благодаря лабораторному встраиванию микроорганизмов в определенное вещество (биополимеры или липиды). Это позволяет осуществлять направленную доставку пробиотика и его контролируемое высвобождение (M. Yao et al., 2020).

I. Gyawali et al. (2022) экспериментально инкапсулировали *Lactobacillus paracasei* полиакрилатной смолой. В общей сложности 240 бройлеров суточного возраста были случайным образом разделены на: контрольную группу, в которой цыплята получали базовый рацион без каких-либо добавок; экспериментальную группу, в которой дополнительно к базовому рациону птица получала антибиотик виргиниамицин (15 млн^{-1}) и экспериментальную группу, где в рацион бройлеров вводили 500 млн^{-1} микрокапсулированного пробиотика *L. paracasei*. Продолжительность опытного периода составила 42 дня. По окончании экспериментального периода у бройлеров, которым применяли *L. paracasei*, средний показатель среднесуточного прироста живой массы был на 2,1% ниже относительно группы, где применяли антибиотик, но выше по сравнению с интактной птицей на 1,1%, при этом различия были статистически незначимы. Коэффициент конверсии корма у бройлеров в контрольной группе превышал показатель у аналогов, получавших виргиниамицин и микрокапсулы с *L. paracasei*, на 2,0 и 0,7%, соответственно. Высокоэффективная жидкостная хроматография показала, что концентрация аммиака в химусе подвздошной и слепой кишок была значительно ниже ($P < 0,05$) у бройлеров, рацион которых был дополнен *L. paracasei*, чем у интактной птицы, в то время как уровень пропионовой кислоты в содержимом слепой кишки этих бройлеров был значительно выше по сравнению с

контролем ($P < 0,05$).

Повышенный уровень образования аммиака в организме является токсичным для птиц и препятствует росту производительности ввиду элиминации белка (L. Gong et al., 2018).

Авторы сформулировали вывод о том, что введение микрокапсулированного пробиотика в рацион может оказывать благоприятное воздействие на организм сельскохозяйственной птицы и использоваться в качестве альтернативы антибиотикам.

Кроме того, в литературе отражены попытки оценить эффективность пробиотиков при различных путях их введения. В работе S.J. Luan et al. (2019) описано, как 320 бройлеров в возрасте 1-х суток были помещены в специальные камеры, будучи предварительно распределены случайным образом между: (а) экспериментальной группой, где камеры, в которых содержалась птица, опрыскивали раствором *Bacillus amyloliquefaciens* в концентрации 4×10^9 КОЕ/м² раз в сутки на протяжении 42-х дней; (b) контрольной группой, где камеры опрыскивали стерильной водой. Согласно результатам, на 42-е сутки исследования бройлеры в экспериментальной группе имели значительно более высокий среднесуточный прирост живой массы ($P < 0,01$), чем в контрольной группе, однако коэффициент конверсии корма не отличался между исследуемыми группами. У птицы экспериментальной группы относительная масса бursy Фабрициуса на 21-е сутки и селезёнки на 42-е сутки исследования значительно превышала аналогичный показатель в контрольной группе ($P < 0,05$). Концентрации IgG и IgM на 21-е сутки, а также IgA и IgM на 42-е сутки опытного периода в сыворотке крови бройлеров из экспериментальной группы были статистически значимо выше по сравнению с интактной птицей ($P < 0,05$). Содержание секреторного IgA в трахеальной лаважной жидкости у птицы в экспериментальной группе также значительно превышало аналогов из контроля ($P < 0,05$). Авторы заключают, что опрыскивание систем содержания бройлеров раствором *B. amyloliquefaciens*

может способствовать повышению показателей интенсивности роста и улучшению барьерной функции слизистой оболочки дыхательных путей птицы.

Ряд исследований посвящён также изучению эффективности средств, направленных на улучшение показателей яичной продуктивности сельскохозяйственной птицы. Технология *in ovo*, которая заключается в воздействии на характеристики физического здоровья птицы на этапе пренатального развития посредством инокуляции биологически активных веществ в развивающийся эмбрион, была предложена в качестве преодоления таких типовых проблем, как: перинатальный стресс, связанный с переходом от желточного кормления к экзогенному; длительное инкубационное окно (24 – 36 часов) и повышенная трудоёмкость инкубационных мероприятий (S. Oladokun and D.I. Adewole, 2020). К предполагаемым преимуществам *in ovo* введения пробиотиков в организм птицы причисляют: меньшие объёмы затрачиваемого активного вещества по сравнению с включением пробиотиков в состав кормов; ранняя колонизация кишечника полезными бактериями, до поступления в него патогенов; укрепление иммунной системы птенца ещё до выхода из яйцевой оболочки (A. Dunislawska et al., 2021; I. Thøfner et al., 2021).

В недавнем исследовании S. Oladokun et al. (2021), на 332 яиц, полученных от маточного стада бройлеров, на 18-й день инкубирования были случайным образом распределены на три группы: группа, в которой 200 мкл ферментированного экстракта *B. subtilis* были введены в амнион 66 яиц (в каждое яйцо было внесено 10×10^6 КОЕ *B. subtilis*/200 мкл физиологического раствора); группа, в которой 200 мкл физиологического раствора (0,9% NaCl) были инъектированы в водную оболочку 66 яиц; контрольная группа, где не производилось никаких инъекций в амниотический мешок (200 яиц). Из всех оцениваемых показателей эффективности инкубации, статистически значимые различия между исследуемыми группами по окончании опытного периода наблюдали только в проценте повреждённых яиц: в группе, где не применяли

инъекции, процент повреждённых яиц был выше на 98,75% по сравнению с группой, где в яйцо вводили физраствор ($P < 0,05$) и на 57,84% выше относительно группы, в которой пробиотик вводили *in ovo* ($P < 0,05$). Ни одно из экспериментальных воздействий не оказало какого-либо влияния на частоту возникновения некротического энтерита у цыплят. Независимо от пути введения, пробиотик *B. subtilis* не оказал статистически значимого влияния на показатели интенсивности роста бройлеров. Ширина подвздошной кишки цыплят из группы, где *B. subtilis* применяли *in ovo*, статистически значимо превышала аналогичный показатель у цыплят из группы, где в амнион вводили физиологический раствор, на 18% ($P = 0,05$), но не отличалась в статистически значимой степени от показателя в других исследуемых группах. Относительно контрольной группы, высота ворсинок тощей кишки была на 23% выше ($P = 0,000$) у бройлеров из группы, где пробиотик инъецировали в амниотический пузырь. Авторы исследования делают вывод, что, хотя применение пробиотика (независимо от пути введения) не повлияло на показатели интенсивности роста цыплят-бройлеров, введение *B. subtilis* в водную оболочку яйца оказало благотворное действие на морфологию кишечника птицы без ущерба для показателей вылупляемости и гомеостаза кишечника.

В исследовании Г.А. Ноздрина и др. (2019) приводятся исследования влияния апатогенных бацилл *B. subtilis* на яичную продуктивность японского перепела. Из перепелов в возрасте 1 месяц были сформированы 3 опытные и 1 контрольная группа по 10 голов в каждой. Птица опытных групп получала пробиотический препарат Ветом 1, содержащий не менее 106 КОЕ/г микроорганизма *Bacillus subtilis* штамма DSM 32424, в дозах 50, 75 и 100 мг/кг соответственно 1 раз в сутки в течение 35 суток. В контрольной группе данный препарат не применялся. За период с первой по пятую неделю эксперимента количество яйцекладущей птицы в контрольной и 1–3-й опытных группах повысилось на 33,33 ($P < 0,01$); 100,00 ($P < 0,01$); 50,00 ($P < 0,01$) и 25,00 % ($P < 0,01$)

соответственно по сравнению с данными за первую неделю опыта. Ветом 1 увеличивает процент яйценесущихся кур. У птицы контрольной и 1-й опытной группы, которой препарат применялся в дозе 50 мг/кг массы, наблюдалось два высоковариабельных периода массонакопления яиц, у 2-й опытной группы (75 мг/кг) – один, а у 3-й опытной группы такие периоды отсутствовали. Авторы делают вывод, что вариабельность массы яиц имеет строгий прямой дозозависимый характер.

А.А. Данилова и др. (2020) проводили исследование 72 на цыплятах-бройлерах. Цыплята были разделены на 2 группы: опытная и контрольная. Цыплята контрольной группы получали полнорационный комбикорм (ПК), а цыплята опытной группы помимо полнорационного комбикорма (ПК) получала АУКД 0,1 % + «Споротермин» 0,1 % по массе корма. При внесении в рацион АУКД 0,1 % + «Споротермин» 0,1 % живая масса птицы в возрасте 42 дней по завершению опытного периода дня достоверно возросла на 9,7 % ($P < 0,001$). В заключительном периоде опыта валовой прирост живой массы превысил контроль на 14,8 %. За весь опытный период валовой и среднесуточный приросты превысили контрольное значение на 9,9 %.

По данным научно-производственного опыта, проведенного В.Н. Никулиным и др. (2019) по применению в кормлении кур-несушек комбинации йодида калия и тетралактобактерина. Были сформированы две группы кур-несушек по 50 гол. Куры-несушки контрольной группы получали обычный рацион, а в рацион для птиц опытной группы входили йодистый калий и пробиотик тетралактобактерин. Птица получала препарат йода и пробиотик с кормом. Добавление тетралактобактерина и йодида калия в рацион способствовало повышению среднесуточного потребления корма на 2,7%. Усвоение протеина выросло на 3,05%, клетчатки – на 6,47%, БЭВ – на 4,21%, золы – на 9,9%. Усвоение жиров незначительно снизилось относительно контрольной группы. Продуктивность кур-несушек в опытной группе увеличилась на 2,1–2,6%, сохранность птицы возросла на 2,88%. Средняя масса

яйца увеличилась на 1,3%.

В исследовании Е.А. Миловановой и В.Н. Никулина (2021) по влиянию лактобактерий и селенсодержащего препарата на макроэлементы сыворотки крови цыплят-бройлеров кросса Смена-7. по принципу аналогов методом случайной выборки были формированы группы по 50 цыплят суточного возраста, которые выращивались до 42 суток при клеточном содержании. При анализе обмена общего кальция, неорганического фосфора и магния у цыплятбройлеров кросса Смена-7 при включении в рацион тетралактобактерина и селенита натрия показал, что при лабораторном исследовании изучаемые параметры не выходили за пределы референсных величин. Вводимые добавки оказали положительное влияние на минеральный обмен, стимулируя обмен кальция, фосфора и магния, что указывает на благоприятную работу кишечника

Таким образом, результаты современных эмпирических исследований свидетельствуют о том, что различные штаммы пробиотических микроорганизмов и различные пути их введения способны оказывать благотворное действие на показатели интенсивности роста и иммунологической реактивности организма сельскохозяйственной птицы как в пренатальном периоде онтогенеза, так и на этапе выращивания.

2 СОБСТВЕННЫЕ ИССЛЕДОВАНИЯ

2.1 Материалы и методы исследования

2.1.1 Схема научного исследования

Исследования проводили на базе физиологического двора ООО Научно-производственная фирма «Исследовательский центр», р.п. Кольцово (г. Новосибирск, Россия), учебно-научной лаборатории кафедры фармакологии и общей патологии факультета ветеринарной медицины ФГБОУ ВО Новосибирский ГАУ.

По принципу пар аналогов из клинически здоровых гусят красноозерской породы в возрасте 1 месяц, прошедших предварительно карантин в течении 14 дней. Было сформировано 3 опытных и контрольная группы по 10 птиц в каждой (табл. 1).

Таблица 1 – Схема опыта

Группа	1-ая опытная группа	2-ая опытная группа	3-я опытная группа	Контрольная группа
Количество птиц в группе	n=10	n=10	n=10	n=10
Препарат	Ветом 20.76	Ветом 20.76	Ветом 20.76	-
Доза препарата	0,5 мкл/кг	1 мкл/кг	2 мкл/кг	-
Длительность применения, сут.	30			-
Частота применения	1 раз в сутки	1 раз в сутки	1 раз в сутки	-
Исследования	Определение абсолютной массы и среднесуточного прироста (до опыта, 15-е, 30-е и 60-е сутки)			
	Гематологические исследования (до опыта, 15-е, 30-е и 60-е сутки)			
	Биохимические исследования крови (до опыта, 15-е, 30-е и 60-е сутки)			
	Гистологическое исследование структуры печени и тонкого отдела кишечника (до опыта, 15-е, 30-е и 60-е сутки.)			

Условия содержания и кормления соответствовали зоогигиеническим нормам, определенным европейской конвенцией о защите позвоночных (1986).

Птица содержалась группами в клетках размером 3х4 м, в качестве подстилки использовали сено луговое. Освещение естественное. Кормление и поение было неограниченным. При кормлении использовали комбикорма «Дельта Фидс» для сельскохозяйственной птицы фирмы «БиоПро». Ежедневно гуси опытных групп дополнительно получали препарат ветом 20.76 с водой в специальных поилках.



Рисунок 1 – Критерии оценки исследуемого микробиального препарата ветома 20.76

Производственный опыт проводили на гусиной ферме ИП Трутнева О.Г. (Новосибирская область, Черепановский район) в летний сезон. Были

сформированы 3 опытных и контрольная группы (по 100 гусей каждая) из гусей красноозерской породы (табл.1).

Гусей опытных и контрольной групп содержали в одинаково стандартных условиях. Гусята до 21 суточного возраста содержались в одном боксе, в котором температура в первые недели была от +32 до +22 °С. В 21 дневном возрасте гусят поместили в отдельные помещения с площадками для выгула для 100 гусей, которые соответствовали зоогигиеническим нормам (температура, влажность, концентрация аммиака, динамика освещенности). Гусей кормили специальными комбикормами для выращивания сельскохозяйственной птицы. С 30-го дня жизни групповым способом при выпаивании птице опытных групп ежедневно добавляли микробиальный препарат ветом 20.76 (в соответствии с выбранными схемами) в течении 30 дней. Других фармакологических обработок не проводили, вакцин не применяли. До применения препаратов и на 15-е; 30-е и 60-е сутки научно-производственного опыта фиксировали массу тела гусей.

Микробиальный препарат ветом 20.76 представляет собой жидкость коричневого цвета, со специфическим запахом. Допускается наличие осадка светло-коричневого цвета. Ветом 20.76 содержит спорово-мицелиальную биомассу хищного гриба *Arthrobotrys oligospora* и наполнитель – питательную среду после культивирования указанного штамма. В 1 см³ препарата содержится 1×10^9 КОЕ живых микробных клеток штамма гриба *Arthrobotrys oligospora*.

Абсолютную массу определяли путем индивидуального взвешивания на электронных весах «Штрих-М1» до опыта, на 15-е, 30-е и 60-е сутки эксперимента. Среднесуточный прирост рассчитывали методом деления валового прироста на количество дней в периоде.

Убой гусей проводили в соответствии с ГОСТ Р 52837-2007 – «Птица сельскохозяйственная для убоя». Для этого отбирали по 3 птицы из каждой группы на каждом этапе исследования. По результатам убоя заполняли акты

вскрытия гусей.

2.1.2 Гематологические и биохимические исследования крови гусей

Забор крови проводили утром до кормления птицы. Кровь гусей для гематологических и биохимических исследований забирали до начала эксперимента, на 15-е сутки, 30-е сутки и 60-е сутки эксперимента согласно методическим указаниям Б. Ф. Бессарабова (2008)

Морфологические исследования крови гусей изучали на автоматическом гематологическом анализаторе закрытого типа *Vet Auto Hematology Analyzer* ВС-2800. Кровь в соответствие с технико-эксплуатационными характеристиками используемого анализатора брали в пробирки с дикалийэтилендиаминтетрауксусной кислотой.

Измерение лейкоцитов, эритроцитов и тромбоцитов на анализаторе происходит напрямую импедансным методом, который основан на измерении электрического сопротивления, возникающего при прохождении частиц через апертуру с известными размерами. Помимо этого, анализатор также выполняет напрямую построение гистограмм распределения лейкоцитов, эритроцитов и тромбоцитов по размерам. Ввиду того, что анализатор сначала измеряет все клетки, принимая их по умолчанию за эритроциты, так как их в сотни-тысяч раз больше чем других клеток, а потом лизирует их и считает малые тромбоциты и большие лейкоциты, ядерные эритроциты он может воспринять за лейкоциты.

Поэтому для расчёта фактических значений лейкоцитов применялась поправка в соответствии с инструкцией по эксплуатации автоматического гематологического анализатора. Гемоглобин измеряется напрямую колориметрическим методом при длине волны 525 нм.

Изучение биохимических показателей сыворотки крови у гусей проводили на автоматическом биохимическом анализаторе открытого типа *iMagic-V7* (*Shenzhen iCubio Biomedical Technology Co., Ltd*). Кровь в

соответствие с технико-эксплуатационными характеристиками используемого анализатора бралась в пробирки с активатором свёртывания.

При исследовании оценивали следующие биохимические показатели: концентрацию общего белка, альбуминов, мочевины, аланинаминотрансферазы, аспартатаминотрансферазы, общего билирубина, креатинина, кальция, хлоридов и активность щелочной фосфатазы в сыворотки крови опытных гусей.

Концентрацию общего белка в сыворотке крови измеряли фотометрическим тестом в соответствии с биуретовым методом при образовании в щелочной среде с ионами меди окрашенных комплексов.

Фотометрическим тестом с образованием комплексов бромкрезоловым зелёным в кислой среде изучали концентрацию альбуминов в сыворотке крови.

Аланинаминотрансферазу в сыворотке крови измеряли оптимизированным ультрафиолетовым тестом без пиродоксальфосфата при катализе в присутствии α -кетоглутарата переаминирования L-аланина с образованием пирувата.

Аспартатаминотрансферазу в сыворотке крови изучали оптимизированным ультрафиолетовым тестом без пиродоксальфосфата при катализе в присутствии α -кетоглутарата переаминирования L-аспартата с образованием оксалоацетата.

Содержание общего билирубина в сыворотке крови подсчитывали фотометрическим тестом с 2,4-дихлоранилином в кислой среде с образованием азосоединения красного цвета.

Концентрацию креатинина в сыворотке крови изучали фотометрическим тестом Яффе в щелочной среде при взаимодействии с пикриновой кислотой и образованием окрашенного комплекса.

2.1.3 Методика статистической обработки

Описательная статистика непрерывных величин включала расчёт медианы (Me), её статистической ошибки (me), интерквартильного размаха (IQR) и коэффициента вариации (Cv , %). Достоверность отличий выборочных данных независимых измерений непрерывных величин проверяли по Q -критерию Данна. Достоверность отличий выборочных данных повторных измерений непрерывных величин проверяли q -критерием Ньюмена-Кейлса для множественных измерений.

Для визуализации полученных непрерывных данных использовалась диаграмма «ящик с усами». Середина «ящика» соответствует медиане, верхняя и нижняя крышка – третьему и первому квантилям соответственно, верхний и нижний концы «усов» – максимальному и минимальному регистрируемым значениям. Для визуализации полученных качественных данных использовалась гистограмма.

Для интенсификации математической обработки данных применяли программу Microsoft Office Excel 2007. Для расчёта репрезентативных и промежуточных величин, а также их отношений, использовали встроенные функции программы (медиана, среднее арифметическое, стандартное квадратическое отклонение, квартили, ранжирование, модуль, логические функции). Для вывода «ящика с усами» использовали адаптацию встроенной биржевой диаграммы (с удалением побочной оси).

2.1.4 Гистологическое исследование печени и тонкого отдела кишечника гусей

Гистологическое исследование печени и тонкого отдела кишечника проводили согласно ГОСТ 19496-2013. Для гистологического и гистохимического исследования отбирали кусочки печени размерами 0,5х0,5х0,5 см. Материал фиксировали в 10% нейтральном формалине, затем производили обезвоживание образцов в спиртах возрастающей концентрации, просветляли ксилолом и заключали в парафин HISTOMIX («BioVitrum»,

Россия). Материал заливали парафином, срезы изготавливали на санном микротоме толщиной 5–6 мкм. Полученные срезы окрашивали гематоксилин-эозином, в качестве основного красителя использовали квасцовый гематоксилин Эрлиха. Гистологические срезы исследовали на микроскопе Axiostar plus, оснащенным камерой AxioCam MRc5 («Zeiss», Германия). Патоморфологическое исследование тканей печени и тонкого отдела кишечника проводили при увеличении $\times 100$ и $\times 400$. В каждом срезе приводили оценку не менее 10 полей зрения.

Для оценки продукции нейтральных муцинов в слизистой оболочке кишечника производили окрашивание срезов тонкого отдела кишечника реактивом Шиффа (ШИК-реакция). Далее визуально проводили оценку продукции слизи эпителиоцитами кишечника.

PAS (Periodic Acid-Schiff)-реакция или, как ее еще называют ШИК (Шифф-йодная кислота)-реакция. Реакция включает два основных этапа: окисление материала в растворе йодной кислоты и последующее их окрашивание в реактиве Шиффа.

2.1.5 Методика расчета экономической эффективности

Экономическая эффективность — это соотношение полезного результата и затрат на производственный процесс. Экономическая эффективность предприятий по выращиванию птицы характеризует его способность производить максимальный объем продукции хорошего качества с минимальными затратами и продавать эту продукцию с наименьшими издержками.

