

**А.В. АНДРЕЕВА, Е.Т. МУРАТОВА**

**ИММУННЫЙ СТАТУС,  
МИКРОБИОЦЕНОЗ КИШЕЧНИКА ПОРОСЯТ  
ПРИ ОТЪЕМНОМ СТРЕССЕ И ИХ КОРРЕКЦИЯ**



**А. В. Андреева, Е.Т.Муратова**

**ИММУННЫЙ СТАТУС,  
МИКРОБИОЦЕНОЗ КИШЕЧНИКА  
ПОРΟΣЯТ ПРИ ОТЪЕМНОМ СТРЕССЕ  
И ИХ КОРРЕКЦИЯ**

**УФА 2010**

УДК 619  
ББК 48  
А 65

Одобрено и рекомендовано к изданию редакционно-издательским советом ФГОУ ВПО «Башкирский ГАУ»

Авторы: Андреева А. В., Муратова Е.Т.

Рецензенты:

доктор ветеринарных наук, профессор Галиуллин А.К.

доктор ветеринарных наук, профессор Исмагилова Э.Р.

А 65 Иммунный статус, микробиоценоз кишечника поросят при отъемном стрессе и их коррекция

**ISBN 978-5-7456-0242-9**

В монографии обобщены литературные данные по физиологическим особенностям становления иммунной системы, состояния микробиоценоза кишечника у поросят послеотъемного возраста, средства и методы профилактики послеотъемного стресса. Изложены результаты экспериментальных работ авторов по исследованию иммунобиологического статуса, микробиоценоза кишечника поросят при послеотъемном стрессе и их коррекции пробиотиком «Споровит» в комплексе с прополисным молочком и аскорбиновой кислотой.

Книга предназначена для научных сотрудников, специалистов по иммунологии, микробиологии, биохимии, ветеринарных врачей, аспирантов, студентов аграрных вузов по специальностям «Ветеринария» и «Зоотехния».

УДК 619

ББК 48

А 65

**ISBN 978-5-7456-0242-9**

© Андреева А. В., Муратова Е.Т.

© Башкирский государственный аграрный университет, 2010

## ВВЕДЕНИЕ

В настоящее время большие потери в животноводстве связаны не только с организационно-экономическими трудностями текущего периода. Здоровье животных зависит от ряда факторов (содержание, кормление, программа прививок), особенно выражены в определенные периоды технологического цикла (ранние этапы жизни у новорожденных, в частности отъем молодняка от матерей и т.д.) и, что наиболее важно, от состояния иммунной системы. При иммунодефицитах чаще всего наблюдаются: осложнения за счет других болезней; увеличение конверсии корма; вторичная инфекция; снижение продуктивности; высокая выбраковка и гибель животного (П.И. Григорьева, 2000; Е.В. Зинченко, 2001; В.В. Субботин, 2002; А.Ф. Кузнецов, 2005; Авылов, 2006; И.Р. Мазгаров, 2007; В.П. Козьменко, 2007; Н.А. Соколов, 2007; П.А. Красочко, 2008; Ч.К. А.Н. Белов, 2008; А.А. Вернер, 2008).

В отъёмный период поросята подвергаются воздействию двух основных стресс-факторов – отлучение от свиноматки и переходом от одного корма к другому. Переход от теплой жидкой пищи, богатой питательными веществами, к сухому корму влечет за собой временное нарушение аппетита, которое поросенок стремится компенсировать уже через несколько часов путем переедания высокобелкового корма на голодный желудок и не способен его усвоить. В период отъёма пищеварительная система у поросят еще недостаточно развита. Вследствие недоразвитости ферментной системы желудочно-кишечного тракта поступивший корм не полностью переваривается, избыток неусвоенных питательных веществ и продуктов их ферментации приводит к задержке в кишечнике воды (И.С. Трончук, 1990; Г.В. Корнева, 2006).

Со стрессом, как одной из этиологических причин, связано возникновение у сельскохозяйственных животных желудочно-кишечных и респираторных заболеваний, в развитии которых существенная роль принадлежит условно-патогенной и патогенной микрофлоре. Кроме того, весьма важным обстоятельством является и иммуносупрессивное действие стресса, проявляющееся в угнетении факторов как клеточного, так и гуморального иммунитета (И.С. Трончук, 1990;

Д. И. Преображенский, 1993; С. В. Папшев, 2000; Г.В. Корнева, 2006; А.М.Петров, 2006; Н.И. Малик; А.Н. Панин, 2007; Г.Ф.Бовкун, 2008).

Неуклонно возрастает роль условно-патогенных микроорганизмов в возникновении неонатальной патологии у животных. При этом желудочно-кишечные инфекции поросят-отъемышей, являются одной из наиболее острых проблем в современном животноводстве Российской Федерации, так как они имеют широкое распространение, особенно в крупных хозяйствах, и причиняют большой экономический ущерб (А.Г. Шахов, 2004).

Для повышения функциональной активности иммунной системы животных в ветеринарии широко используют иммуностропные средства. В терапевтической практике все чаще стали обращаться к пробиотическим препаратам, использование которых позволяет уменьшить нагрузку на иммунную систему (Г.А. Ноздрин, 1992, 2000).

Механизм действия пробиотиков направлен на конкурентное исключение условно-патогенных бактерий из состава кишечного микробиотопа, чтобы предотвратить усиление и передачу факторов вирулентности в популяции условно-патогенных бактерий. Бактерии-пробионты обеспечивают опережающее заселение кишечника поросят нормальной микрофлорой и создают биологический барьер, препятствующий доступу к ней условно-патогенных бактерий. В процессе жизнедеятельности бактерии-пробионты вырабатывают комплекс биологически активных соединений, избирательно воздействующих на условно-патогенные микробы (Малик Н.И.; Панин А.Н., 2007).

С появлением новых пробиотиков и синбиотических композиций возникает необходимость изучения их влияния на различные физиологические, биохимические и продуктивные показатели животных при разных условиях кормления, содержания и уровня продуктивности, так как введение в организм пробиотиков, полученных вне самого организма, не всегда может производить достаточный эффект (М.В. Юдин, 2008).

Включение пробиотиков в технологию выращивания молодняка - наиболее современный способ профилактики послеотъемного

стресса и как его следствие желудочных болезней, основанный на экологически безопасных механизмах поддержания высокого уровня колонизационной резистентности кишечника.

В то же время возрастает внимание к роли биостимуляторов в профилактике послеотъемного стресса у поросят. К фармакологическим средствам с подобным механизмом действия можно отнести и препараты, изготовленные из прополиса и аскорбиновую кислоту. Однако следует отметить, что вопросы влияния препаратов прополиса и аскорбиновой кислоты в комплексе с пробиотиками на неспецифические факторы и механизмы защиты организма поросят при послеотъемном стрессе изучены недостаточно. Следовательно, исследование иммунного статуса, микробиоценоза кишечника поросят при послеотъемном стрессе, и разработка методов их коррекции пробиотиками в комплексе с иммуностимуляторами, способными снять супрессивное воздействие стресса, является актуальным и представляет определенный научный и практический интерес.

Вышеизложенное позволяет считать перспективным направление работ по исследованию иммунного статуса, микробиоценоза кишечника и физиологического состояния организма поросят при отъемном стрессе, и поиск средств, оказывающих благоприятное воздействие на иммуногенез и колонизацию кишечника бифидо- и лактобактериями и нормализацию в нем микробиоценоза путем создания благоприятного физиологического и биохимического режима в кишечнике в период отъема с использованием пробиотических препаратов в комплексе с биологически активными продуктами пчеловодства и аскорбиновой кислотой.

Материалы, представленные в настоящей монографии, являются подтверждением сформированного научного мировоззрения по использованию пробиотических препаратов в комплексе с биологически активными препаратами прополиса и аскорбиновой кислотой для профилактики послеотъемного стресса и могут быть полезны для ветеринарных врачей, студентов, аспирантов, научных работников, изучающих и интересующихся указанной проблемой.