Экономическую эффективность применения микробиального препарата ветома 20.76 при выращивании гусей определяли с учетом стоимости израсходованного препарата, затрат на оплату труда ветеринарного врача и рабочего и дополнительно полученной мясной продукции. Затраты на проведение ветеринарных мероприятий определяем с учетом стоимости

препарата и оплаты труда ветеринарного врача и рабочего.

Экономическую эффективность рассчитывали по формуле:

$$\text{Ээ} = \frac{(\text{Дп} * \text{Ц}) - \text{Зв}}{\text{Зв}}$$

Ээ – экономический эффект, руб.;

Дп – дополнительный прирост живой массы в опытной группе, кг;

Ц – цена реализации одного кг мяса, руб.;

Зв – стоимость препарата и оплата труда, руб.

2.2 Результаты собственных исследований

2.2.1 Интенсивность роста гусей

Абсолютная масса гусят контрольной и опытных групп до начала эксперимента не имела достоверных различий и изменялась следующим образом (табл. 2).

Таблица 2 – Динамика абсолютной массы гусей, г

Группа	на начало опыта	на 15-е сутки	на 30-е сутки	на 60-е сутки
Контрольная	1147,00± 56,50	2635,00± 67,85	3480,00± 119,45	4100,00± 210,45
1-я опытная	1509,50± 51,74	2980,00± 69,92 **	3628,00± 90,01	4300,00± 134,78
2-я опытная	1372,00± 73,35	2854,50± 90,97	3580,00± 107,36	4000,00± 203,27
3-я опытная	1266,50± 40,56	2871,00± 114,38	3620,00± 114,67	4500,00± 240,21

Примечание. Здесь и далее: * P<0,05; ** P<0,01; *** P<0,001.

На 15-е сутки опыта медиана прироста абсолютной массы гусей 1-3-ой опытных групп была выше по отношению к контролю на 13,09 (P<0,01); 8,33 и 8,96 % соответственно.

На 30-е сутки эксперимента прирост абсолютной массы у гусей 1-3-х

опытных групп был выше, чем у аналогов из контрольной группы на 4,25; 2,87 и 4,02 % соответственно.

На 60-е сутки медиана прироста абсолютной массы у гусей 2-ой опытной группы была ниже по отношению к контролю на 2,44 %, а у гусей 1-й и 3-ой опытных групп выше на 4,88 и 9,76 % соответственно.

Таким образом, интенсивность роста гусей при применении препарата повышается, массонакопление регистрируется при применении ветома 20.76 в дозе 2 мкл/кг живой массы.

По результатам исследования среднесуточный прирост живой массы гусей опытных групп повышается (табл. 2).

Таблица 3 – Среднесуточный прирост живой массы гусей, г

Группа	0-15-е сутки	15-30-е сутки	30-60-е сутки	0-60-е сутки
Контрольная	99,20± 2,36	61,33± 2,87	20,83± 5,50	50,33± 2,93
1-я опытная	98,90± 1,87	45,87± 2,10 ***	26,27± 2,28	49,20± 1,43
2-я опытная	93,73± 2,82	52,83± 2,99	14,47± 3,60	44,73± 2,04
3-я опытная	104,40± 6,85	51,27± 4,02 *	26,00± 4,75	52,15± 3,81

В период с 0-х по 15-е сутки медиана среднесуточного прироста у гусей 1-2-ой опытных групп была ниже по отношению к контролю 0,3 и 5,51 % соответственно, а у гусей 3-ой опытной группы выше на 5,24 % соответственно.

В период с 15-х по 30-е сутки медиана среднесуточного прироста у гусей 1-3-ой опытных групп была ниже по отношению к контролю на 25,22 (P<0,001); 13,86 и 16,4 1(P<0,05) % соответственно.

В период с 30-х по 60-е сутки медиана среднесуточного прироста у гусей 2-ой опытной группы была ниже по отношению к контролю на 30,56 %, а у гусей 1-ой и 3-ой опытных групп выше на 26,08 и 24,8 % соответственно.

За весь период эксперимента с 0-х по 60-е сутки медиана среднесуточного прироста у гусей 3-ой опытной группы была выше по отношению к контролю на 3,63 % соответственно, а у гусей 1-2-ой опытных групп ниже на 2,24 и 11,11 %.

Таким образом, при применении ветома 20.76 в дозе 2 мкл/кг живой массы, выраженный среднесуточный прирост отмечается как в период применения (0-30 сутки), так и в период последствия препарата (30-60 сутки).

2.2.2 Гематологические показатели гусей

До начала эксперимента концентрация лейкоцитов крови у гусей контрольной и опытных групп не имела достоверных отличий. Под действием изучаемого препарата изменялась концентрация лейкоцитов крови у гусей (табл. 5).

Таблица 5 – Динамика концентрации лейкоцитов крови у гусей, $10^9/\text{л}$

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me $\pm$ me	Cv, %	Me $\pm$ me	Cv, %	Me $\pm$ me	Cv, %
Норма	20-30					
Контрольная	26,70 $\pm$ 0,28	1,82	25,53 $\pm$ 0,81	5,43	20,15 $\pm$ 4,25	29,77
1-я опытная	24,69 $\pm$ 1,35**	9,63	27,78 $\pm$ 1,41**	8,54	29,84 $\pm$ 5,20**	32,01
2-я опытная	25,02 $\pm$ 0,40**	2,67	26,95 $\pm$ 3,48**	20,06	31,90 $\pm$ 2,50**	12,91
3-я опытная	23,45 $\pm$ 4,15**	31,96	26,43 $\pm$ 0,57	3,71	30,40 $\pm$ 2,1**	11,21

На 15-е сутки эксперимента у гусей 1-3-й опытных групп концентрация лейкоцитов была ниже на 7,5 ($P<0,01$); 6,29 ($P<0,01$); 12,16 ($P<0,01$) % соответственно, чем у гусей из контроля.

На 30-е сутки эксперимента у гусей 1-3-й опытных групп выше на 8,81 ($P<0,01$); 5,54 ($P<0,01$) и 3,52 % соответственно, чем у гусей из контроля.

На 60-е сутки эксперимента у гусей 1-3-й опытных концентрация

лейкоцитов у гусей опытных групп была выше, чем в контрольной группе. Все показатели находились в пределах физиологической нормы.

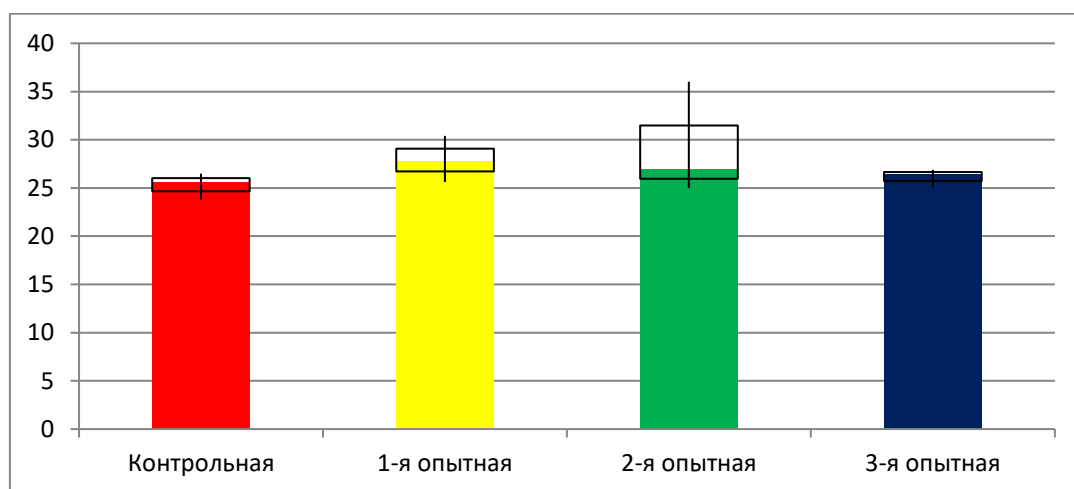


Рисунок 2 – Динамика концентрации лейкоцитов крови у гусей на 30-е сутки, 10⁹/л

Таким образом, повышение концентрации лейкоцитов в крови опытных гусей наблюдается в период применения препарата ветом 20.76 в дозе 0,5; 1 и 2 мкл/кг живой массы тела и продолжает повышаться не только в период применения, но и в течение 30 суток после отмены препарата (рис. 2). Повышение и снижение концентрации лейкоцитов у гусей опытных групп происходило в пределах физиологической нормы.

Основные функции крови такие как: доставка кислорода к тканям, утилизация углекислого газа из организма, транспорт питательных веществ, поддержание pH крови на постоянном уровне и адсорбция токсинов обеспечивают эритроциты.

Под действием изучаемого препарата изменялась концентрация эритроцитов крови у гусей (табл. 6). До начала эксперимента концентрация эритроцитов крови у гусей контрольной и опытных групп не имела достоверных различий.

Концентрация эритроцитов в крови опытных гусей в период применения препаратов повышалась, значения колебались как в пределах, так и выходили

за рамки общепринятой физиологической нормы. X. Zhu et al. (2021) в своей работе описывают содержания эритроцитов в крови гусей в пределах $1,36 \times 10^{12}/л$ и $1,47 \times 10^{12}/л$.

Таблица 6 – Динамика концентрации эритроцитов крови у гусей, $10^{12}/л$

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me $\pm$ me	Cv, %	Me $\pm$ me	Cv, %	Me $\pm$ me	Cv, %
Контрольная	1,50 $\pm$ 0,04	4,34	1,83 $\pm$ 0,19	16,99	3,49 $\pm$ 0,68	40,10
1-я опытная	1,56 $\pm$ 0,13**	14,87	2,32 $\pm$ 0,48	36,01	1,48 $\pm$ 0,93**	69,64
2-я опытная	1,42 $\pm$ 0,08**	9,77	1,45 $\pm$ 0,66	59,01	1,35 $\pm$ 0,43**	41,33
3-я опытная	1,38 $\pm$ 0,26**	36,54	1,70 $\pm$ 0,08	8,34	2,39 $\pm$ 0,43**	35,03

Таким образом, стимуляция эритропоэза в крови опытных гусей под влиянием изучаемого препарата наблюдается до 30 суток применения препарата по сравнению с аналогами из контроля. Наиболее выраженный эффект повышения концентрации эритроцитов в крови опытных гусей регистрировали при применении ветома 20.76 в дозе 0,5 мкл/кг живой массы тела. На 30-е сутки отмены препарата отмечается тенденция к снижению концентрации эритроцитов в крови по сравнению с аналогами из контроля.

До начала эксперимента концентрация гемоглобина в крови у гусей контрольной и опытных групп не имела достоверных различий. Под действием изучаемого препарата изменялась концентрация гемоглобина крови у гусей (табл. 7).

На 15-е сутки эксперимента у гусей 1-3-й опытных групп концентрация гемоглобина ниже на 4,8 ($P<0,01$); 9,6 ($P<0,01$) и 7,2 ($P<0,01$) % по сравнению с аналогами из контроля.

На 30-е сутки эксперимента у гусей опытных групп отмечали повышение концентрации гемоглобина в крови по сравнению с аналогами из контроля. На 60-е сутки эксперимента наблюдали тенденцию к увеличению концентрации

гемоглобина в крови у гусей контрольной и 2-3-й опытных групп.

Таблица 7 – Динамика концентрации гемоглобина в крови у гусей, г/л

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %
Норма	90-135					
Контрольная	125,00± 0,34	0,46	138,00± 22,58	24,76	318,00± 59,12	37,57
1-я опытная	119,00± 8,38**	12,44	250,00± 56,93**	41,66	141,00± 15,79**	20,77
2-я опытная	113,00± 3,80**	5,56	135,00± 54,92	49,53	149,00± 58,48**	49,74
3-я опытная	116,00± 20,34**	33,98	141,00± 7,80	9,54	277,00± 51,09*	34,73

Таким образом, наблюдается тенденция снижения концентрации гемоглобина в крови подопытных гусей под влиянием изучаемых доз ветома 20.76 на 15-е сутки опыта по сравнению с аналогами из контроля. На 60-е сутки исследований отмечается снижение концентрации гемоглобина в крови опытных гусей при применении ветома 20.76 по сравнению с контролем. Показатели концентрации гемоглобина в крови опытных гусей варьируют пределах и за пределами физиологической нормы.

Наиболее выраженные показатели увеличения концентрации гемоглобина в крови опытных гусей регистрировали на 30-е сутки исследований при применении ветома 20.76 в дозе 0,5 мкл/кг массы тела. Данный препарат оказывает стимулирующее влияние на биосинтез гемоглобина, происходит интенсификация процессов окисления и восстановления, активация обменных процессов, что ведет за собой увеличение массы тела гусей.

Таким образом, изучаемый препарат ветома 20.76 стимулирует эритропоэз, лейкопоэз, биосинтез гемоглобина, что свидетельствует о том, что он не оказывает негативное воздействие на организм птицы.

Уровень гематокрита в крови опытных гусей под действием изучаемого препарата изменялся следующим образом (табл. 8). До начала эксперимента

уровень гематокрита крови у гусей контрольной и опытных групп не имел достоверных различий.

Таблица 8 – Динамика уровня гематокрита в крови у гусей, %

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %
Норма	37-50					
Контрольная	26,90± 0,63	3,89	31,70± 4,12	20,83	60,90± 11,55	38,97
1-я опытная	27,10± 2,12**	14,21	43,80± 9,31	37,42	26,40± 15,24 **	65,04
2-я опытная	25,20± 1,12**	7,62	26,20± 12,09	58,03	25,40± 8,89 **	44,19
3-я опытная	25,30± 4,46**	35,14	30,80± 1,59	8,97	45,30± 8,42 **	35,59

На 15-е сутки эксперимента у гусей 1-й опытной группы уровень гематокрита был выше на 0,74 ($P<0,01$) %, а у гусей 2-3-й опытных групп ниже на 6,32 ($P<0,01$) и 5,94 ($P<0,01$) % соответственно по сравнению с аналогами из контроля.

На 30-е сутки эксперимента у гусей 1-й опытной группы отмечали повышение уровня гематокрита в крови, а у гусей 2-3-ой опытных групп наблюдали снижение по отношению к контрольной группе, но данные не имели статистически значимых различий. На 60-е сутки эксперимента у гусей опытных групп наблюдали снижение уровня гематокрита в крови по отношению к контролю.

Таким образом, в период применения ветома 20.76 в изучаемых дозах происходит увеличение уровня гематокрита в крови опытных гусей. В период последействия препарата наблюдается обратный эффект при применении ветома 20.76 в дозах 0,5 и 1 мкл/кг живой массы тела. В наших исследованиях уровень гематокрита колебался в пределах физиологического уровня, на 15-е сутки эксперимента у молодых гусят был ниже.

Под действием изучаемого препарата изменялся средний объем

эритроцитов крови у гусей (табл. 9). До начала эксперимента средний объем эритроцитов крови у гусей контрольной и опытных групп не имел достоверных различий.

На 15-е сутки эксперимента средний объем эритроцитов крови гусей 3-й опытной группы выше на 2,11 %, а у гусей 1-2-й опытных групп на 1,72 ($P<0,01$) и 1,11 ($P<0,01$) % соответственно ниже, чем у гусей из контрольной группы.

На 30-е сутки эксперимента у гусей 1-3-й опытных групп средний объем эритроцитов крови был выше на 6,36 ($P<0,01$); 5,35 ($P<0,01$) и 1,91% соответственно, чем у гусей из контроля.

На 60-е сутки эксперимента у гусей 1-3-й опытных групп средний объем эритроцитов крови был выше на 2,40; 10,71 ($P<0,01$); 10,71 ($P<0,01$) % соответственно, чем у аналогов из контроля.

Таблица 9 – Динамика среднего объема эритроцитов в крови у гусей, фл

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me $\pm$ me	Cv, %	Me $\pm$ me	Cv, %	Me $\pm$ me	Cv, %
Норма	118-125					
Контрольная	179,70 $\pm$ 0,61	0,57	177,50 $\pm$ 4,48	4,21	174,60 $\pm$ 1,87	1,80
1-я опытная	176,60 $\pm$ 1,12**	1,07	188,80 $\pm$ 2,08**	1,88	178,80 $\pm$ 5,29	5,01
2-я опытная	177,70 $\pm$ 2,25**	2,14	187,00 $\pm$ 5,42**	4,85	193,30 $\pm$ 3,17**	2,77
3-я опытная	183,50 $\pm$ 2,79	2,58	180,90 $\pm$ 0,59	0,55	193,30 $\pm$ 2,28**	1,99

Таким образом, на протяжении всего эксперимента наблюдается тенденция увеличения среднего объема эритроцитов в крови опытных гусей по отношению к контролю. Наиболее выраженные показатели отмечаются в период последействия препарата ветома 20.76 в дозах 1 и 2 мкл/кг живой массы тела.

Под действием изучаемого препарата изменялось среднее содержание

гемоглобина в эритроците крови у гусей (табл. 10). До начала эксперимента среднее содержание гемоглобина в эритроците крови у гусей контрольной и опытных групп не имело достоверных различий.

Таблица 10 – Динамика среднего содержания гемоглобина в эритроците крови у гусей, п

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %
Норма	72-93					
Контрольная	83,20± 1,93	4,01	81,40± 4,46	9,16	94,50± 2,68	4,84
1-я опытная	80,10± 1,83 **	3,88	105,30± 5,44**	9,09	104,20± 4,33 **	6,92
2-я опытная	80,90± 2,96	6,04	93,90± 11,29 **	18,29	113,70± 6,38 **	9,67
3-я опытная	84,50± 1,90 **	3,73	82,90± 0,63	1,28	122,50± 36,52 **	70,91

На 15-е сутки опыта среднее содержание гемоглобина в эритроците у гусей 3-й опытной группы было выше на 1,56 ($P<0,01$) %, а у гусей 1-2-й опытных групп ниже на 3,72 ($P<0,01$) и 2,76 % соответственно, чем у гусей из контрольной группы.

На 30-е сутки эксперимента у гусей 1-3-й опытных групп среднее содержание гемоглобина в эритроците крови было выше на 29,36 ($P<0,01$); 15,35 ($P<0,01$) и 1,84 % соответственно, чем у гусей из контроля.

На 60-е сутки эксперимента у гусей 1-3-й опытных групп среднее содержание гемоглобина в эритроците крови выше на 10,26 ($P<0,01$); 20,32 ($P<0,01$) и 29,62 ($P<0,01$) % соответственно, чем у аналогов из контроля. За период эксперимента среднее содержание гемоглобина в эритроците крови у гусей контрольной и опытных групп повысилось по сравнению с исходными данными.

Таким образом, отмечается тенденция к повышению среднего содержания гемоглобина в эритроците крови у гусей опытных групп (как в

период действия, так и в период последствий препарата). Наиболее выраженные показатели отмечаются в период последствий при применении препарата ветом 20.76 в дозе 1 и 2 мл/кг живой массы тела по отношению к контролю.

Повышение показателей эритроцитарных индексов MCV и MCH в крови опытных гусей происходило в пределах физиологической нормы, что свидетельствует о том, что процессы эритропоэза протекают без патологических изменений в организме птицы.

Под действием изучаемого препарата изменялась средняя концентрация гемоглобина в эритроците крови у гусей (табл. 11). До начала эксперимента средняя концентрация гемоглобина в эритроците крови у гусей контрольной и опытных групп не имела достоверных различий.

Таблица 11 – Динамика средней концентрации гемоглобина в эритроците крови у гусей, г/л

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %
Норма	487-514					
Контрольная	462,00± 9,57	3,57	460,00± 13,32	4,92	541,00± 11,06	3,51
1-я опытная	454,00± 7,43	2,78	556,00± 23,23 **	7,27	566,00± 15,97 **	4,69
2-я опытная	465,00± 11,86 **	4,30	515,00± 43,66 **	13,41	588,00± 23,61 **	6,94
3-я опытная	477,00± 7,95 **	2,84	459,00± 2,46	0,90	624,00± 7,10 **	1,93

На 15-е сутки опыта средняя концентрация гемоглобина в эритроците крови гусей 2-3-й опытных групп была выше на 0,65 (P<0,01) и 3,24 (P<0,01) %, а у гусей 1-й опытной группы ниже на 1,73 % соответственно, по отношению к контрольной группе.

На 30-е сутки эксперимента у гусей 1-2-й опытных групп средняя концентрация гемоглобина в эритроците крови была выше, чем у гусей из

контроля на 20,87 ($P<0,01$) и 11,95 ($P<0,01$) %, а у гусей 3-й опытной группы ниже на 0,22 % соответственно.

На 60-е сутки эксперимента у гусей 1-3-й опытных групп средняя концентрация гемоглобина в эритроците крови была выше, чем у аналогов из контроля на 4,62 ($P<0,01$); 8,68 ($P<0,01$) и 15,34 ($P<0,01$) % соответственно. За период эксперимента наблюдали повышение средней концентрации гемоглобина в эритроците крови у гусей контрольной и опытных групп, по сравнению с исходными данными.

Таким образом, отмечается тенденция увеличения динамики средней концентрации гемоглобина в эритроците крови гусей по отношению к контролю на протяжении всего исследования (в период введения и в период последействия препарата). Наиболее высокие показатели отмечали на 60-е сутки эксперимента при применении ветома 20.76 в дозе 2 мл/кг живой массы тела, что говорит о хорошем насыщении эритроцитов гемоглобином.

При применении микробиального препарата ветома 20.76 в организме птицы происходит выраженный синтез гемоглобина. Повышение средней концентрации гемоглобина в пределах физиологической нормы свидетельствует об отсутствии патологических процессов в крови.

Под действием изучаемого препарата изменялась концентрация тромбоцитов крови у гусей (табл. 12). До начала эксперимента концентрация тромбоцитов крови у гусей контрольной и опытных групп не имела достоверных различий.

На 15-е сутки эксперимента концентрация тромбоцитов крови у гусей 1-2-й и опытных групп выше, а у гусей 3-й опытной группы ниже соответственно, по отношению к контролю. На 30-е сутки эксперимента у гусей 1-3-й опытных групп наблюдали повышение концентрации тромбоцитов крови относительно аналогов из контроля.

На 60-е сутки эксперимента у гусей 2-3-й опытных групп концентрация тромбоцитов крови была выше, а у гусей 1-й опытной группы соответственно

ниже, чем у аналогов из контроля. За период эксперимента концентрация тромбоцитов крови у гусей контрольной и 2-3-й опытных групп повысилась, а у гусей 1-й опытной группы понизилась по сравнению с исходными данными.

Таблица 12 – Динамика концентрации тромбоцитов крови у гусей, $10^9/\text{л}$

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me $\pm$ me	Cv, %	Me $\pm$ me	Cv, %	Me $\pm$ me	Cv, %
Норма	35-80					
Контрольная	17,00 $\pm$ 3,54	35,29	51,00 $\pm$ 7,73	29,06	43,00 $\pm$ 13,29	52,74
1-я опытная	20,00 $\pm$ 8,45	61,26	62,00 $\pm$ 2,71 **	7,51	26,00 $\pm$ 9,27 *	50,09
2-я опытная	24,00 $\pm$ 1,80 **	13,09	76,00 $\pm$ 8,28 **	17,44	79,00 $\pm$ 27,12 **	53,37
3-я опытная	8,00 $\pm$ 5,15 **	72,65	76,00 $\pm$ 17,13 **	38,16	75,00 $\pm$ 21,57 **	40,41

Таким образом, наблюдается тенденция увеличения концентрации тромбоцитов в крови опытных гусей, как в период применения препарата, так и в период последствия (рис. 3).

Можно предположить, что увеличение концентрации тромбоцитов в крови опытных гусей свидетельствует об активации транспортной функции тромбоцитов, способных переносить на своей поверхности серотонин, гормоны, ферменты и другие вещества.

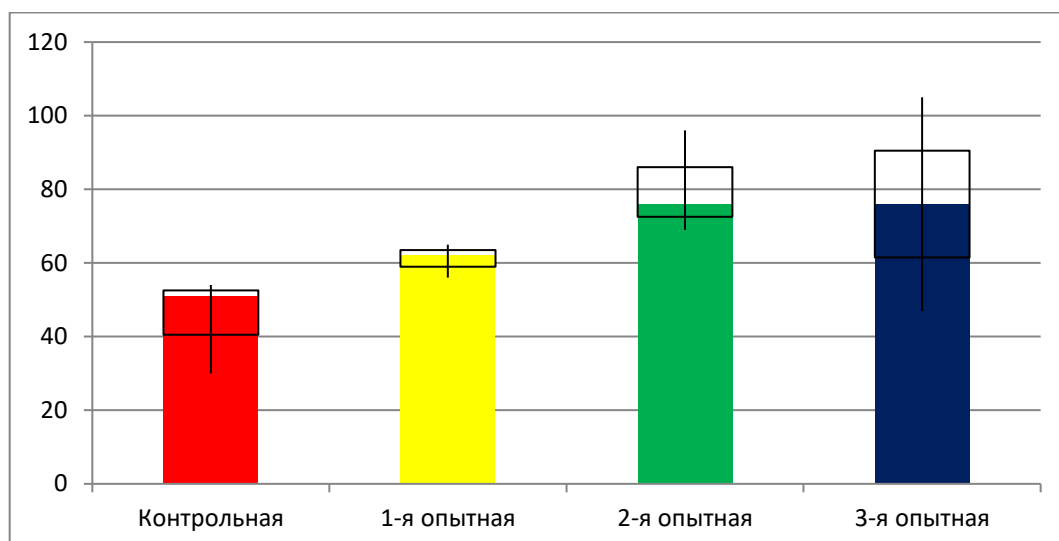


Рисунок 3 – Динамика концентрации тромбоцитов в крови гусей на 30-е сутки, 10⁹/л

Под действием изучаемого препарата изменялся средний объем тромбоцитов крови у гусей (табл. 13). До начала эксперимента средний объем тромбоцитов крови у гусей контрольной и опытных групп не имел достоверных различий.

На 15-е сутки эксперимента средний объем тромбоцитов крови у гусей 1-й опытной группы по отношению к контролю был выше на 6,77 ($P < 0,01$) %, а у гусей 3-й опытной группы ниже 1,69 ($P < 0,05$) соответственно, у гусей 2-й опытной группы достоверных различий не было.

На 30-е сутки эксперимента у гусей 1-й и 3-й опытных групп средний объем тромбоцитов крови был выше на 8,77 и 7,02 ($P < 0,01$) % соответственно, чем у гусей из контроля, а у гусей 2-й опытной группы средний объем тромбоцитов был ниже на 1,75 % ($P < 0,01$).

На 60-е сутки эксперимента у гусей 1-3-й опытных групп средний объем тромбоцитов крови был ниже 13,23 ($P < 0,01$); 19,12 ($P < 0,01$) и 7,35 ($P < 0,01$) % соответственно, чем у аналогов из контроля. За период эксперимента отмечали повышение среднего объема тромбоцитов крови у гусей контрольной и опытных групп, соответственно по сравнению с исходными данными.

Таблица 13 – Динамика среднего объема тромбоцитов крови у гусей, фл

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %
Норма	6-9					
Контрольная	5,90± 0,25	7,22	5,70± 0,45	12,55	6,80± 0,41	10,83
1-я опытная	6,30± 0,15 **	4,02	6,20± 0,50	13,79	5,90± 0,40 **	11,10
2-я опытная	5,90± 0,12	3,39	5,60± 0,27	7,87	5,50± 0,35 **	10,22
3-я опытная	5,80± 0,45 *	12,35	6,10± 0,52 **	13,41	6,30± 0,22 **	6,17

Таким образом, средний объем тромбоцитов в крови опытных гусей увеличивался по отношению к контролю в период применения препарата, повышение происходило в пределах физиологической нормы. На 30-е сутки, наиболее выраженные показатели при применении ветома 20.76 в дозах 0,5 и 2 мкл/кг живой массы тела. Это говорит о зрелости кровяных пластинок у гусей опытных групп.

2.2.3. Биохимические показатели сыворотки крови

До начала эксперимента концентрация общего белка в сыворотке крови гусей контрольной и опытных групп не имела достоверных различий. Под действием изучаемого препарата изменялась концентрация общего белка в сыворотке крови гусей (табл. 14).

На 15-е сутки эксперимента медиана концентрации общего белка в сыворотке крови у гусей 1-3-й опытных групп была выше на 10,32 (P<0,01); 7,69 (P<0,01); 8,79 (P<0,01) % соответственно, по отношению к гусям контрольной группы.

На 30-е сутки эксперимента медиана концентрации общего белка в сыворотке крови у гусей 1-3-й опытных групп была выше по отношению к контролю на 4,82 (P<0,01); 9,86 (P<0,01) и 12,71 (P<0,01) % соответственно.

На 60-е сутки эксперимента медиана концентрации общего белка в

сыворотке крови у гусей 1-й опытной группы была выше по отношению к контролю на 1,73 ($P<0,01$) % соответственно, а у гусей 2-3-й опытных групп на 6,73 и 5,76 % ниже соответственно. За период эксперимента наблюдали повышение концентрации общего белка в сыворотке крови у гусей контрольной и опытных групп, по сравнению к исходным данным.

Таблица 14 – Динамика концентрации общего белка в сыворотке крови у гусей, г/л

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %
Норма	30-75					
Контрольная	45,50± 1,30	4,91	45,60± 0,89	3,29	52,00± 2,95	10,05
1-я опытная	50,20± 2,64 **	9,29	47,80± 4,50 **	15,56	52,90± 2,44 **	7,88
2-я опытная	49,00± 2,25 **	8,01	50,10± 1,95 **	6,39	48,50± 2,79	9,85
3-я опытная	49,50± 0,27 **	0,91	51,40± 1,21 **	4,08	49,00± 2,24	7,88

Таким образом, при применении ветома 20.76 в изучаемых дозах наблюдали увеличение концентрации общего белка в сыворотке крови опытных гусей по отношению к контролю. На 30-е сутки исследований, наиболее выраженные показатели при применении ветома 20.76 в дозе 2 мкл/кг живой массы тела. Все изменения происходили в пределах физиологической нормы (рис. 4).

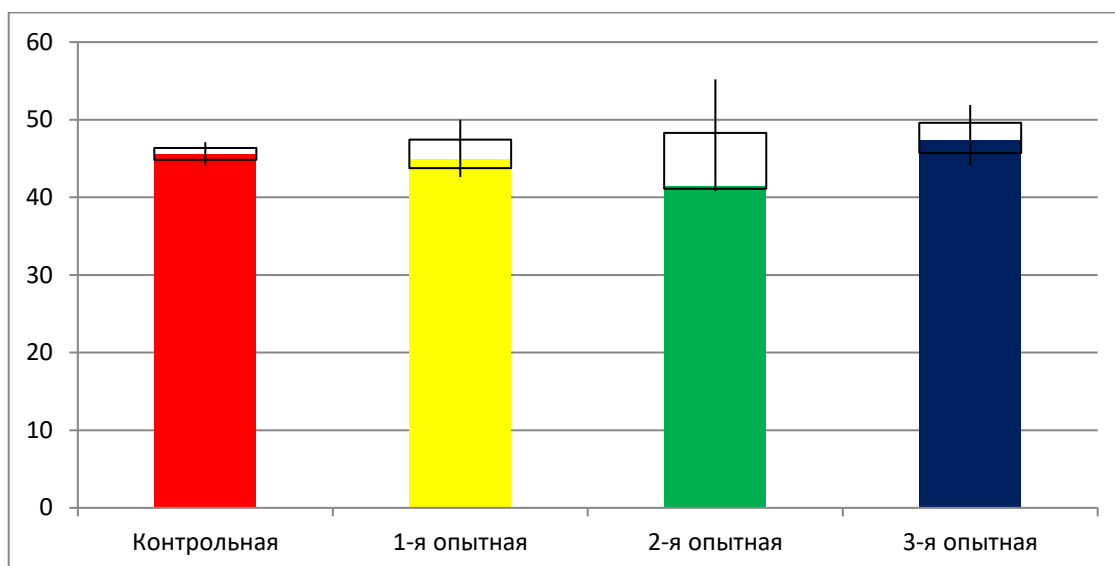


Рисунок 4 – Концентрация общего белка в сыворотке крови гусей на 30-е сутки, г/л

Под действием изучаемого препарата изменялась концентрация альбуминов в сыворотке крови гусей (табл. 15). До начала эксперимента концентрация альбуминов в сыворотке крови гусей контрольной и опытных групп не имела достоверных отличий.

Таблица 15 – Динамика концентрации альбуминов в сыворотке крови у гусей, г/л

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %
Норма	12-30					
Контрольная	20,20±0,57	4,87	19,20±0,27	2,40	21,70±1,09	8,95
1-я опытная	20,80±0,76 *	6,34	20,00±0,86 *	7,52	20,60±5,41 **	35,57
2-я опытная	21,50±0,75 **	6,02	20,40±0,27 **	2,24	20,30±0,95	7,91
3-я опытная	21,70±0,34 **	2,64	21,50±0,78 **	6,30	20,80±0,92	7,64

На 15-е сутки эксперимента медиана концентрации альбуминов в сыворотке крови у гусей 1-3-й опытных групп была выше по сравнению с

контролем на 2,97 ($P<0,05$); 6,44 ($P<0,01$) и 7,43 ($P<0,01$) % соответственно.

На 30-е сутки эксперимента медиана концентрации альбуминов в сыворотке крови у гусей 1-3-й опытных групп была выше по отношению к контролю на 4,16 ($P<0,05$); 6,25 ($P<0,01$) и 11,98 ($P<0,01$) % соответственно.

На 60-е сутки эксперимента медиана концентрации альбуминов в сыворотке крови у гусей 1-3-й опытных групп была ниже по отношению к контролю на 5,07 ($P<0,01$); 6,45 и 4,15 % соответственно. За период эксперимента наблюдали повышение концентрации альбуминов в сыворотке крови у гусей контрольной и опытных групп по сравнению с исходными данными.

Таким образом, при отмене препарата ветома 20.76 после применения в течение 30 суток наблюдается снижение концентрации альбуминов в сыворотке крови опытных гусей. На 30-е сутки эксперимента наивысшие показатели при применении ветома 20.76 в дозе 2 мкл/кг живой массы тела.

Применение ветома 20.76 стимулирует функциональную активность печени, микробиоциноз желудочно-кишечного тракта, белковые обмены в организме птиц, повышает резистентность и устойчивость к действию неблагоприятных факторов на организм.

Под действием изучаемого препарата изменялась активность щелочной фосфатазы в сыворотке крови гусей (табл. 16). До начала эксперимента активность щелочной фосфатазы в сыворотке крови гусей контрольной и опытных групп не имела достоверных различий.

На 15-е сутки эксперимента медиана активности щелочной фосфатазы в сыворотке крови у гусей 1-3-й опытных групп была выше по сравнению с контролем на 2,02 ($P<0,01$); 11,75 ($P<0,01$) и 29,06 ($P<0,01$) % соответственно.

На 30-е сутки эксперимента отмечали повышение медианы активности щелочной фосфатазы в сыворотке крови у гусей опытных групп по отношению к контрольной группе. На 60-е сутки эксперимента наблюдали, понижение медианы активности щелочной фосфатазы в сыворотке крови у гусей опытных

групп по отношению к контролю. За период эксперимента активность щелочной фосфатазы в сыворотке крови у гусей контрольной и 1-3-й опытных групп понизилась, по сравнению с исходными данными.

Таблица 16 – Активность щелочной фосфатазы в сыворотке крови у гусей, Ед./л

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %
Контрольная	1535,00± 120,82	12,77	2051,00± 265,42	23,93	1078,60± 99,84	16,93
1-я опытная	1566,10± 309,47**	28,68	2318,00± 187,30**	14,49	761,70± 201,33**	41,52
2-я опытная	1715,40± 86,53**	8,27	2429,90± 190,67**	13,90	1016,60± 90,26**	16,06
3-я опытная	1981,20± 145,81**	11,65	3065,60± 375,57**	23,00	723,70± 106,80**	24,03

Таким образом, в период применения ветома 20.76 отмечалась тенденция увеличения активности щелочной фосфатазы в сыворотке крови опытных гусей с последующим резким снижением на 30-е сутки после отмены препарата.

Увеличение активности щелочной фосфатазы у гусей исследуемых групп к 30-м суткам эксперимента соответствовало периоду интенсивного роста птицы. Изменения активности щелочной фосфатазы происходили в пределах физиологической нормы, что свидетельствует об отсутствии патологических изменений в организме, разрушений костной ткани и гепатоцитов.

Аланинаминотрансфераза и аспартатаминотрансфераза – ферменты, которые содержатся в печени, сердце, мышцах и других внутренних органах. Они участвуют в белковом, углеводном и энергетическом обменах веществ в организме.

До начала эксперимента активность АЛТ в сыворотке крови гусей контрольной и опытных групп не имела достоверных различий. Под действием изучаемого препарата изменялась активность АЛТ в сыворотке крови гусей (табл. 17).

На 15-е сутки эксперимента отмечали снижение активности АЛТ в сыворотке крови у гусей опытных групп по отношению к контролю. На 30-е сутки эксперимента наблюдали понижение активности АЛТ в сыворотке крови у гусей 1-2-й опытных групп по отношению к контролю, а у гусей 3-й опытной группы соответственно повышение (рис. 5).

На 60-е сутки эксперимента отмечали повышение активности АЛТ в сыворотке крови у гусей опытных групп по отношению к контролю. За период эксперимента активность АЛТ в сыворотке крови у гусей контрольной и опытных групп понизилась, по сравнению с исходными данными.

Таблица 17 – Динамика активности АЛТ в сыворотке крови у гусей, Ед./л

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %
Норма	13-15					
Контрольная	24,20± 2,87	21,08	14,90± 2,34	25,96	7,00± 2,72	88,11
1-я опытная	17,00± 0,41 **	4,19	10,80± 2,76 **	38,84	8,60± 7,47 **	81,61
2-я опытная	22,70± 2,66	19,95	11,50± 1,24 **	18,16	15,30± 2,63 **	29,42
3-я опытная	23,80± 12,33	64,75	17,00± 2,93 **	28,56	13,20± 2,10 **	26,47

Таким образом, на протяжении эксперимента у гусей опытных групп происходит постепенное понижение активности АЛТ. Однако при применении ветома 20.76 в дозе 1 мкл/кг живой массы тела в период последействия препарата наблюдается незначительное увеличение активности АЛТ в сыворотке крови гусей. Все изменения происходили в пределах физиологической нормы.

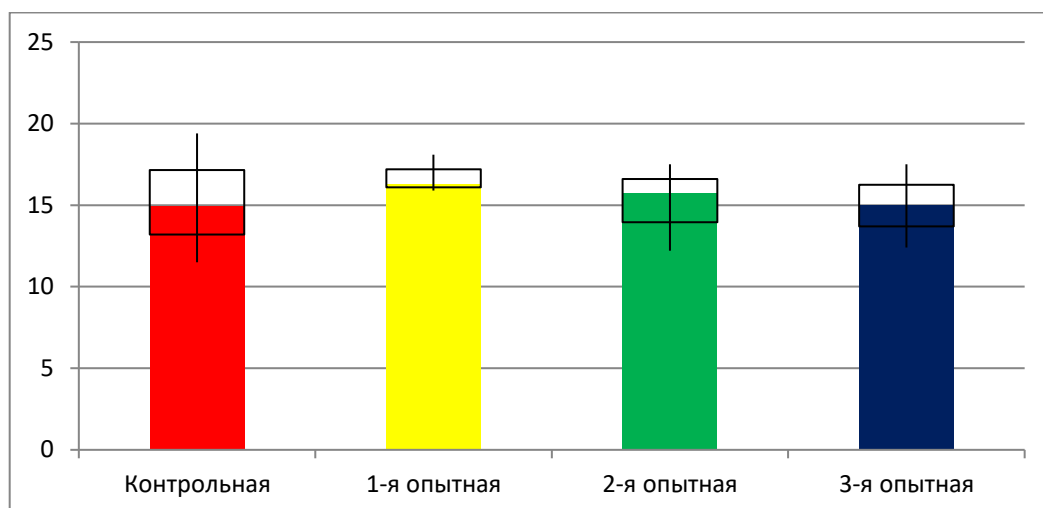


Рисунок 5 – Активность АЛТ в сыворотке крови гусей на 30-е сутки, Ед./л

До начала эксперимента активность АСТ в сыворотке крови гусей контрольной и опытных групп не имела достоверных различий. Под действием изучаемого препарата изменялась активность аспартатаминотрансферазы в сыворотке крови гусей (табл. 18).

Таблица 18 – Динамика концентрации АСТ в сыворотке крови у гусей, Ед./л

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %
Норма	33					
Контрольная	51,20± 15,08	40,05	46,10± 7,81	26,89	32,50± 6,43	41,13
1-я опытная	66,90± 15,84 **	36,01	42,20± 7,84 **	32,14	30,00± 21,47 **	88,43
2-я опытная	63,00± 1,43	3,77	48,30± 1,18	4,03	51,70± 16,24 **	61,28
3-я опытная	82,30± 20,25 **	46,88	21,60± 7,65 **	45,31	54,20± 12,29 **	46,39

На 15-е сутки эксперимента наблюдали, повышение активности АСТ в сыворотке крови у гусей опытных групп по отношению к контролю. На 30-е сутки эксперимента активность АСТ в сыворотке крови у гусей 2-й опытной группы была выше по отношению к контролю на 4,77 %, а у гусей 1-й и 3-й

опытной группы была ниже на 8,45 ($P<0,01$) и 53,14 ($P<0,01$) % соответственно.

На 60-е сутки эксперимента активность АСТ в сыворотке крови у гусей 1-й опытной группы была ниже по отношению к контролю, а у гусей 2-3-й опытных групп наблюдали повышение данного показателя. За весь период эксперимента отмечали снижение активности АСТ в сыворотке крови у гусей контрольной и 1-3-й опытных групп, по сравнению с исходными данными.

Таким образом, при применении препарата на протяжении 30-ти суток отмечалась тенденция снижения активности АСТ в сыворотке крови гусей. В период последствия наблюдался обратный эффект при применении ветома 20.76 в дозах 1 и 2 мкл/кг живой массы тела.

Повышение активности АСТ и АЛТ при применении микробиального препарата ветома 20.76 можно связать с фазами роста птицы и увеличением мышечной массы опытной птицы, так как патологических изменений не было обнаружено.

До начала эксперимента концентрация общего билирубина в сыворотке крови гусей контрольной и опытных групп не имела достоверных различий. Под действием изучаемого препарата изменялась концентрация общего билирубина в сыворотке крови гусей (табл. 19).