# **1 Иммунная система, микробиоценоз кишечника поросят в период отъема и факторы, влияющие на их состояние**

## **1.1 Иммунная система поросят в период отъема и факторы, влияющие на её реактивность**

Из всех видов сельскохозяйственных животных поросята являются самыми незрелыми и недоразвитыми при рождении. Этот период (фаза) является самым критическим в жизни поросят, характеризуется низкой резистентностью, высокой восприимчивостью к заразным болезням и подверженностью к незаразным. Благодаря относительно невысокому уровню развития иммунной системы к моменту рождения и наличию клеток крови, готовых отвечать на разнообразные антигенные воздействия, новорожденные некоторых видов млекопитающих не обладают в этот период достаточно развитыми механизмами клеточного иммунитета и способностью к аутосинтезу антител. Иммунный ответ новорожденных недостаточно совершенен, так как в их организме количество иммунокомпетентных клеток и их активность намного меньше, чем у взрослых, уровень синтеза антител ниже, а значит и чувствительность к инфекционным агентам более высока. (Р. Р. Игнатъев, 1991, А. И. Горский, 2001; В. Клоуз, 2007). Различия в иммунологической реактивности между новорожденными и взрослыми организмами обусловлены не только недостаточной зрелостью иммунной системы молодняка, но и тем, что новорожденный впервые вступает в многочисленные контакты с антигенами (С. И. Плященко, 1979, Хорш, 1981). Формирование иммунного ответа у новорожденных животных напрямую зависит от антигенного раздражителя, его дозы и иммуногенности (Т.В. Tomasi et al., 1980; И. И. Сидорчук с соавт., 1991).

Формирование клеточного и гуморального иммунитета на более высоком уровне происходит в более поздние периоды онтогенеза (И. Н. Блохина, 1979; Л. В. Коляков, 1986; Р.М. Хаитов с соавт., 1986; А. Н. Голиков, 1998; А. Ф. Бакшеев. 1998, 1999, 2003).

Центральные органы иммунитета у поросят начинают свое формирование в конце пренатального развития, а дальнейшее их созревание происходит уже после рождения. На первом месте стоит тимус, корковое вещество которого к моменту рождения занимает до 80% массы органа, содержащее более 95% тимоцитов. Далее к интенсивному развитию подключаются селезенка, пейеровы бляшки подвздошной кишки, мезентериальные и бронхиальные лимфатические узлы, в которых обнаруживают В-лимфоциты, главным образом в первичных фолликулах, и Т-лимфоциты, заселяющие паракортикальную зону. К месячному возрасту в костном мозге начинают появляться плазматические клетки (Л. Л. Вель, 1980; И. М. Карпуть, 1981; Л.А. Коломыцев с соавт., 1996).

У новорожденных животных в лимфатических узлах господствует паракортикальная зона, в которой содержатся, главным образом, Т-лимфоциты (И.М. Карпуть, 1981, 1985; В.Г. Скибицкий с соавт., 1984).

К концу пренатального развития поросят тимус набирает максимальную массу. Корковое вещество составляет 70-80% и содержит 95-98% тимоцитов. В мозговом веществе обнаруживаются единичные тимоциты и тельца Гассаля (В.Г. Скибицкий, 1984). Увеличение количества телец Гассаля на второй день жизни поросят расценивается как реакция на антигенную стимуляцию. В первые недели жизни в тимусе увеличивается корковое вещество (С. М. Сейлгазипа, 1986). Инволюция тимуса начинается в период полового созревания (И.М. Карпуть, 1981; С. М. Сейлгазипа, 1987).

В суточном возрасте поросят количество Т-лимфоцитов в тимусе составляет 78,1%, а к пятому дню жизни снижается до 54,9% и до 56-го дня не меняется (А.А. Коломыцев, 1984). Постоянная тенденция роста продукции Т-лимфоцитов наблюдается с 56-го до 120-го дня жизни (А.Д. Кломыцев, 1984; Э.П. Скрипник, 1988). У новорожденных в фолликулах миндалин, пейеровых бляшках и солитарных фолликулах кишечника обнаруживаются преимущественно В-лимфоциты, (И.М. Карпуть, 1981, 1985). Количество В-лимфоцитов начинает увеличиваться с первого месяца жизни и к третьему-шестому

месяцам повышается на 31%, а в шесть-восемь месяцев наблюдается максимальный уровень В-лимфоцитов, который удерживается до девяти месячного возраста (Ермолаев С.В. с соавт., 2000), Количество В-лимфоцитов в тимусе новорожденных составляет 3,4%. К 90-му дню жизни число В-лимфоцитов достигает 4,8%, но к 120-му дню снижается до 2,6% (А. Л. Коломыцев, 1984; Э.П. Скрипник, 1988).