Таблица 19 – Динамика концентрации общего билирубина в сыворотке крови у гусей, мкмоль/л

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me $\pm$ me	Cv, %	Me $\pm$ me	Cv, %	Me $\pm$ me	Cv, %
Контрольная	5,40 $\pm$ 0,12	3,90	4,90 $\pm$ 0,71	24,49	8,10 $\pm$ 0,41	8,64
1-я опытная	4,60 $\pm$ 0,70 **	24,06	4,70 $\pm$ 0,83	29,40	6,20 $\pm$ 0,92 **	28,93
2-я опытная	4,50 $\pm$ 0,12 **	4,70	5,70 $\pm$ 0,86 **	25,94	6,80 $\pm$ 0,50 **	12,38
3-я опытная	5,10 $\pm$ 0,25	7,96	6,70 $\pm$ 0,65 **	16,61	6,20 $\pm$ 0,21 **	5,63

На 15-е сутки эксперимента медиана концентрации общего билирубина в

сыворотке крови у гусей 1-3-й опытных групп была ниже по сравнению с контролем на 14,81 ($P<0,01$); 16,66 ($P<0,01$) и 5,55 % соответственно.

На 30-е сутки эксперимента медиана концентрации общего билирубина в сыворотке крови у гусей 2-3-й опытных групп была выше по отношению к контролю на 16,32 ($P<0,01$) и 36,73 ($P<0,01$) %, а у гусей 1-й опытной группы была ниже на 4,08 % соответственно.

На 60-е сутки эксперимента медиана концентрации общего билирубина в сыворотке крови у гусей 1-3-й опытных групп ниже на 23,45 ($P<0,01$); 16,04 ($P<0,01$); 23,45 ($P<0,01$) % соответственно. За период эксперимента концентрация общего билирубина в сыворотке крови у гусей контрольной группы и 1-3-й опытных групп повысилась, по сравнению с исходными данными.

Таким образом, под действием ветома 20.76 происходит повышение концентрации общего билирубина в сыворотке крови опытных гусей на протяжении всего эксперимента. Максимальные показатели наблюдали в период применения ветома 20.76 в дозе 2 мл/кг живой массы тела. В период последействия наивысшие показатели регистрировали при введении ветома 20.76 в дозе 1 мл/кг живой массы тела.

Так как повышение концентрации общего билирубина у гусей опытных групп по отношению к контролю в пределах физиологической нормы это свидетельствует, что препарат ветома 20.76 не оказывает негативного воздействия на паренхиму печени и отток желчи из желчных путей в кишечник.

До начала эксперимента концентрация креатинина в сыворотке крови гусей контрольной и опытных групп не имела достоверных различий. Под действием изучаемого препарата изменялась концентрация креатинина в сыворотке крови гусей (табл. 20).

На 15-е сутки эксперимента концентрация креатинина у гусей 1-й опытной группы была выше на 17,43 ($P<0,05$) %, а у гусей 2-3-й опытных групп ниже на 12,3 ($P<0,01$) и 13,84 ($P<0,01$) % соответственно по отношению к

контролю.

На 30-е сутки эксперимента наблюдали повышение концентрации креатинина в сыворотке крови у гусей 1-й и 3-й опытных групп по отношению к контролю, а у гусей 2-й опытной группы соответственно понижение.

На 60-е сутки эксперимента отмечали снижение концентрации креатинина в сыворотке крови у гусей 1-3-й опытных групп по отношению к контролю. За период эксперимента концентрация креатинина в сыворотке крови у гусей контрольной группы повысилась, а у гусей 1-2-й опытных групп понизилась по сравнению с исходными данными.

Таблица 20 – Динамика концентрации креатинина в сыворотке крови у гусей, мкмоль/л

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %
Норма	16-40					
Контрольная	19,50± 1,29	10,80	18,70± 0,74	6,54	30,00± 7,03	45,38
1-я опытная	22,90± 2,36 *	18,24	24,20± 10,82 *	91,39	6,40± 4,26 **	104,06
2-я опытная	17,10± 4,72 **	56,83	13,60± 5,04 **	83,58	1,40± 5,72 **	143,67
3-я опытная	16,80± 2,35 **	24,38	27,80± 2,72 **	16,59	19,00± 2,84 **	25,18

Таким образом, в период применения ветома 20.76 концентрация креатинина в крови опытных гусей была выше по отношению к контрольной группе. Наиболее выраженные изменения отмечались у гусей 3-й опытной группы на 30 сутки применения препарата. В период отмены препарата отмечалось снижение уровня креатинина.

Креатинин образуется в мышцах, после чего выделяется в кровь, принимает активное участие в энергетическом обмене тканей, в том числе мышечной. Повышение концентрации креатинина влияет на более выраженный белковый обмен в организме опытных птиц и на рост мышечной ткани у птиц.

2.2.4 Показатели минерального обмена

До начала эксперимента концентрация кальция в сыворотке крови гусей контрольной и опытных групп не имела достоверных различий. Под действием изучаемого препарата изменялась концентрация кальция в сыворотке крови гусей (табл. 21).

Таблица 21 – Динамика концентрации кальция в сыворотке крови у гусей, ммоль/л

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %
Норма	2-4,5					
Контрольная	3,31± 0,04	2,17	3,20± 0,03	1,71	3,38± 0,05	2,65
1-я опытная	3,25± 0,17 **	8,97	3,35± 0,04 **	2,13	3,73± 0,18 **	7,90
2-я опытная	3,46± 0,06 *	3,09	3,09± 0,09 **	5,10	3,74± 0,46 **	23,56
3-я опытная	3,25± 0,04 **	1,96	3,06± 0,23 **	13,19	3,90± 0,31 **	14,40

На 15-е сутки эксперимента концентрация кальция в сыворотке крови гусей 2-ой опытной группы была выше на 4,53 (P<0,05) %, а у гусей 1-й и 3-й опытных групп ниже по отношению к контролю на 1,81 (P<0,01) и 1,81 (P<0,01) % соответственно.

На 30-е сутки эксперимента медиана концентрации кальция в сыворотке крови у гусей 2-3-й опытных групп была ниже по отношению к контролю на 3,43 (P<0,01) и 4,37 (P<0,01) %, а у гусей 1-й опытной группы была выше на 4,68 (P<0,01) % соответственно.

На 60-е сутки эксперимента медиана концентрации кальция в сыворотке крови у гусей 1-3-й опытных групп была выше на 10,35 (P<0,01); 10,65 (P<0,01) и 15,38 (P<0,01) % соответственно. За период эксперимента концентрация кальция в сыворотке крови у гусей контрольной и 1-3-й опытных групп

повысилась на 2,11; 12,68; 12,99 и 17,82 % по сравнению с исходными данными.

Таким образом, применение микробиального препарата ветом 20.76 стимулирует повышение содержания кальция в сыворотке крови опытных гусей, изменения находились в пределах физиологической нормы. Более выраженные изменения наблюдались в период введения препарата ветома 20.76 в дозе 0,5 и 1 мл/кг массы тела. В период последействия (с 30-х по 60-е сутки) также отмечалось повышение содержания кальция в сыворотке крови опытных гусей. Повышение концентрации кальция в сыворотке крови гусей, связано с увеличением связывающей способности альбуминов с кальцием.

До начала эксперимента концентрация хлоридов в сыворотке крови гусей контрольной и опытных групп не имела достоверных различий. Под действием изучаемого препарата изменялась концентрация хлоридов в сыворотке крови гусей (табл. 22).

На 15-е сутки концентрация хлоридов в сыворотке крови у гусей у 2-3-й опытных групп выше на 3,26 ($P<0,01$) и 7,12 ($P<0,01$) %, а у гусей 1-й опытной группы ниже на 0,89 % соответственно по отношению к контрольной группе.

На 30-е сутки эксперимента медиана концентрации хлоридов в сыворотке крови у гусей 1-3-й опытных групп была выше по отношению к контролю на 7,14 ($P<0,01$); 8,38 ($P<0,01$) и 7,87 ($P<0,01$) % соответственно.

На 60-е сутки эксперимента медиана концентрации хлоридов в сыворотке крови у гусей 1-3-й опытных групп была выше по отношению к контролю на 7,35 ($P<0,01$); 7,75 ($P<0,01$) и 8,63 ($P<0,01$) % соответственно. За период эксперимента концентрация хлоридов в сыворотке крови у гусей 1-3-й опытных групп повысилась на 4,14; 4,52 и 5,39 % соответственно, а у гусей контрольной группы понизилась на 2,98 %, по сравнению с исходными данными.

Таблица 22 – Динамика концентрации хлоридов в сыворотке крови у гусей, ммоль/л

Группа	15-е сутки		30-е сутки		60-е сутки	
	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %	Me±me	Cv, %
Норма	97-100					
Контрольная	101,00±0,15	0,25	96,60±0,27	0,47	100,70±1,79	3,00
1-я опытная	100,10±1,16	1,96	103,50±0,77 **	1,26	108,10±4,63 **	7,03
2-я опытная	104,30±1,34 **	2,18	104,70±0,15 **	0,24	108,50±4,02 **	6,25
3-я опытная	108,20±0,88 **	1,39	104,20±3,72 **	6,25	109,40±1,04 **	1,60

Таким образом, при применении ветома 20.76 в изучаемых дозах наблюдается повышение содержания хлоридов в сыворотке крови опытных гусей немного выше физиологической нормы. Наиболее выраженные изменения отмечались при введении ветома 20.76 в дозе 2 мкл/кг массы, как в период применения, так и в период последствий препарата.

2.3 Гистологическая структура печени гусей

У гусей до начала эксперимента печень имела нормальное строение, представляющее собой паренхиму и строму. Строма органа выражена слабо, имеется только по периферии, формируя тонкую капсулу, а также в области портальных трактов.

Паренхима представлена гепатоцитами многогранной формы с 1-2 эксцентрично расположенными ядрами. Гепатоциты формируют радиально направленные трабекулы, имеющие клубочковый вид. Цитоплазма гепатоцитов слабозернистая, небольшое количество гепатоцитов имеют вакуоли. Также наблюдаются единичные гепатоциты в состоянии дистрофии и некроза, что является нормой для данного органа. Также наблюдаются единичные лимфоциты в просвете синусоидов и в портальных трактах (рис.6).

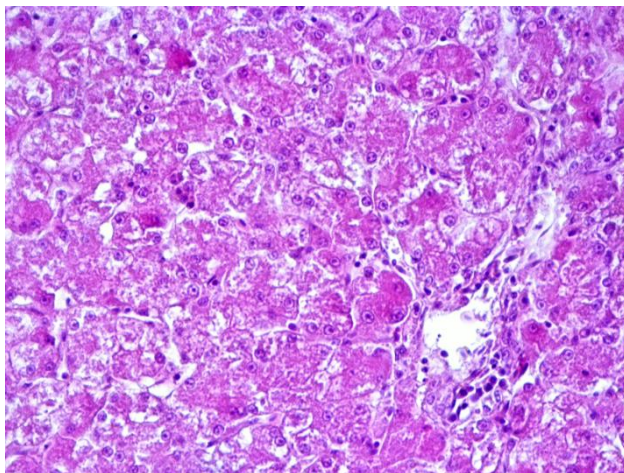


Рисунок 6 – Гистологическое строение печени гусей до начала эксперимента.

Окраска гематоксилином и эозином. Увеличение $\times 400$

На 30-е сутки эксперимента у гусей контрольной группы структура печени такая же, как у гусей до начала эксперимента, однако вакуолизация гепатоцитов несколько более выражена. Инфильтрация лимфоцитами такая же, как в группе до начала опыта (рис.7).

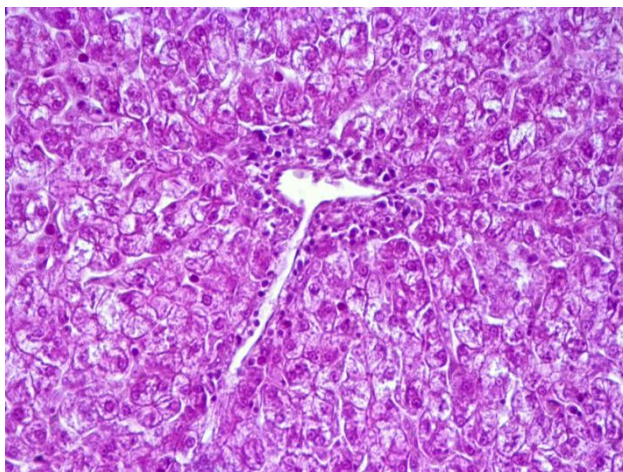


Рисунок 7 – Гистологическое строение печени гусей контрольной группы на 30-е сутки эксперимента. Окраска гематоксилином и эозином. Увеличение $\times 400$

Структура печени гусей 1-3-ой опытных групп на 30-е сутки эксперимента не отличается от контрольной группы на 30-е сутки: вакуолизация гепатоцитов более выражена, чем до опыта, а лимфоциты в

синусоидах и портальных трактах практически отсутствуют. Разницы между группами выявлено не было (рис.8; 9; 10).

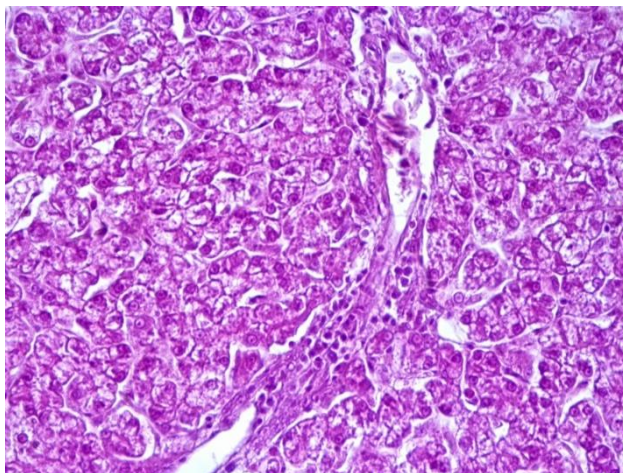


Рисунок 8 – Гистологическое строение печени гусей, получавших ветом 20.76 в дозе 0,5 мкл/кг на 30-е сутки эксперимента. Окраска гематоксилином и эозином. Увеличение $\times 400$

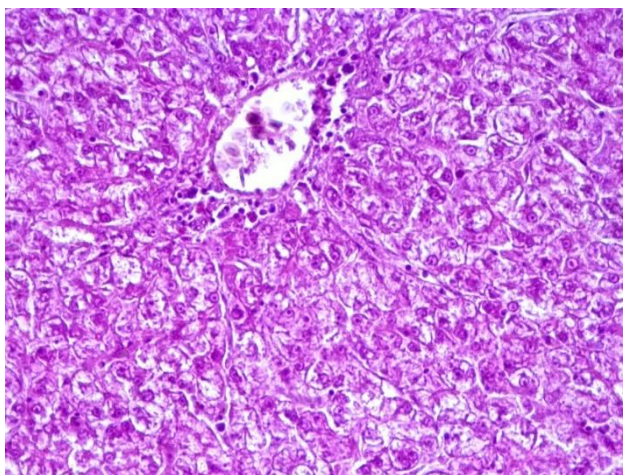


Рисунок 9 - Гистологическое строение печени гусей, получавших ветом 20.76 в дозе 1 мкл/кг на 30-е сутки эксперимента. Окраска гематоксилином и эозином. Увеличение $\times 400$

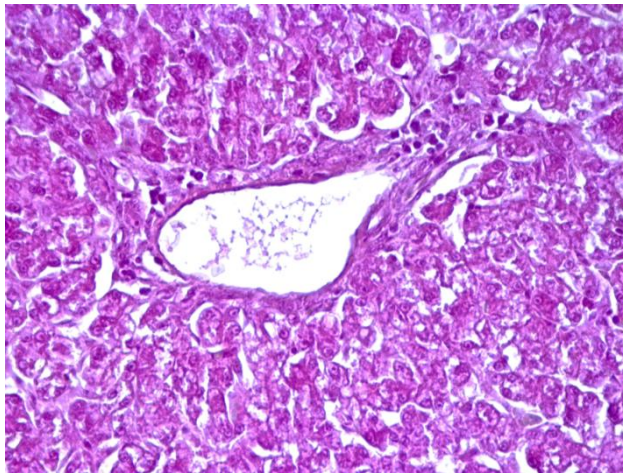


Рисунок 10 – Гистологическое строение печени гусей, получавших ветом 20.76 в дозе 2 мкл/кг на 30-е сутки эксперимента. Окраска гематоксилином и эозином. Увеличение $\times 400$

В печени гусей контрольной группы на 60-е сутки эксперимента наблюдается вакуолизация гепатоцитов, выраженная в значительно большей степени, чем у гусей до начала эксперимента и контрольной группы на 30-е сутки. Инфильтрация лимфоцитами синусоидов и портальных трактов также выражена сильнее, вплоть до формирования отдельных лимфоидных инфильтратов в паренхиме печени (рис. 11).

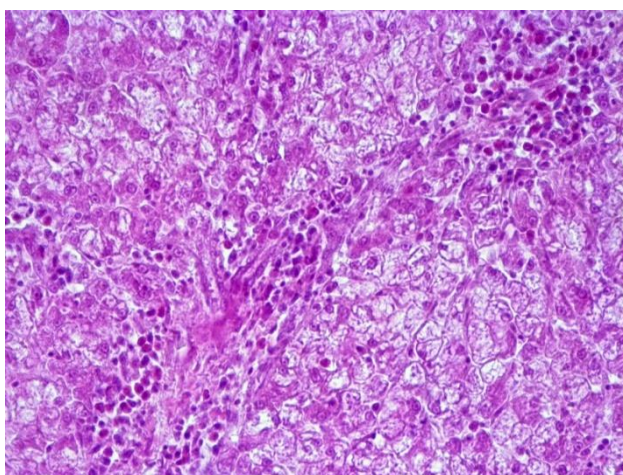


Рисунок 11 – Гистологическое строение печени гусей контрольной группы на 60 сутки эксперимента. Окраска гематоксилином и эозином. Увеличение $\times 400$

Структура печени гусей 1-3-ой опытных групп на 60-е сутки эксперимента схожа со структурой печени птицы из контрольной группы на 60-е сутки эксперимента: наблюдается выраженная лимфоидная инфильтрация синусоидов и портальных трактов по сравнению с группой до начала эксперимента. Однако следует отметить, что вакуолизация цитоплазмы гепатоцитов во всех экспериментальных группах на 60-е сутки менее выражена, чем в контрольной группе; особенно это характерно для гусей из 3-й опытной группы на 60-е сутки (рис. 12; 13; 14).

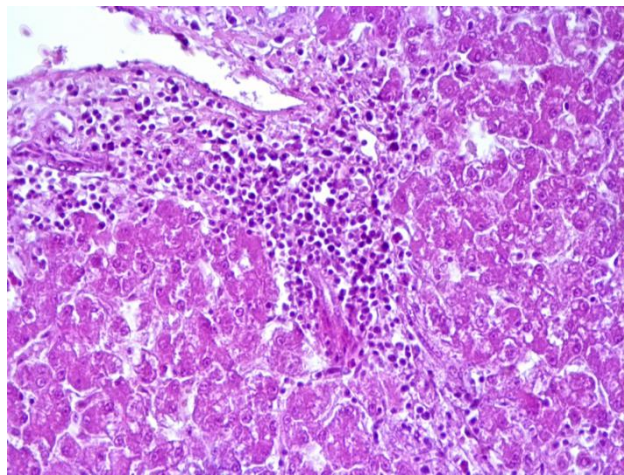


Рисунок 12 – Гистологическое строение печени гусей, получавших ветом 20.76 в дозе 0,5 мл/кг на 60 сутки эксперимента. Окраска гематоксилином и эозином. Увеличение $\times 400$

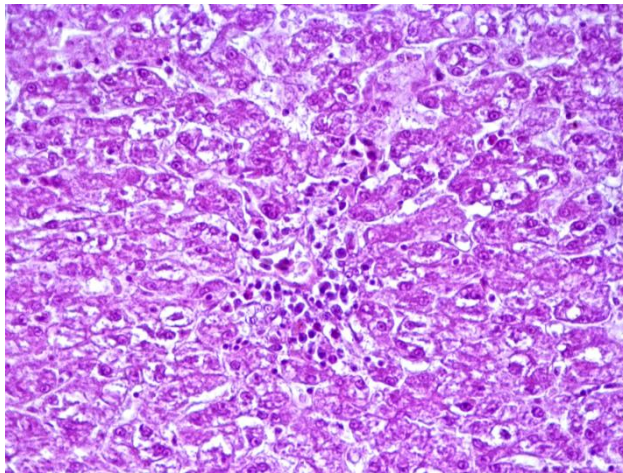


Рисунок 13 – Гистологическое строение печени гусей, получавших ветом 20.76 в дозе 1 мкл/кг на 60 сутки эксперимента. Окраска гематоксилином и эозином.

Увеличение $\times 400$

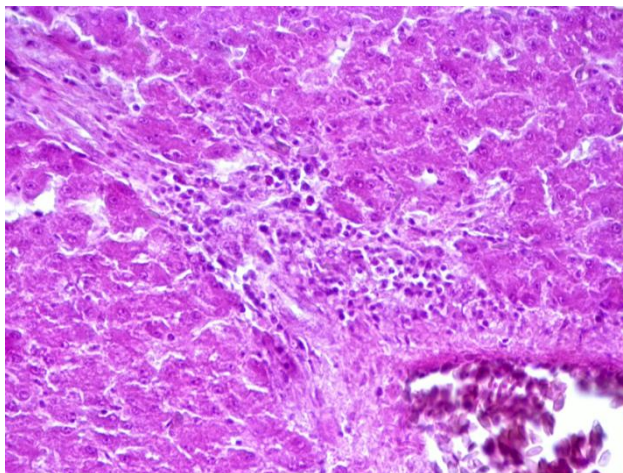


Рисунок 14 – Гистологическое строение печени гусей, получавших ветом 20.76 в дозе 2 мкл/кг на 60 сутки эксперимента. Окраска гематоксилином и эозином.

Увеличение $\times 400$

Таким образом, при гистологическом исследовании печени структурных нарушений не наблюдали. Структура печени птицы опытных и контрольной групп не имела выраженных изменений, что говорит о том, что микробиальный препарат ветом 20.76 не оказывают негативного воздействия на организм гусей красноозерской породы.

2.4 Гистологическая структура тонкого отдела кишечника

При гистологическом исследовании кишечника гусей было выявлено, что его стенки имели типичное строение и были представлены слизистой, подслизистой, мышечной и серозной оболочками. Слизистая оболочка кишечника гусей также имела типичное строение, формируя выраженные складки и крипты, покрытые эпителием, а также собственную и мышечную пластинки слизистой. Эпителий слизистой оболочки сформирован призматическими клетками прямоугольной формы и бокаловидными клетками округлой формы. Подслизистая основа, представленная волокнистой соединительной тканью, а также мышечная и серозная оболочки кишечника имели типичное строение и были хорошо развиты.

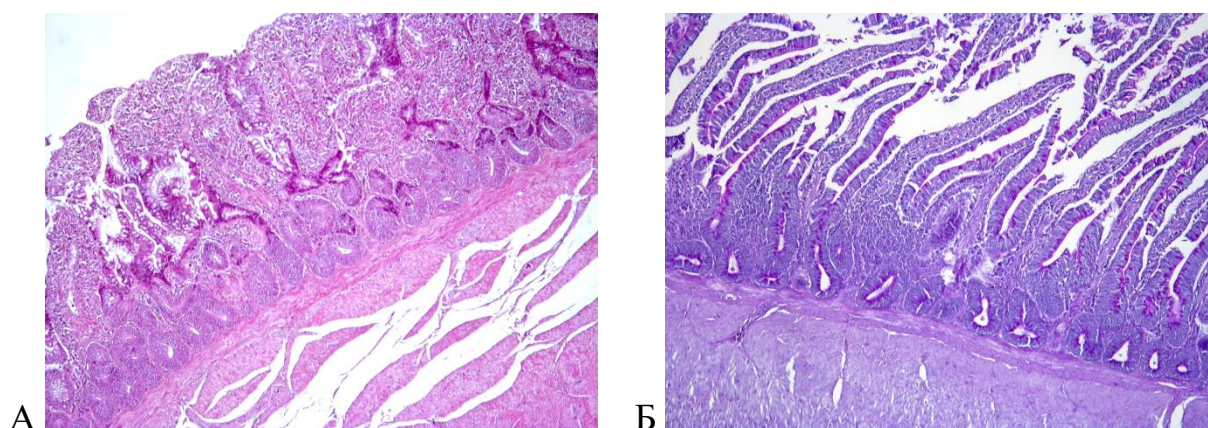


Рисунок 15 – Гистологическое строение кишечника гусей, до начала эксперимента. Окраска гематоксилином и эозином (А) и реактивом Шиффа (ШИК-реакция) (Б). Увеличение $\times 100$

Кишечник гусей до опыта, а также контрольных и опытных групп имел идентичное строение (рис. 15). Однако при сравнении строения кишечника гусей контрольных групп на 30-е и 60-е сутки обращает на себя внимание некоторое уменьшение глубины и ширины крипт, уменьшение высоты и плотности ворсинок, а также уменьшение высоты эпителия, покрывающего

ворсинки и крипты, у гусей из контрольной группы на 60-е сутки эксперимента по сравнению с птицей до опыта и контрольной группы на 30-е сутки (рис. 16). При проведении ШИК-реакции до опыта и контрольной группы наблюдалась слабая продукция слизи кишечным эпителием (рис. 17).

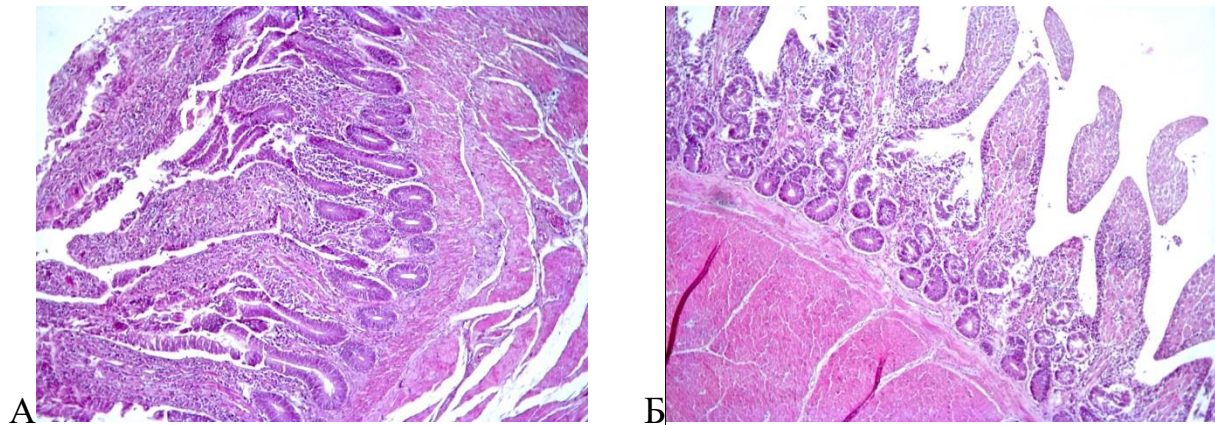


Рисунок 16 – Гистологическое строение кишечника гусей контрольной группы, окраска гематоксилином и эозином. Контрольная группа на 30-е сутки (А) и контрольная группа на 60-е сутки (Б). Увеличение $\times 100$

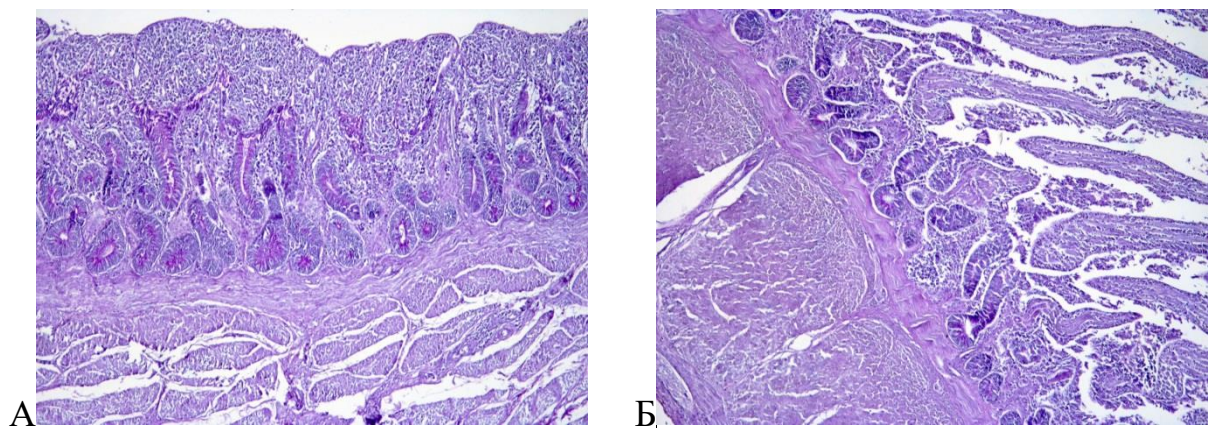


Рисунок 17 – Гистологическое строение кишечника гусей контрольной группы, окраска реактивом Шиффа (ШИК-реакция). Контрольная группа на 30 -е сутки (А) и контрольная группа на 60-е сутки (Б). Увеличение $\times 100$

У гусей из опытных групп на 30-е сутки эксперимента наблюдалось увеличение высоты и плотности ворсинок, а также железистого эпителия,

покрывающего их, и бокаловидных клеток, продуцирующих слизь (ШИК-реакция) (рис.18; 19; 20). Причем эта тенденция нарастала в ряду: 1 группа > 2 группа > 3 группа.

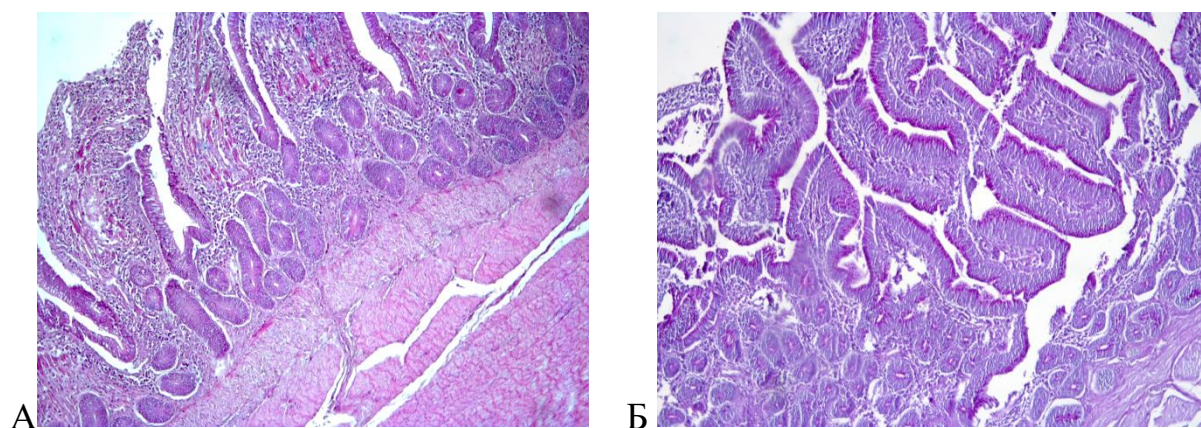


Рисунок 18 – Гистологическое строение кишечника гусей, получавших ветом 20.76 в дозе 0,5 мкл/кг на 30-е сутки эксперимента. Окраска гематоксилином и эозином (А) и реактивом Шиффа (ШИК-реакция) (Б).

Увеличение $\times 100$

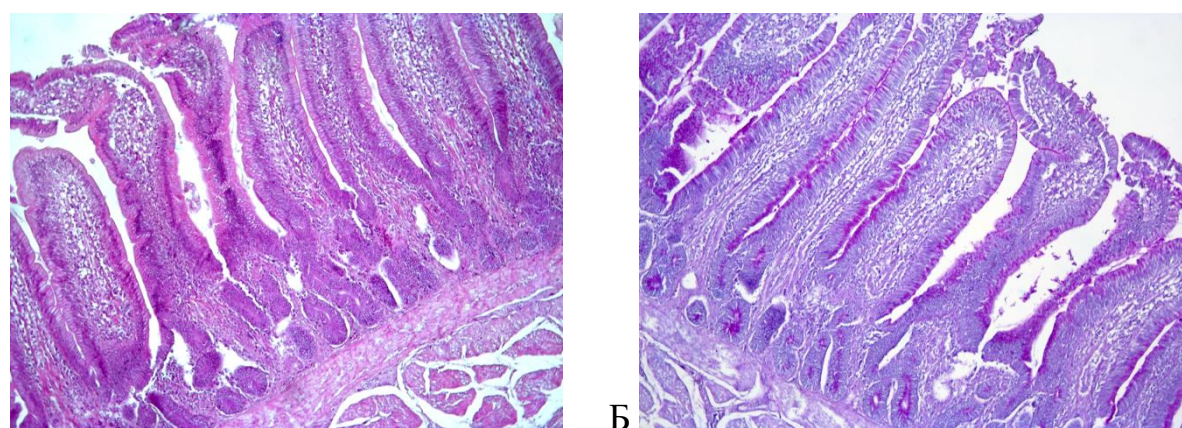


Рисунок 19 – Гистологическое строение кишечника гусей, получавших ветом 20.76 в дозе 1 мкл/кг на 30-е сутки эксперимента. Окраска гематоксилином и эозином (А) и реактивом Шиффа (ШИК-реакция) (Б).

Увеличение $\times 100$

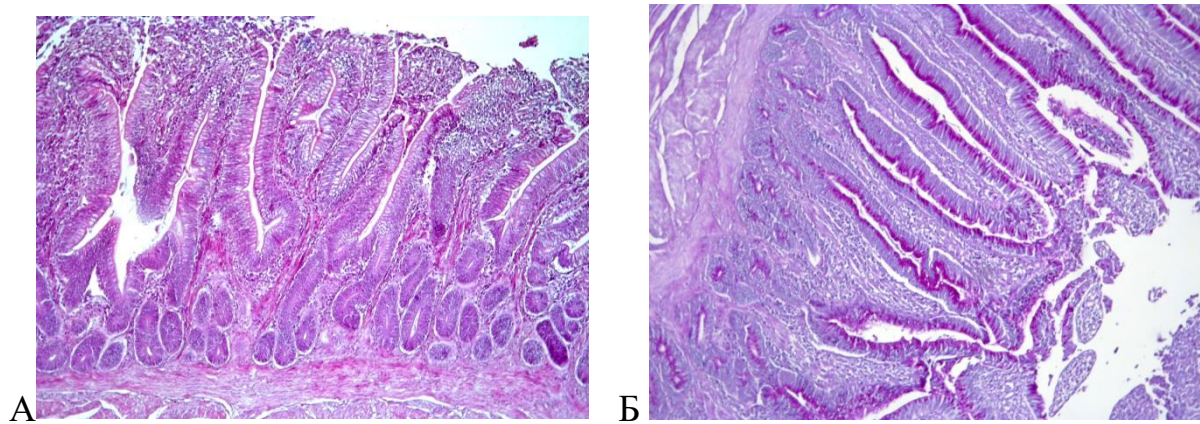


Рисунок 20 – Гистологическое строение кишечника гусей, получавших ветом 20.76 в дозе 2 мкл/кг на 30-е сутки эксперимента. Окраска гематоксилином и эозином (А) и реактивом Шиффа (ШИК-реакция) (Б).

Увеличение $\times 100$

У гусей из опытных групп на 60-е сутки эксперимента наблюдалось снижение всех показателей активного функционирования слизистой оболочки кишечника: снижалась высота и плотность ворсинок и крипт, снижалась высота эпителия, покрывающего их, снижалось количество бокаловидных клеток и продукция ими слизи (ШИК-реакция). Разницы между 1, 2 и 3 группами выявлено не было. Данная тенденция прогрессировала в ряду: 1 группа > 2 группа > 3 группа (рис. 21; 22; 23).

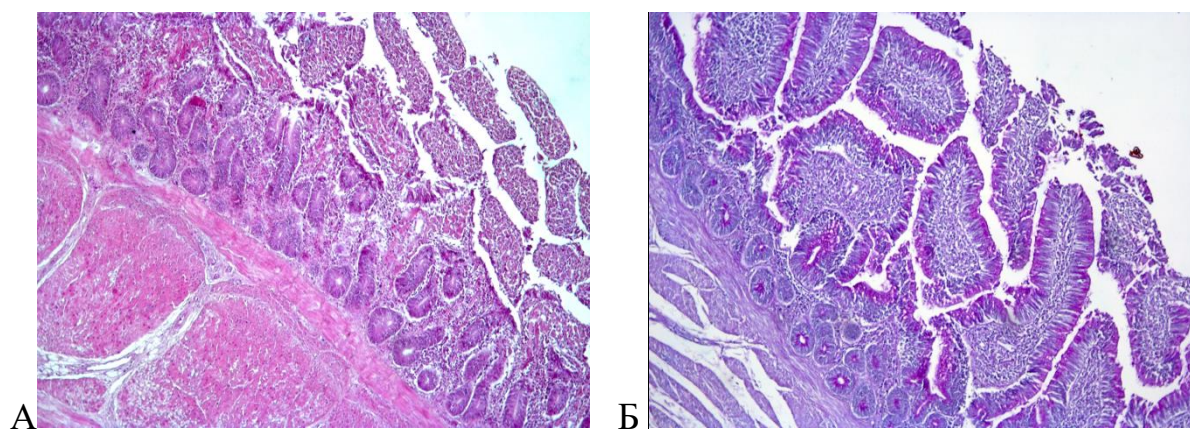


Рисунок 21 – Гистологическое строение кишечника гусей, получавших ветом 20.76 в дозе 0,5 мкл/кг на 60-е сутки эксперимента. Окраска гематоксилином и эозином (А) и реактивом Шиффа (ШИК-реакция) (Б).

Увеличение $\times 100$

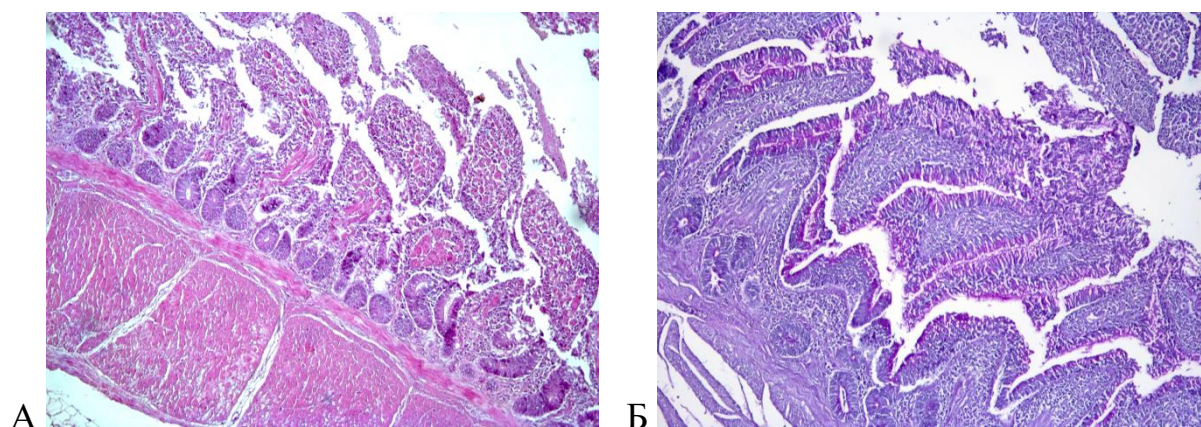


Рисунок 22 – Гистологическое строение кишечника гусей, получавших ветом 20.76 в дозе 1 мкл/кг на 60-е сутки эксперимента. Окраска гематоксилином и эозином (А) и реактивом Шиффа (ШИК-реакция) (Б).

Увеличение $\times 100$

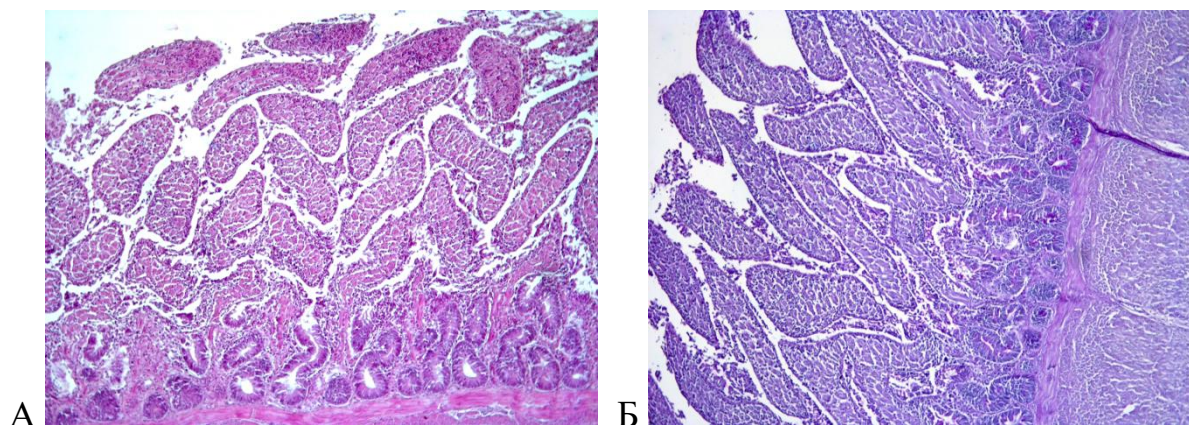


Рисунок 23 – Гистологическое строение кишечника гусей, получавших ветом 20.76 в дозе 2 мкл/кг (группа 1) на 60-е сутки эксперимента. Окраска гематоксилином и эозином (А) и реактивом Шиффа (ШИК-реакция) (Б).

Увеличение $\times 100$

Таким образом, при патоморфологическом исследовании гистологических срезов тонкого отдела кишечника отмечали увеличение высоты и плотности ворсинок кишечника, а также при проведении ШИК-реакции отмечалось увеличение секреции слизи. Данные изменения указывают на то, что ветом 20.76 повышает всасывающую способность кишечника. При отмене препарата отмечали снижение данных показателей.

2.5 Интенсивность роста гусей в условиях промышленного производства

В таблице 23 отображены результаты абсолютной массы гусей в условиях производственного выращивания.

В первые 15-ть дней применения препарата в условиях промышленного производства абсолютная масса гусей 1-3-й опытных групп была выше по отношению к контролю на 15,72 ($P < 0,01$); 16,89 ($P < 0,001$) и 15,22 ($P < 0,01$) % соответственно.

На 30-е сутки эксперимента абсолютная масса гусей 1-3-й опытных групп была выше по отношению к контрольной группе на 2,69; 6,42 и 8,28 ($P < 0,01$) %

соответственно.

В период последействия препарата (30-60-е сутки эксперимента) абсолютная масса гусей 1-3-й опытных групп была выше на 4,13; 5,17 и 11,99 ($P < 0,001$) % по отношению к контрольной группе.

Таблица 23 – Абсолютная масса гусей в условиях производства, г

Группа	На начало опыта	на 15-е сутки	на 30-е сутки	на 60-е сутки
Контроль	1233,00 ± 24,13	2487,00 ± 52,75	3401,50 ± 59,71	3924,50 ± 70,62
1 группа	1318,00 ± 24,74	2878,00 ± 74,18 **	3493,00 ± 87,42	4086,50 ± 114,43
2 группа	1337,50 ± 39,15	2907,00 ± 61,31 ***	3620,00 ± 87,92	4127,50 ± 135,44
3 группа	1317,00 ± 43,86	2865,50 ± 91,91 **	3683,00 ± 76,55 **	4395,00 ± 83,61 ***

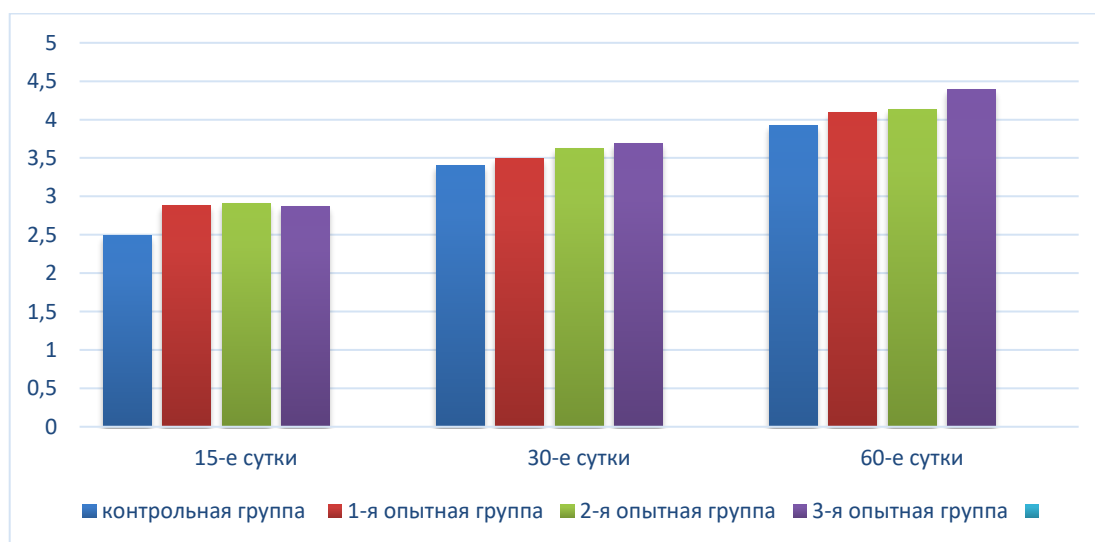


Рисунок 24 – Абсолютная масса гусей в условиях производства, кг

Результаты среднесуточного прироста гусей в научно-производственном опыте представлены в таблице 24.

В период от начала эксперимента по 15-е сутки научно-производственного опыта среднесуточный прирост у гусей 1-3-ой опытных групп был выше по отношению к контролю на 16,44; 19,05 и 22,56 %

соответственно.

В период с 15-х по 30-е сутки отмечается снижение медианы среднесуточного прироста по отношению к контрольной группе на 25,52 ($P<0,001$); 18,58 ($P<0,05$) и 7,21 % соответственно.

В период последействия препарата с 30-х по 60-е сутки научно-производственного опыта медиана среднесуточного прироста у гусей 1-й и 3-й опытных групп была выше на 24,8 и 24,81 % по отношению к контролю.

За весь период научно-производственного эксперимента медиана среднесуточного прироста у гусей 1-3-й опытных групп была выше на 4,0 ($P<0,01$); 3,74 и 19,14 % по отношению к контролю.

Таблица 24 – Среднесуточный прирост гусей в условиях производства, г

Группа	0-15-е сутки	15-30-е сутки	30-60-е сутки	0-60-е сутки
1	2	3	4	5
Контроль	84,53 ± 3,22	61,00 ± 0,97	20,83 ± 1,00	44,58 ± 1,10
1 группа	98,43 ± 4,95	45,43 ± 4,59 ***	26,00 ± 1,91	46,36 ± 1,85 *
2 группа	98,43 ± 4,95	49,67 ± 6,47 *	16,07 ± 2,76	46,24 ± 2,40
3 группа	103,60 ± 4,12	56,60 ± 5,66	26,00 ± 0,91	53,11 ± 0,98

Таким образом, применение микробиального препарата в производственных условиях способствует увеличению абсолютной массы тела и среднесуточного прироста гусей. Препарат позитивно влияет на микрофлору желудочно-кишечного тракта, стимулирует пищеварение и усвоение питательных веществ, обладает ростостимулирующим действием.

2.5 Экономическая эффективность применения микробиального препарата в гусеводстве

Показатели экономической эффективности применения микробиального

препарата ветома 20.76 на основе хищного гриба *Arthrobotrys oligospora* при выращивании гусей рассчитывали с учетом стоимости израсходованного препарата, оплаты труда ветеринарного врача и рабочего и дополнительно произведенной продукции.

Средняя стоимость препарата ветома 20.76 составляет 572 рубля за флакон 10 мл, соответственно 1 мл препарата стоит 57 рублей 20 копеек. Средняя стоимость 1 кг мяса гусей на январь 2022 года составляет 500 рублей.

Дополнительный прирост живой массы отмечался у гусей 1-й; 2-й и 3-й опытных групп, исходя из этого, экономическую эффективность определяли в этих группах. Результаты расчета экономической эффективности применения микробиального препарата представлены в таблице 25.

Таблица 25 – Экономическая эффективность применения ветома 20.76 красноозёрской породы

Показатель / группа	1-я опытная	2-я опытная	3-я опытная
Дополнительный прирост, кг	9,26	11,57	26,8
Израсходовано препарата	3,15 мл	6,38	12,6 мл
Стоимость израсходованного препарата, руб.	180,2	364,9	721
Затраты на оплату труда	705,91	705,91	705,91
Экономический эффект, руб.	3743,21	4714,19	11973,09
Экономическая эффективность на рубль затрат, руб.	2,22	4,4	8,4

Формула расчета экономической эффективности применения микробиального препарата ветом 20.76 гусям красноозерской породы:

$$\text{Ээ} = \frac{(\text{Дп} \cdot \text{Ц}) - \text{Зв}}{\text{Зв}}, \text{ где}$$

Дп – дополнительный прирост живой массы в опытной группе, кг;

Ц – цена реализации одного кг мяса, руб;

Зв – стоимость препарата и оплата труда, руб.

Экономическая эффективность на рубль затрат определяется делением экономического эффекта от применения кормовой добавки на ее стоимость и оплату труда.

Таким образом, наивысшая экономическая эффективность в условиях производства составила 8 рублей 40 копеек на рубль затрат в 3-й опытной группе при применении ветома 20.76 в дозе 2 мкл/кг живой массы.

3 ОБСУЖДЕНИЕ РЕЗУЛЬТАТОВ

Множество исследований последнего десятилетия посвящены эффективности пробиотиков в качестве функциональных кормовых добавок для улучшения кишечного микробиома и продуктивности сельскохозяйственной птицы (Н.Н. Шульга и др., 2017; Н.В. Мурленков и др., 2019; D.J. Gonzalez et al., 2011; I. Donnik et al., 2019).

Препараты серии ветом стимулируют рост и развитие молодняка, восстанавливают микрофлору желудочно-кишечного тракта, стимулируют клеточные и гуморальные факторы иммунитета, способствуют повышению естественной резистентности, увеличивают сохранность и яйценоскость у птиц (Г.А. Ноздрин и др., 2018; 2019; М.С. Яковлева и др., 2020).

Хищный гриб *Arthrobotrys oligospora*, отличается своей высокой устойчивостью к пищеварительному соку и к ферментам желудочно-кишечного тракта. Попадая в организм птицы, он транзитом проходит через желудочно-кишечный тракт и полностью выходит из организма через неделю применения препарата ветома 20.76. Хищный гриб *Arthrobotrys oligospora*, обладает нематофагным действием, при помощи специально образующихся ловчих приспособлений улавливает нематод в просвете кишечника.

По результатам проведенных нами исследований можно предположить, что механизм действия микробиального препарата ветома 20.76 заключается в том, что входящие в его состав грибы, обладают нематоцидным и ростостимулирующим действием, повышают иммунитет. Попадая в желудочно-кишечный тракт, они становятся ловушкой для улавливания нематод. Петли сети очень клейкие благодаря присутствию на них вязкой жидкости. После захвата нематоды грибом, он ее «съедает». Очень тонкий росток отходит от петли гриба проникает сквозь кутикулу нематоды, внедряясь в ее тело. Здесь кончик его набухает, образуя шарообразную структуру. Затем на поверхности инфекционной луковицы появляется несколько мелких выростов, они

превращаются в нити гриба, трофические гифы, увеличивающиеся в длину настолько быстро, что в конечном итоге они заполняют тело нематоды. Наряду с этим процессом происходит разложение внутренних органов погибшей нематоды с выделением маслянистого вещества. Применяя ветом 20.76 организм птицы менее подвержен инвазированию. В кишечнике птицы происходит уменьшение патогенной и условно-патогенной микрофлоры. Происходит увеличение длины и плотности ворсинок кишечника, увеличивается секреция слизи, что способствует хорошей усвояемости питательных веществ из корма и оптимизации микробиоценоза в кишечнике.

В настоящей диссертационной работе птица, которая получала микробиальный препарат на основе гриба *A. oligospora* показатели абсолютной массы и среднесуточного прироста живой массы как в период применения (0-30 сутки), так и в период последствий препаратов (30-60 сутки) были выше относительно аналогов из контрольной группы. Подобные результаты были достигнуты в исследовании М. К. Huang et al. (2004) инактивированные клетки молочнокислых бактерий *Lactobacillus acidophilus* (332 мг/кг сухого вещества) и *Lactobacillus casei* (368 мг/кг сухого вещества), а также инактивированный мицелий гриба *Scytalidium acidophilum* (326 мг/кг сухого вещества) распыляли на корм цыплят-бройлеров суточного возраста (92 птицы в каждой группе) в течение 42-х суток. В контрольной группе бройлеры получали только основной рацион. Согласно результатам, на 42-е сутки опытного периода абсолютный показатель живой массы у бройлеров, получавших *L. acidophilus* и *S. acidophilum*, статистически значимо ($P < 0,05$) превышал аналогичный показатель в контрольной группе на 5,1 и 6,0%, соответственно. У птицы, которой применяли *L. casei*, абсолютная масса была выше по сравнению с интактными бройлерами на 2,8%, однако различие статистически незначимо. Аналогичные результаты были получены по среднесуточному приросту живой массы: на 42-е сутки экспериментального периода у цыплят-бройлеров, которым применяли *L. acidophilus* и *S. acidophilum*, данный показатель был

статистически значимо выше ($P < 0,05$) относительно контрольной группы на 5,9 и 3,6%, соответственно. У птицы, которая получала *L. casei*, среднесуточный прирост живой массы превышал аналогичный показатель в контрольной группе на 3,3%, но данное различие не является статистически значимым.

А. А. Saleh et al. (2012) описывается исследование, в котором 30 цыплят-бройлеров в возрасте 15-и суток были распределены на контрольную группу ($n=10$), в которой птице применяли только основной рацион, и две экспериментальные группы по 10 птиц, которым скормливали корм, смешанный со спорами гриба *Aspergillus awamori* в дозах $25 \times 10^4/\text{г}$ корма и $10 \times 10^5/\text{г}$ корма ежедневно в течение 12-и суток. Согласно результатам, на 12-е сутки опытного периода среднесуточный прирост живой массы у цыплят-бройлеров, которым применяли *A. awamori* в концентрации $25 \times 10^4/\text{г}$ корма, статистически значимо превышал аналогичный показатель в контрольной группе на 16,9% ($P < 0,05$). В нашем исследовании птица, получавшая микробиальный препарат на основе гриба, также превышала аналогов из контроля по показателю среднесуточного прироста (за период с 0-х по 15-е сутки), однако различие было статистически незначимым. У птицы, которая получала корм со спорами *A. awamori* в дозе $10 \times 10^5/\text{г}$ корма, среднесуточный прирост абсолютной массы был выше относительно интактных цыплят-бройлеров на 1,9%, однако различие было статистически незначимым.

А. А. Saleh et al., 2015 цыплята-бройлеры 15-суточного возраста были распределены на три группы по семь бройлеров в каждой: контрольная группа, в которой птица получала только основной рацион; экспериментальная группа, где в корм цыплят-бройлеров добавляли споры гриба *A. awamori* в дозе $25 \times 10^4/\text{г}$ корма ежедневно на протяжении 12-и суток; экспериментальная группа, в которой птица получала основной рацион, дополненный семенами канолы (50 г/кг корма) и спорами *A. awamori* ($25 \times 10^4/\text{г}$ корма) ежедневно на протяжении 12-и суток. По окончании экспериментального периода было

выявлено, что введение в корм комбинации из канолы и гриба не оказало статистически значимого влияния ни на коэффициент конверсии корма, ни на среднесуточный прирост живой массы цыплят-бройлеров, несмотря на то, что эффективность конверсии корма была ниже по сравнению с контрольной группой на 32,4%, а среднесуточный прирост живой массы был выше относительно аналогов из контрольной группы на 26,4%. В то же время у птицы, базовый корм которой был дополнен лишь *A. awamori*, коэффициент конверсии корма был статистически значимо ниже относительно аналогов из контрольной группы на 29,0% ($P < 0,05$), а среднесуточный прирост живой массы был статистически значимо выше в сравнении с интактной птицей на 20,8% ($P < 0,01$). В нашем исследовании птица, получавшая пробиотик на основе гриба, также превышала аналогов из контроля по показателю среднесуточного прироста (за период с 0-х по 15-е сутки), однако различие было статистически незначимым.

Н. Rehman et al. (2020) провели эксперимент, в котором цыплята кур ежедневно в течение пяти недель вместе с кормом получали комбинацию из ксиланазы, выделенной из штамма *A. awamori* SAIB-17 (в дозе 40 нанокаталов/кг корма), и наночастиц железа (в дозе 10 мг/кг корма). В результатах исследования указано, что по окончании опытного периода показатель живой массы цыплят был статистически значимо больше по сравнению с аналогами в контрольной группе на 49,2% ($P < 0,01$). В нашем исследовании птица, получавшая пробиотик на основе гриба, также превышала аналогов из контроля по показателю абсолютной массы, однако различие было статистически незначимым. Как и в настоящем исследовании, гистопатологический анализ не выявил каких-либо морфологических изменений в клетках печени птицы.

Обсуждение результатов, полученных в настоящем научно-экспериментальном исследовании, осложнено тем обстоятельством, что в абсолютном большинстве опубликованных исследований хищные грибы

скармливали сельскохозяйственной птице, чтобы измерить противопаразитарный эффект препарата. Однако в некоторых исследованиях и изменения живой массы птицы.

В исследовании S. Thapa et al. (2018) яйца *Ascaridia galli* вносили в чашки Петри с почвой, и половина из них была экспериментально обсеменена спорами нематофага *Pochonia chlamydosporia*. Чашки Петри инкубировали при 22° С в течение 35-и дней, после чего почву скармливали курам-несушкам весом 1,53-1,60 кг путём смешивания с кормом, четыре раза на протяжении 12-и суток. По результатам исследования, на 36-е сутки после первого применения хищного гриба, среднесуточный прирост живой массы кур-несушек находился в диапазоне от -76 до 90 г и статистически значимого влияния *P. chlamydosporia* на интенсивность роста исследуемой птицы не было установлено. Это согласуется с результатами нашего исследования.

Воздействие пробиотиков бактериального происхождения на организм продуктивной птицы изучено более широко. Положительные эффекты применения *B. subtilis* предположительно обусловлены способностью этой бактерии создавать анаэробную среду в кишечнике организма-хозяина, индуцировать рост и пролиферацию аутохтонных лактобацилл, инициируя таким образом конкурентную колонизацию кишечника и подавление роста патогенных микроорганизмов, что в конечном счёте приводит к повышению эффективности конверсии корма (J. S. Jeong and I. H. Kim, 2014; K. Bai et al., 2017).

В исследование L.Y. Wu et al, (2008), в котором 240 гусят суточного возраста были случайным образом разделены на четыре группы по 60 птиц: группа, в которой гусята получали только основной рацион (отрицательный контроль); группа, в которой в дополнение к основному рациону птице применяли антибиотик Флавомицин в дозе 5 мг/кг живой массы (положительный контроль); две экспериментальные группы, в которых высушенную культуру *B. subtilis* вводили в основной рацион гусят в дозах 250

или 500 мг/кг корма (2×10^{10} КОЕ/г сухого вещества). Все рационы скармливали в виде пюре ежедневно на протяжении 28-и дней. Согласно результатам, по окончании экспериментального периода среднесуточный прирост живой массы гусят, получавших *B. subtilis* в дозе 250 мг/кг корма, был статистически значимо выше относительно аналогов из негативного контроля на 6,9% ($P < 0,05$). Показатель также превышал позитивный контроль на 3,3%, но различие не является статистически значимым. При этом у гусят, получавших *B. subtilis* в дозе 250 мг/кг корма, среднесуточный прирост живой массы был ниже в сравнении с аналогами из негативного и позитивного контроля на 2,7 и 5,9%, соответственно. Различие статистически незначимо. В исследовании, проведённом нами, среднесуточный прирост живой массы под воздействием препарата на основе *B. subtilis* через месяц экспериментального применения также статистически значимо превышал аналогов из контроля.

Наши данные согласуются с исследования W. Chen et al. (2013) 240 гусей 10-недельного возраста были случайным образом распределены на три группы по 80 птиц: контрольная группа, в которой гуси получали только основной рацион, и две экспериментальные группы, в которых основной рацион был дополнен жидкой культурой, состоящей из *B. subtilis* var. *natto* N21 и *Saccharomyces cerevisiae* Y10 в концентрации приблизительно 10^9 КОЕ/г корма, которую лабораторно подвергали ферментации в течение 24-х либо 48-и часов и задавали с кормом ежедневно на протяжении трёх недель. Согласно результатам, у гусей, которые потребляли комбинацию пробиотиков с 24-часовой и 48-часовой ферментацией, абсолютный показатель живой массы по окончании опытного периода был выше по сравнению с аналогами из контрольной группы на 2,3 и 3,7%, соответственно, однако различие было статистически незначимым. Вместе с тем у гусей, которым скармливали препарат с 24-часовой и 48-часовой ферментацией, среднесуточный прирост живой массы статистически значимо ($P < 0,05$) превышал показатель в контрольной группе на 27,7 и 25,5%, соответственно.

Также наши данные согласуются с данными С.Ф. Сухановой и др. (2017) и с данными Г.А. Ноздрина (2017), указывающих, что при применении пробиотиков на основе грибов показатели живой массы, среднесуточный и валовый приросты были наибольшими у гусят-бройлеров на 60 сутки введения пробиотика в состав кормовых добавок. По результатам наших исследований и литературных данных механизм ростостимулирующего действия препарата ветом 20.76, заключается в активации пищеварительной и моторной деятельности органов пищеварения. Биологически активные метаболиты, синтезируемые облигатной микрофлорой, предупреждают поражение энтероцитов патогенными микроорганизмами, создавая благоприятные условия для всасывания питательных веществ.

В ходе наших исследований препарат ветом 20.76 не проявили себя негативно, побочных эффектов не было выявлено, поэтому можно сделать вывод, что препараты не оказывают токсического действия. Что согласуется с данными Р.Г. Уткиной (2018) по исследованию острой токсичности ветома 20.76 и данными И.Г. Осиповой (2006), А.Б. Ивановой (2008); О.М. Гринько (2010) по исследованию токсичности препаратов на основе бацилл.

Эмпирические данные указывают на сопряжённость микробиоты и метаболических процессов (N.G. Barra et al., 2021). В связи с этим помимо показателей продуктивности заслуживает внимание также динамика гематологических показателей птицы при экспериментальном применении микробиальных препаратов. В нашем исследовании не наблюдалось однозначных тенденций относительно воздействия изучаемого микробиального препарата на метаболиты крови гусей.

В научной статье В. Zhang et al. (2020) утверждается, что в результате скормливания *B. subtilis* гусям 46-недельного возраста дополнительно к основному рациону в дозе $2,5 \times 10^9$ КОЕ/кг корма на протяжении 10-и недель содержание эритроцитов в крови птицы было выше по сравнению с аналогами из контрольной группы на 2,7% (различие статистически незначимо), что не

согласуется с результатами нашего исследования, где на 60-е сутки опыта концентрация эритроцитов в крови птицы была ниже аналогичного показателя у интактной птицы. Вероятно, это обусловлено тем обстоятельством, что в нашем исследовании период применения *B. subtilis* был короче, чем в описываемой работе. Уровень гематокрита в крови гусей был ниже относительно контроля на 0,2% (различие статистически незначимо), что примерно соответствует динамике данного показателя, полученной в нашем исследовании. Содержание гемоглобина в крови гусей по истечении опытного периода было ниже по сравнению с аналогами из контрольной группы на 0,5% (различие статистически незначимо), что согласуется с результатами нашего исследования. Показатель среднего объёма эритроцитов в крови птицы был выше относительно аналогов из контрольной группы на 0,9% (различие статистически незначимо), что приблизительно соответствует динамике данного показателя, зафиксированной в нашем исследовании. При этом авторы утверждают, что применение *B. subtilis* в дозе $5,0 \times 10^9$ КОЕ/кг корма с той же продолжительностью выразилось в концентрациях эритроцитов, гематокрита, гемоглобина и среднем объёме эритроцитов статистически значимо ($P < 0,05$) превышающих аналогичные показатели в контрольной группе на 4,7; 4,9; 4,4 и 2,0%, соответственно.

Согласно данным эксперимента, проведённого Z.F. Zhang et al. (2012), под воздействием скармливания спор *B. subtilis* бройлерам 2-хсуточного возраста в дозе 10^8 КОЕ/кг корма ежедневно на протяжении 35-и суток содержание лейкоцитов в крови птицы было ниже на 1,4% по сравнению с аналогами из контрольной группы (различие статистически незначимо), где бройлеры получали лишь базисный рацион. В нашем исследовании наблюдалась схожая динамика данного показателя. Концентрация эритроцитов в крови бройлеров была ниже относительно уровня в контрольной группе на 2,1% (различие статистически незначимо), что расходится с результатами нашего исследования, в котором на 30-е сутки применения *B. subtilis*

содержание эритроцитов в крови гусей значительно превышало аналогичный показатель в контроле. Кроме того, авторы сообщают о том, что в результате введения *B. subtilis* в рацион бройлеров среднесуточный прирост живой массы птицы был статистически незначимо выше на 2,4% относительно интактных бройлеров, что примерно соответствует результатам настоящего диссертационного исследования.

Согласно публикации W. Rivera-Pérez et al. (2021), в результате скормливания штамма *B. subtilis* QST713 бройлерам суточного возраста дополнительно к базисному рациону в дозе 10 мг/кг корма на протяжении 35-и суток уровень гематокрита в крови птицы был выше, чем у аналогов из контрольной группы на 4,4% (различие статистически незначимо), что приблизительно соответствует результатам нашего исследования, где на 30-е сутки применения *B. subtilis* содержание гематокрита в крови птицы в значительной мере превышало аналогичный показатель у интактной птицы. Концентрация гемоглобина в крови бройлеров была статистически незначимо выше относительно аналогов из контрольной группы на 5,2%, что в некоторой степени согласуется с результатами нашего опыта, в котором данный показатель под воздействием применения *B. subtilis* выраженно превышал значение в крови интактных гусей. Помимо динамики гематологических показателей, авторы приводят также данные по изменениям абсолютной массы бройлеров по истечении экспериментального периода: живая масса птицы, получавшей *B. subtilis* QST713, была статистически значимо выше в сравнении с интактными бройлерами на 3,9% ($P < 0,05$). В нашем исследовании абсолютная масса гусей под воздействием *B. subtilis* на 30-е сутки применения превышала аналогичный параметр в контрольной группе на 6,8%, однако различие не было статистически значимым.

Таким образом, результаты проведённых нами научно-экспериментальных исследований по изучению влияния микробиального препарата на основе нематофага указывает позитивное действие данного

микробиального препарата на биологический потенциал развития гусей, без негативного влияния на состояние показателей крови и тканей печени птицы, что согласуется с результатами ряда исследований. Это позволяет утверждать о целесообразности применения препарата ветом 20.76 при выращивании сельскохозяйственной птицы.

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Таким образом, проведенные исследования позволили изучить влияние нового микробиального препарата ветома 20.76, на рост и развитие гусей красноозерской породы, а также морфофункциональное состояние печени и тонкого отдела кишечника птицы, что позволило сделать следующие выводы:

Выводы:

1. Оптимальной дозой применения микробиального препарата ветома 20.76 является 2 мкл/кг абсолютной массы тела гусей 1 раз в сутки в течение 30 дней.

2. Интенсивность роста гусей в эксперименте под влиянием ветома 20.76 повышается. Выраженность ростостимулирующего эффекта зависела от дозы применяемого препарата. Максимальный среднесуточный прирост 104,4 г регистрировали у гусей при назначении ветома 20.76 в дозе 2 мкл/кг живой массы тела в 1 раз в сутки в течение 30 дней.

3. Концентрация лейкоцитов в крови у гусей при применении ветома 20.76 в изучаемых дозах повышалась в пределах физиологической нормы. Содержание лейкоцитов в крови опытных гусей повышалось на 8,81 ($P<0,01$)% при применении ветома 20.76 в дозе 0,5 мкл/кг массы тела, и на 5,54 ($P<0,01$)% при введении в дозе 1 мкл/кг массы тела относительно аналогов из контроля.

4. Ветом 20.76 стимулирует обменные процессы в организме гусей красноозерской породы. Содержание общего белка в сыворотке крови опытных гусей при применении ветома 20.76 в дозе 1 мкл/кг повышалось от 7,69 ($P<0,01$) до 9,86 ($P<0,01$)%, при введении ветома 20.76 в дозе 2 мкл/кг массы тела от 8,79 ($P<0,01$) до 12,71 ($P<0,01$)% по отношению к контрольной группе. При назначении ветома 20.76 в дозе 2 мкл/кг массы повышалось содержание альбуминов в сыворотке крови от 7,43 ($P<0,01$) до 11,98 ($P<0,01$) % относительно контроля.

5. Ветом 20.76 в дозах 0,5; 1 и 2 мкл/кг живой массы тела не оказывает

негативного воздействия на структуру печени опытной птицы. Структура печени опытных и контрольной групп не имела достоверных различий.

6. Под влиянием ветома 20.76 в дозах 0,5; 1 и 2 мкл/кг живой массы тела происходило увеличение высоты и плотности ворсинок тонкого отдела кишечника. Ветом 20.76 повышает всасывающую способность кишечника.

7. Интенсивность роста опытной птицы в производственных условиях была выше по отношению к аналогам из контроля. Ростостимулирующий эффект зависел от дозы применяемого препарата ветома 20.76. Максимальное увеличение абсолютной массы регистрировали у гусей на 8,28 % по отношению к контрольной группе при назначении ветома 20.76 в дозе 2 мкл/кг массы тела.

8. Максимальная экономическая эффективность в условиях производства составила 8 рублей 40 копеек на 1 рубль затрат при применении ветома 20.76 в дозе 2 мкл/кг живой массы тела при введении 1 раз в сутки в течение 30 дней.

СПИСОК СОКРАЩЕНИЙ

% – процент

± – стандартное отклонение

Me – медиана

me - статистической ошибки

Cv, % - коэффициент вариации

10¹²/л – 10 в двенадцатой степени на литр

10⁹/л – 10 в девятой степени на литр

A. oligaspora – *Arthrobotrys oligaspora*

B. subtilis – *Bacillus subtilis*

DSM – штаммы бактерий, предоставляемые Германской коллекцией микроорганизмов и культур клеток

АЛТ – аланинаминотрансфераза

АСТ – аспартатаминотрансфераза

ВКПМ – Всероссийская коллекция промышленных микроорганизмов

КОЕ – колониеобразующая единица

P – критерий достоверности

г – грамм

г/л- грамм на литр

фл – фемтолитр

ммоль/ л – миллимоль на литр

Ед./л – единица на литр

мкл / кг – микролитр на килограмм

мг/ кг – миллиграмм на килограмм

п - пикограмм

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. Азаубаева, Г.С. Особенности естественной резистентности шадринских гусей / Г.С. Азаубаева, С. Ф. Суханова // Птицеводство. – 2007. – № 6. – С. 7-8.
2. Акаевский, А.И. Анатомия домашних животных /А.И. Акаевский, С.Б. Селезнев, Ю.Ф. Юдичев. – 5-е изд. перер. и доп. – М. : Аквариум Бук, 2005. – 640 с.
3. Барсукова, Е.Н. Применение препарата на основе *Bacillis subtilis* в перепеловодстве и его влияние на интенсивность роста // Е.Н. Барсукова, Г.А. Ноздрин, Л.П. Ермакова // Труды Всероссийского НИИ экспериментальной ветеринарии им. Я.Р. Коваленко. – 2021. – Т. 82. – С. 80-84.
4. Беккер, З.Э. Физиология и биохимия грибов / З.Э. Беккер // Москва. – 1988. – 230 с.
5. Бессарабов, Б. Ф. Лабораторная диагностика клинического и иммунобиологического статуса у сельскохозяйственной птицы / Б.Ф. Бессарабов. – М. : КолосС, 2008. – 152 с.
6. Бессарабов, Б.Ф. Защитные механизмы птиц в постэмбриональном периоде / Б.Ф. Бессарабов // Птицеводство. – 2009. – №10. – С. 46-47.
7. Болотников, И.А. Практическая иммунология сельскохозяйственной птицы / И.А. Болотников, Ю.В. Конопатов. – СПб.: Наука, 1993. –203 с.
8. Вавина, О.В. Анатомия домашней птицы:2-е изд., перераб. И доп./О.В. Вавина. – Нижний Новгород: НГСХА, 2008 – 41 с.
9. Воронин, М.С. Микологические исследования / М.С. Воронин. – СПб. – 1869. –33 с.
10. Вракин, В.Ф. Анатомия и гистология домашней птицы/ В.Ф. Вракин, М.В. Сидорова. – М. : КолосС, 1984. – 439 с.
11. Галина, Ч.Р. Хозяйственно-полезные и биологические особенности

гусей кубанской, белой венгерской пород и их помесей : дис. ... канд. с.-х. наук : 06.02.10 / Галина Чулпан Рифовна ; науч. рук. Р.Р. Гаднев. – Уфа, 2013 – 125 с.

12. Герасименко, В.В. Возрастные особенности показателей естественной резистентности гусей при использовании пробиотиков / В.В. Герасименко // Известия Оренбургского ГАУ. – 2005. – №2 – С. 37-39.

13. Горковенко, Л.Г. Особенности кормления гусей в фермерских хозяйствах/ Л.Г. Горковенко, А.Е. Чиков, Н.А. Пышманцева. – Птицеводство. – 2010 – № 6 – С. 27 - 28

14. ГОСТ 19496-2013. Мясо и мясные продукты. Метод гистологического исследования. Общие требования и правила составления: Межгосударственный стандарт: дата введения 2015-07-01 / Межгосударственный совет по стандартизации, метрологии и сертификации. – Изд. официальное. – Москва: Стандартинформ, 2014. – 12 с.

15. ГОСТ Р 52837-2007. Птица сельскохозяйственная для убоя. Технические условия. Общие требования и правила составления: Национальный стандарт Российской Федерации: дата введения 2009-01-01 / Федеральное агентство по техническому регулированию и метрологии. – Изд. официальное. – Москва: Стандартинформ, 2008. – 8 с.

16. Гринько, О.М. Экспериментальное изучение антагонистических свойств штамма бактерий *Bacillus pumilus* "Пашков" : автореф. дис. ... канд. мед. наук : 03.02.03 / Гринько Ольга Михайловна. – Москва, 2010. – 27 с.

17. Данилевская, Н. В. Фармакостимуляция продуктивности животных пробиотическими препаратами : автореф. дис.. д-ра вет. наук : 16.00.04 / Данилевская Наталья Владимировна. –М., 2007. – 41 с.

18. Данилова, А.А. Совместное применение пробиотика и сорбента в птицеводстве /А.А. Данилова, А.Н. Ратошный, Д.В. Осепчук [и др.] //Сборник научных трудов Краснодарского научного центра по зоотехнии и ветеринарии. – 2020. – Т. 9. № 1. – С. 338-344.

19. Деблик, А.Г. Функциональная морфология периферических органов

иммунитета цыплят при применении пробиотиков : автореф. дис. ...канд. вет. наук : 16.00.02 / Деблик Александр Геннадьевич. – Уфа, 2007. – 19 с.

20. Европейская конвенция по защите позвоночных животных, используемых для экспериментальных и других научных целей от 18.03.1986 № 123. – 1986.

21. Ездакова, И.Ю. Динамика иммунокомпетентных клеток в процессе иммунного ответа на Т-независимые и Т-зависимые антигены / И.Ю. Ездакова // Ветеринарная медицина. – 2007. – № 1. – С. 11-12.

22. Зайцева, Е.В. Морфология иммунной системы птиц /Е.В. Зайцева. – Ладомир-Брянск : [б.и.], 2011. – 109 с.

23. Иванова, А.Б. Пробиотики серии ветом в птицеводстве для повышения продуктивности и качества продукции / А.Б. Иванова, А.Г. Ноздрин, А.И. Шевченко [и др.] // Эффективные и безопасные лекарственные средства в ветеринарии: III междунар. конгр. Вет. фармакологов и токсикологов. – СПб., 2014. – С. 196-198.

24. Иванова, А.Б. Фармакологическая характеристика пробиотиков на основе *Bacillus Subtilis* и эффективность их применения в птицеводстве: автореф. дис. ... д-ра ветеринар. наук : 16.00.04 / Иванова Анжела Борисовна. – Новосибирск, 2008. – 37 с.

25. Исханова, А. Р. Эффективность использования пробиотиков при выращивании гусят-бройлеров / А.Р. Исханова // Российский электронный научный журнал. – 2016. – № 1 (19) – С. 230-238.

26. Каблучеева, Т. И. Особенности пищеварения в слепых отростках кишечника у молодняка мясных кур при разном уровне протеина и использовании пробиотиков в рационе : автореф. дис. ... канд. биол. наук : 06.02.05 / Каблучеева Татьяна Ивановна. – Краснодар, 2000. – 27 с.

27. Карелина, Л.Н. Влияние БАД на воспроизводительные качества уток кросса «Благоварский» / Л.Н. Карелина, С.В. Сверлов // Вестник ИрГСХА. – 2014. – № 60. – С. 77-81.

28. Карпуть, И.М. Иммунология и иммунопатология болезней молодняка / И.М. Карпуть. – Минск : Ураджай, 1993. – 45 с.
29. Конопатов, Ю.В. Основы иммунитета и кормление сельскохозяйственной птицы / Ю.В. Конопатов, Е.Е. Макеева // СПб., «Петролазер», 2000. – 120 с.
30. Кочиш, И.И. Биология сельскохозяйственной птицы / И.И. Кочиш, И.Л. Сидоренко, В.И. Щербатов. – М.: КолосС, 2005. – 203с.
31. Куликова, О.Л. Оценка эффективности антгельминтиков при кишечных микстнематодозах / О.Л. Куликова // Ветеринария. – 2009. – №7. – С. 32-34.
32. Лукьяченко, Т.А. Сокращение численности инвазионных личинок стронгилид лошадей при использовании хищного гриба *Duddingtonia flagrans* / Т.С. Лукьянченко // Вестник зоологии. – 2000. – №3. – С. 67-72.
33. Мамилов, А.Ш. Дифференцированный учет грибной и бактериальной биомассы в почве при разложении растительных остатков / А.Ш. Мамилов [и др.] // Почвоведение. – 2000. – №12. – С. 1457-1462.
34. Мацкевич, Н.В. Естественная изменчивость хищных грибов - гельминтофаговые вида *Arthrobotrys oligospora* Fres / Н.В. Мацкевич, В.Б. Удалова // Москва: Тр.ВИГИС, т.ХШ. – 1970. – 156 с.
35. Мелехин, Г. П. Физиология сельскохозяйственной птицы/ Г. П. Мелехин, Н. Я. Гридин. – М. : Колос, 1977 – 288 с.
36. Мехтиева, Н.А. Нематофаговые хищные грибы : автореф. дис. ... канд. биол. наук : АН АзССР. Отд-ние биол. наук. Объедин. совет / Мехтиева Ниса Ашраф кысы. – Баку. – 1969. – 31 с.
37. Мигунова, В.Д. Изучение эффективного применения биопрепарата на основе хищного гриба *Arthrobotrys oligospora* против галловой нематоды на растении огурца / В.Д. Мигунова // Вестник РГАЗУ. Агрохимия. – Москва, 2004. – С. 103-105.
38. Мигунова, В.Д. Развитие хищного нематофагового гриба

Arthrobotrys oligosporae дерново-подзолистой почве / В.Д. Мигунова, Б.А. Бызов, Л.М. Полянская, Г.Д. Звягинцев // Вестник МГУ. – 2002. – №3. – С. 44-47.

39. Милованова, Е.А. Влияние лактобактерий и селеносодержащего препарата на некоторый макроэлементный состав в крови организма / Е.А. Милованова, В.Н. Никулин // Известия Оренбургского государственного аграрного университета. – 2021. – № 1 (87). – С. 213-216.

40. Мурленков, Н.В. Теоретическое обоснование производства мясной продукции водоплавающей птицы / Н.В. Мурленков, Л.Д. Самусенко // Эффективное животноводство. – 2019. – № 55 (153). – С. 22-24.

41. Никулин, В.Н. Эффективность применения пробиотика и соли йода в промышленном птицеводстве / В.Н. Никулин, Е.Р. Скицко // Известия Оренбургского государственного аграрного университета. – 2019. – № 5 (79). – С. 265-267.

42. Новик, Я.В. Влияние пробиотических препаратов на основе *Bacillus subtilis* на массу гусят / Я.В. Новик, Г.А. Ноздрин, А.Г. Ноздрин // Вестник Алтайского государственного аграрного университета. – 2022. – № 2 (208). – С. 55-58.

43. Ноздрин, Г. А. Определение местного резорбтивного действия нового пробиотического препарата ветом 21.77 / Г. А. Ноздрин, А. А. Леляк, Э. Р. Рафикова, Н. В. Ревков // Актуальные проблемы агропромышленного комплекса сборник трудов научно-практической конференции преподавателей, студентов, магистратнтов и аспирантов, посвященный 80-летию Новосибирского ГАУ. – 2016. – С. 390-395.

44. Ноздрин, Г.А Влияние пробиотика «Ветом 13.1» на химический состав мышечной ткани у гусей / Г.А. Ноздрин, Т.Г. Казанцева // Аграр. Вестн. Урала. – 2012. – № 5. – С. 46-47.

45. Ноздрин, Г.А. Влияние пробиотического препарата Ветом 20.76 на физиологическое состояние гусей / Г.А. Ноздрин, А. И. Леляк, А.А. Леляк, Н.С.

Яковлева [и др.] // Роль аграрной науки в устойчивом развитии сельских территорий. Сборник III Всероссийской (национальной) научной конференции. – 2018. – С. 424-426.

46. Ноздрин, Г.А. Интенсивность роста гусей при использовании пробиотического препарата Ветом 20.76 / Г.А. Ноздрин, А. И. Лесяк, А.А. Лесяк, Н.С. Яковлева [и др.] // Роль аграрной науки в устойчивом развитии сельских территорий. Сборник III Всероссийской (национальной) научной конференции. – 2018. – С. 768-771.

47. Ноздрин, Г.А. Использование пробиотиков для получения экологически безопасной продукции / Г.А. Ноздрин, А.И. Шевченко // Ветеринарная генетика, селекция и экология: материалы II междунар. науч. конф. (Россия, 12-14 нояб. 2003 г.). – Новосибирск, 2003.

48. Ноздрин, Г.А. Теоретические и практические основы применения пробиотиков на основе бацилл в ветеринарии / Г.А. Ноздрин, А.Б. Иванова, А.Г. Ноздрин // Вестник Новосибирского государственного аграрного университета. – 2011. – № 5 (21). – С. 87-95.

49. Ноздрин, Г.А. Физиологический статус и продуктивность гусей при применении пробиотиков : монография / Г.А. Ноздрин, А.И. Шевченко, С.А. Шевченко [и др.] / Новосиб. гос. аграр. Ун-т. – Новосибирск : ИЦ НГАУ «Золотой колос», 2017. – 194 с.

50. Ноздрин, А. Г. Применение жидкой формы ветома телятам в ранний постнатальный период жизни / А. Г. Ноздрин, Г. А. Ноздрин, О. В. Лагода, Е. А. Гребенщикова // Вестник Новосибирского государственного аграрного университета. – 2017. – №. 4. – С. 103-108.

51. Ноздрин, Г. А. Пробиотики на основе *Bacillus subtilis* и качество продукции птицеводства / Г. А. Ноздрин, А. И. Шевченко // Вестник Новосибирского государственного аграрного университета. — 2006. – № 5. – С. 34 - 35.

52. Ноздрин, Г.А. Дозозависимый эффект воздействия

пробиотического препарата ветом 1 на кумулятивные показатели яичной продуктивности японского перепела / Г.А. Ноздрин, Л.П. Ермакова, С.Н. Тишков, А.Г. Ноздрин, Я.В. Новик // Вестник НГАУ (Новосибирский государственный аграрный университет). – 2019. – № 4 (53). – С. 65-72.

53. Орлова, Е.А. Физиология пищеварения у птиц / Е.А. Орлова // Eurofarmer. – 2006. – №4. – С. 46-47.

54. Осипова, И.Г. Экспериментально-клиническое изучение споровых пробиотиков : автореф. дис. ... д-ра биол. наук : 03.00.07 / Осипова Ирина Григорьевна. – Москва, 2006. – 52 с.

55. Сафонов, Г. А. Пробиотики как фактор, стабилизирующий здоровье животных / Г.А. Сафонов, Т.А. Калинина, В.П. Романова // Ветеринария. – 1992. – № 7– С. 3-4.

56. Селезнева, М.С. К морфологии желудка сельскохозяйственной птицы / М.С. Селезнева, Е.В. Зайцева // Ученые записки Брянского государственного университета. – 2016. – №2. – С. 76-80.

57. Сорокин, Н.В. Микологические очерки / Н.В. Сорокин // Харьков. – 1871.

58. Суханова, С.Ф. Показатели естественной резистентности гусят-бройлеров, потреблявших Левисел SB плюс / Суханова С.Ф., Корниенко И.Г. // Вестник Алтайского государственного аграрного университета. 2017. – № 5 (151). – С. 103-108.

59. Суханова, С.Ф. Пробиотики серии ветом в составе комбикормов для гусят-бройлеров / С.Ф. Суханова, А.Г. Махалов // Вестн. Курган. ГСХА. – 2014. – №3. – С. 59-61.

60. Суханова, С.Ф. Продуктивность родительского стада гусей при использовании Ветосел Е форте / С.Ф. Суханова, Г.С. Азаубаева, А.В. Кузнецова // Птицеводство. – 2016. – №1. – С.34-37.

61. Удалова, В.Б. Применение хищных грибов (*Arthrobotrys oligospora* Fres) в борьбе с галловой нематодой огурцов в закрытом грунте / В.Б. Удалова

// Бюлл. ВИГИС. – Москва. – 1971. Вып 6. – 120 с.

62. Уткина, Р.Г. Доклинические исследования по определению класса токсичности нового пробиотического препарата ветома 20.76 / Р.Г. Уткина, Г.А. Ноздрин // Актуальные проблемы агропромышленного комплекса. Сборник трудов научно-практической конференции преподавателей, аспирантов, магистрантов и студентов Новосибирского государственного аграрного университета. – 2018. – С. 128-132.

63. Фисинин, В. И. Иммуитет в современном животноводстве и птицеводстве: от теории к практике иммуномодуляции / В.И. Фисинин, П.Ф. Сурай // Птицеводство. – 2013. – № 05. – С. 4-10.

64. Хо-Ван-Кыу Биологически активные вещества хищных грибов : автореф. дис. ... канд. биолог. наук : 03.02.11 / Хо-Ван-Кыу . Москва, 1968. – 12 с.

65. Шевченко, А. И. Пробиотики на основе *Bacillus subtilis* и неорганическая форма селена как стимуляторы роста мясных гусей / А. И. Шевченко, Г. А. Ноздрин, А. Б. Иванова, А. И. Леляк // Вестник Новосибирского государственного аграрного университета. – 2010. – Т. 3. – № 15. – С. 105-108.

66. Шестеперов, А.А. Коллекция фитогельминтов, микогельминтов и основы разработки биологических средств защиты растений от фитогельминтов / А.А. Шестеперов // Материалы конференции «Биологическая защита растений, как основа экологического земледелия и фитосанитарной стабилизации агросистем». – Краснодар. – 2010. С. – 470-471.

67. Шмальгаузен, И.И. Изменчивость и смена адаптивных форм в процессе эволюции / И.И. Шмальгаузен // Общая биология. – 1968. – Т.29, № 4. – С. 509-524.

68. Шульга, Н.Н. К проблеме антибиотиков в продуктах животноводства / Н.Н. Шульга, И.С. Шульга, Л.П. Плавшак // Дальневост. аграр. вестн. – 2017. – №. 4 (44). – С. 150-156.

69. Юсупова, Ч.Р. Гусеводство в России сегодня и в перспективе / Ч.Р. Юсупова, Р.Р. Гадиев, А.Р. Фаррахов, Д.Д. Хазиев // БИО. – 2020. – № 12 (243). – С. 20-27.

70. Яковлева, М.С. Дозодифференцированные корреляционные взаимодействия между показателями обмена гемоглобина у индеек под воздействием пробиотического препарата Ветом 1.2 / М.С. Яковлева, Н.С. Яковлева, Н.А. Готовчиков [и др.] // Вестник НГАУ (Новосибирский государственный аграрный университет). – 2020. – № 1 (54). – С. 82-91.

71. Яковлева, Н.С. Влияние микробиальных препаратов ветом 1 и ветом 20.76 на интенсивность роста гусей / Н.С. Яковлева, Г.А. Ноздрин, В. Стойковски [и др.] // Сибирский вестник сельскохозяйственной науки. – 2021. – Т. 51. – № 2. – С. 73-79.

72. Яковлева, Н.С. Влияние препарата ветом 20.76 на основе хищного гриба *Arthrobotrys oligospora* на уровень лейкоцитов в крови гусей / Н.С. Яковлева, Г.А. Ноздрин, М.С. Яковлева [и др.] // Вестник НГАУ (Новосибирский государственный аграрный университет). – 2019. – № 4 (53). – С. 103-108.

73. Abd El-Hack, M.E Probiotics in poultry feed: A comprehensive review / M.E. Abd El-Hack, M.T. El-Saadony, M.E. Shafi [et al.] // J Anim Physiol Anim Nutr (Berl). – 2020. – Т. 104 (6). – С. 1835-1850.

74. Abdel-Moneim, A. E. Effect of in ovo inoculation of Bifidobacterium spp. on growth performance, thyroid activity, ileum histomorphometry and microbial enumeration of broilers / A. E. Abdel-Moneim, A. M. Elbaz, R. E. Khidr, F. B. Badri // Probiotics and Antimicrobial Proteins. – 2019. – Т. 12(3). – С. 873–882.

75. Agustono, B. Efficacy of dietary supplementary probiotics as substitutes for antibiotic growth promoters during the starter period on growth performances, carcass traits, and immune organs of male layer chicken / B. Agustono, W.P. Lokapirnasari, M.N. Yunita [et al.] // Vet World. – 2022. – Feb. 15(2). – С. 324-330.

76. Alagawany, M. Impact of dietary cold-pressed chia oil on growth, blood

chemistry, hematology, and antioxidant and immunity status of growing Japanese quail / M. Alagawany, M. Nasr, A. Al-Abdullatif [et al.] // Italian Journal of Animal Science. – 2020. – T. 19. №1. – C. 896–904.

77. Arroyo-Balán, F. High Predatory Capacity of a Novel *Arthrobotrys oligospora* Variety on the Ovine Gastrointestinal Nematode *Haemonchus contortus* (Rhabditomorpha: Trichostrongylidae) / F. Arroyo-Balán [et al.] // Pathogens (Basel, Switzerland). – T. 10. № 7. – 2021. – p. 815.

78. *Bacillus amyloliquefaciens* spray improves the growth performance, immune status, and respiratory mucosal barrier in broiler chickens / S. J. Luan [et al.] // Poultry science. – 2019. – T. 98. – №. 3. – C. 1403-1409.

79. *Bacillus subtilis* delivery route: Effect on growth performance, intestinal morphology, cecal short-chain fatty acid concentration, and cecal microbiota in broiler chickens / S. Oladokun [et al.] // Poultry science. – 2021. – T. 100. – №. 3. – C. 1-15.

80. Bang B.G. Localized lymphoid tissues and plasma cells in paraocular and paranasal organ systems in chicken / B.G. Bang, F.B. Bang // Amer. J. Pathol. – 1968. –Vol. – 53 P. 735-757.

81. Dec, M. Antibiotic susceptibility of *Lactobacillus* strains isolated from domestic geese / M. Dec, A. Wernicki, A. Puchalski, R. Urban-Chmiel // British Poultry Science. Vol. 56. 2015. Issue 4. P. 416-424

82. Dietary combined supplementation of iron and *Bacillus subtilis* enhances reproductive performance, eggshell quality, nutrient digestibility, antioxidant capacity, and hematopoietic function in breeder geese / B. Zhang [et al.] // Poultry science. – 2020. – T. 99. – №. 11. – C. 6119-6127.

83. Dietary probiotics as a strategy for improving growth performance, intestinal efficacy, immunity, and antioxidant capacity of white Pekin ducks fed with different levels of CP / A. A. Khattab, M. F. El Basuini, I. T. El-Ratel, S. F. Fouda // Poultry science. – 2021. – T. 100. – №. 3. – C. 1-13.

84. Dittoe, D. K. Impact of the gastrointestinal microbiome and fermentation

metabolites on broiler performance / D. K. Dittoe, E. G. Olson, S. C. Ricke // Poultry science. – 2022. – C. 101786.

85. Donnik, I. PSVI-31 Special characteristics of the *Pseudomonas aeruginosa* strains in animal and poultry farms in the areas with various levels of technogenic pollution / I. Donnik, A. Krivonogova, A. Isaeva, [et al.] // Journal of Animal Science. – 2019. – T. 97. – C. 204–205.

86. Effect of endoxylanase and iron oxide nanoparticles on performance and histopathological features in broilers / H. Rehman [et al.] // Biological trace element research. – 2020. – T. 193. – №. 2. – C. 524-535.

87. Effect of feeding *Aspergillus awamori* and canola seed on the growth performance and muscle fatty acid profile in broiler chicken / A. A. Saleh, K. Hayashi, D. Ijiri, A. Ohtsuka // Animal science journal. – 2015. – T. 86. – №. 3. – C. 305-311.

88. Effect of novel *Lactobacillus paracaesi* microcapsule on growth performance, gut health and microbiome community of broiler chickens / I. Gyawali [et al.] // Poultry science. – 2022. – C. 101912.

89. Effect of supplementation of prebiotic mannan-oligosaccharides and probiotic mixture on growth performance of broilers subjected to chronic heat stress / M. U. Sohail [et al.] // Poultry science. – 2012. – T. 91. – №. 9. – C. 2235-2240.

90. Effect of the nematophagous fungus *Pochonia chlamydosporia* on soil content of ascarid eggs and infection levels in exposed hens / S. Thapa [et al.] // Parasites & vectors. – 2018. – T. 11. – №. 1. – C. 1-11.

91. Effects of *Bacillus subtilis* var. natto and *Saccharomyces cerevisiae* fermented liquid feed on growth performance, relative organ weight, intestinal microflora, and organ antioxidant status in Landes geese / W. Chen [et al.] // Journal of animal science. – 2013. – T. 91. – №. 2. – C. 978-985.

92. Effects of Lactobacilli and an acidophilic fungus on the production performance and immune responses in broiler chickens / M. K. Huang [et al.] // Poultry science. – 2004. – T. 83. – №. 5. – C. 788-795.

93. Effects of probiotics *Lactobacillus plantarum* 16 and *Paenibacillus polymyxa* 10 on intestinal barrier function, antioxidative capacity, apoptosis, immune response, and biochemical parameters in broilers / Y. Wu [et al.] // Poultry science. – 2019. – T. 98. – №. 10. – C. 5028-5039.

94. Effects of three probiotic *Bacillus* on growth performance, digestive enzyme activities, antioxidative capacity, serum immunity, and biochemical parameters in broilers / L. Gong [et al.] // Animal science journal. – 2018. – T. 89. – №. 11. – C. 1561-1571.

95. Effects of β -glucan and *Bacillus subtilis* on growth performance, blood profiles, relative organ weight and meat quality in broilers fed maize–soybean meal based diets / Z. F. Zhang [et al.] // Livestock science. – 2012. – T. 150. – №. 1-3. – C. 419-424.

96. El-Hanoun, A. M. Effect of magnetized well water on blood components, immune indices and semen quality of egyptian male geese / A. M. El-Hanoun, A.F. Wesam, Y. A. Attia, M.M. Abdella // Egypt. Poult. Sci. – 2017. – Vol 37(I). – P. 91-103

97. Epigenetic changes in poultry due to reprogramming of the gut microbiota / A. Dunislawaska, A. Slawinska, M. Siwek, M. Bednarczyk // Animal frontiers. – 2021. – T. 11. – №. 6. – C. 74-82.

98. Feeding *Aspergillus awamori* reduces skeletal muscle protein breakdown and stimulates growth in broilers / A. A. Saleh [et al.] // Animal science journal. – 2012. – T. 83. – №. 8. – C. 594-598.

99. Fernandes, A.S. *Duddingtonia flagrans* as biological control agent against parasitic nematodes of cattle and horses/ A.S. Fernandes // Danish Centre for Experimental Parasitology. The Royal Veterinary and Agricultural University. – Copenhagen. Denmark. –1998. – P. 180.

100. Gonzalez, D. J. Microbial competition between *Bacillus subtilis* and *Staphylococcus aureus* monitored by imaging mass spectrometry / D. J. Gonzalez, N. M. Haste, A. Hollands [et al.] // Microbiology. – 2011. – T. 157. – №. 9. – C. 2485-

2492.

101. Grant, A. *Bacillus spp.* as direct-fed microbial antibiotic alternatives to enhance growth, immunity, and gut health in poultry / A. Grant, C.G. Gay, H.S. Lillehoj // *Avian Pathol.* – 2018. – T. 47(4). – C. 339-351.

102. Grey, N.F. Nematophagous fungi with particular reference to their ecology / N.F. Grey // *Boil. Rev.* – 1987. – T. 62. – P. 245-304.

103. Huang, T.-Yu Forward genetic screens identified mutants with defects in trap morphogenesis in the nematode-trapping fungus *Arthrobotrys oligospora* / T.-Yu Huang [et al.] // *G3 (Bethesda, Md.)*. – T. № 2. – 2021.

104. Jain, A.K. First 10 days of chicken's life: today's care, tomorrow's performance / A.K. Jain // *Poultry Line*. – 2013. – 10 p.

105. Jeong, J. S. Effect of *Bacillus subtilis* C-3102 spores as a probiotic feed supplement on growth performance, noxious gas emission, and intestinal microflora in broilers / J. S. Jeong, I. H. Kim // *Poultry science*. – 2014. – T. 93. – №. 12. – C. 3097-3103.

106. Jha, R. Probiotics (Direct-Fed Microbials) in Poultry Nutrition and Their Effects on Nutrient Utilization, Growth and Laying Performance, and Gut Health: A Systematic Review / R. Jha, R. Das, S. Oak, P. Mishra // *Animals (Basel)*. – 2020. – T. 13. – №10(10). – C. 1863.

107. Jones, S.E. Protection from intestinal inflammation by bacterial exopolysaccharides/ S.E. Jones, M.L. Paynich, D.B. Kearns, K.L. Knight // *J. Immunol.* – 2014. – Vol. 192, N 10.–P. 4813-4820.

108. Kogut, M. H. Role of diet-microbiota interactions in precision nutrition of the chicken: facts, gaps, and new concepts / M. H. Kogut // *Poultry science*. – 2022. – C. 101673.

109. Liang, L. The nitrate assimilation pathway is involved in the trap formation of *Arthrobotrys oligospora*, a nematode-trapping fungus / L. Liang [et al.] // *Fungal genetics and biology: FG & B.* – 2016. – № 92. – C. 33-39.

110. Lin, H.C. Laboratory Maintenance and Culturing of the Nematode-

Trapping Fungus *Arthrobotrys oligospora* / H.C. Lin, Y.P. Hsueh // *Curr Protoc.* – 2021. – T. 1(2). – 41 p.

111. Micronutrients impact the gut microbiota and blood glucose / N. G. Barra [et al.] // *Journal of endocrinology.* – 2021. – T. 250. – №. 2. – C. 1-21.

112. Mitsui, Y. Relationship between nematode trapping fungi and *Meloidogine* hapla in the peanut field / Y. Mitsui, T. Yoshida [et al.] // *Japanese journal of nematology.* – 1976. – Vol. 6. – P. 789-801.

113. Mizejewski, G.J. The concept of an embryonic reticuloendothelial system (ERES) in the developing chick / J. Reticuloendothel // *Soc.* – 1973. – Vol. 14, № 1. – P. 171-180.

114. Nozdrin, G.A. Determining the Acute toxicity of new preparation *vetom 20.76* on Geese and Ducks / G.A. Nozdrin, Y.V. Novik, R.G. Utkina, A.A. Lelyak // *Sarhad Journal of Agriculture.* – 2020. – T. 36. – № 2. – C. 470-477.

115. Oladokun, S. In ovo delivery of bioactive substances: an alternative to the use of antibiotic growth promoters in poultry production—a review / S. Oladokun, D. I. Adewole // *Journal of applied poultry research.* – 2020. – T. 29. – №. 3. – C. 744-763.

116. Probiotics and potential applications for alternative poultry production systems / R. El Jeni [et al.] // *Poultry science.* – 2021. – T. 100. – №. 7. – C. 1-14.

117. Progress in microencapsulation of probiotics: A review / M. Yao [et al.] // *Comprehensive reviews in food science and food safety.* – 2020. – T. 19. – №. 2. – C. 857-874.

118. Rambaud, J.C. Gut microflora. Digestive physiology and pathologie / J.C. Rambaud, J.P. Buts, G. Corthier, B. Flourit. – Paris: John Libbey Eurotext, 2006. – P. 142-154.

119. Recovery of probiotic bacteria from the intestinal tract of broilers after noninvasive pre-hatch application / I. Thøfner, D. Sandvang, K. Aagaard, L. L. Poulsen // *Beneficial microbes.* – 2021. – T. 12. – №. 5. – C. 467-477.

120. Redweik, G.A.J. Live Bacterial Prophylactics in Modern Poultry / G.A.J.

Redweik, J. Jochum, M. Mellata // Front Vet Science. – 2020. –T. 28. №7. – C. 592312.

121. Rivera-Pérez, W. Effect of the use of probiotic *Bacillus subtilis* (QST 713) as a growth promoter in broilers: An alternative to bacitracin methylene disalicylate / W. Rivera-Pérez, E. Barquero-Calvo, A. J. Chaves // Poultry science. – 2021. – T. 100. – №. 9. – C. 1-9.

122. Sergeant, M.J. Extensive microbial and functional diversity within the chicken cecal microbiome / M.J. Sergeant, C. Constantinidou, T.A. Cogan [et al.] // PLoS One. – 2014. – Vol. 9. – C. 91-94.

123. Supplemental effects of probiotic *Bacillus subtilis* fmbJ on growth performance, antioxidant capacity, and meat quality of broiler chickens / K. Bai [et al.] // Poultry science. – 2017. – T. 96. – №. 1. – C. 74-82.

124. Vieira, J. N. In vitro susceptibility of nematophagous fungi to antiparasitic drugs: interactions and implications for biological control / J. N. Vieira [et al.] // Brazilian journal of biology. Revista brasleira de biologia. – T. 77. № 3. – 2017. – C. 476-479.

125. Wang, B. In vitro assays on the susceptibility of four species of nematophagous fungi to anthelmintics and chemical fungicides/antifungal drug / B. Wang [et al.] // Letters in applied microbiology. – T 73. №2. – 2021. –C. 124-131.

126. Wang, Bai-Le Integrated Metabolomics and Morphogenesis Reveal Volatile Signaling of the Nematode-Trapping Fungus *Arthrobotrys oligospora* / Bai-Le Wang [et al.] // Applied and environmental microbiology. – № 84. – 2018.

127. Wu, L. Y. Effect of a dried *Bacillus subtilis* culture on gosling growth performance / L. Y. Wu, R. B. Tan, K. J. Shi // British poultry science. – 2008. – T. 49. – №. 4. – C. 418-422.

128. Yang, Le Pleiotropic roles of Ras GTPases in the nematode-trapping fungus *Arthrobotrys oligospora* identified through multi-omics analyses / Le Yang [et al.] // iScience. – T. 24. № 8. – 2021. – p. 102820.

129. Yang, X. Two Rab GTPases play different roles in conidiation, trap

formation, stress resistance, and virulence in the nematode-trapping fungus *Arthrobotrys oligospora* / X. Yang [et al.] // Applied microbiology and biotechnology. – T. 102. – № 10. – 2018. – C. 4601-4613.

130. Yaqoob, M.U. An updated review on probiotics as an alternative of antibiotics in poultry / M.U. Yaqoob, G. Wang, M. Wang // Anim Biosci. – 2022. – T. 21. – C. 5713.

131. Yu, J. Dietary *Clostridium butyricum* and *Bacillus subtilis* Promote Goose Growth by Improving Intestinal Structure and Function, Antioxidative Capacity and Microbial Composition / J. Yu, B. Dong, M. Zhao [et al.] // Animals (Basel). – 2021. – T. 6. – № 11. – C. 3174.

132. Zhu, X. Incidence rate of angel wing and its effect on wing bone development and serum biochemical parameters in gees / B. Shao, Y. Guo, L. Gao [et al.] // Poultry Science. – 2021. – Vol. 100 (11). – p. 101450.

133. Zhu, M.-C. Regulatory Mechanism of Trap Formation in the Nematode-Trapping Fungi / M.-C. Zhu [et al.] // Journal of fungi (Basel, Switzerland). – T.8. – № 4. – 2022. – p.406.

134. Zopf, W. Zur Kenntnis der Infektions-Krankheiten niederer Tiere / W. Zopf // Nova Acta Leop. Naturf. Halle. – 1888. – №7. – p.421888.