К двухнедельному возрасту в большинстве лимфоузлах появляются вторичные фолликулы. С пяти-восьми недельного возраста вторичные фолликулы преобладают над первичными, в мозговых тяжах возрастает число Т- и В-лимфоцитов и плазмоцитов. Плазмоцитарная реакция в брыжеечных, портальных и бронхиальных лимфоузлах увеличивается до четырех-шести месячного возраста (И.М. Карпуть, 1985). Мигрирующие из лимфоузлов клетки состоят только из Т- и В-лимфоцитов (R. M. Vinns, 1985). Процессы лимфоплазмоцитопоеза в лимфоузлах активно протекают до годовалого возраста, а затем угасают (И.М. Карпуть, 1985).

Общеизвестно, что образование антител напрямую связано с лимфоидной тканью. По мере созревания лимфатической системы у молодняка начинается синтез собственных антител, главным пусковым фактором которого является антигенная стимуляция. При недостаточности таковой, лимфоидная система животных замедляет развитие и наблюдается малое количество плазматических клеток в органах иммунокомпетентной системы с пониженным синтезом иммуноглобулинов (J. Franc, et al., 1979; Ф. Хорт, 1981; Д. М. Чекишев, 1983).

Таким образом, в силу своих физиологических особенностей, иммунная система поросят к моменту их рождения обладает определенной степенью незрелости и находится в состоянии «ожидания» антигенной стимуляции для дальнейшего созревания в постнатальном периоде. Однако в функциональном отношении у новорожденных иммунная система еще не достигает уровня взрослых особей. Дальнейшее совершенствование механизмов иммунологической защиты организма, особенно на ранних этапах онтогенеза, является в значительной мере антигеннезависимым.

Естественная резистентность является важнейшим показателем, характеризующим иммунный статус животных. С теоретической и практической точек зрения представляет интерес выявление тех закономерностей, которые происходят в организме поросят в период послеотъемного стресса (Дж. Брент, 1990; А. Ф. Бакшеев, 1993, 1994, 1995, 2003; Р. Ф. Arthur, 2008).

Под естественной резистентностью понимают генетически обусловленную способность организма противостоять неблагоприятным воздействиям биологической природы. Состояние естественной резистентности организма определяется комплексом защитных механизмов неспецифического характера, к числу которых относятся гуморальные факторы (лизоцим, комплемент, бактерицидная активность крови и др.) (Е. С. Воронин, 2002).

Устойчивость и жизнеспособность новорожденных поросят зависят только от колострального иммунитета, который формируется за счет получения ими в первые часы (дни) жизни с молозивом и молоком различных факторов, определяющих иммунный статус, таких как иммуноглобулины, клеточные компоненты, факторы неспецифической защиты и лактобактерий, способствующих развитию правильного пищеварения. Кроме того, молозиво и молоко должны быть полноценными в отношении питательности и содержания минеральных веществ, витаминов и других жизненно важных компонентов.

Значительное количество исследований посвящено изучению устойчивости к заболеваниям поросят в первый период жизни, с учетом состояния их естественной резистентности. Так, при низком содержании иммуноглобулинов в сыворотке крови новорожденных отмечается их предрасположенность к заболеваниям как незаразной, так и вирусной, и бактериальной этиологии (J. Hahn, 1973; В. М. Крашенинников, 1983; Lyman, 1993; I. Gudilin, 1998).

Природа и физиологические свойства животного, формировавшиеся в течение многих веков, не в состоянии измениться так быстро, как условия окружающей среды и технология ведения животноводства. Поэтому возникает несоответствие между биологической и окру-

жающей средой, наступает состояние стресса (К. В. Жучаев, 1992, С. П. Князев, 1993, 1995; Н. Соколов, 2007; С. Corino, 2008).

На современном промышленном комплексе животное находится под воздействием во много раз больших стрессовых факторов, чем его предки (Д. П. Иванов, 1982; А.Ф.Кузнецов 1993, 2008; С. П. Князев, 1995). Приспособительные реакции направлены на перестройку жизненных функций организма с целью привыкания его к изменившимся условиям существования и обеспечения согласования всех физиологических систем (П. Д. Горизонтов, 1983, 1999).

С учетом состояния и особенностей реактивности организма у поросят выделяют три критических периода в ранний постнатальный период жизни: первый период - до приема молозива, второй в 14-21-дневном возрасте, третий - в период отъема.

Отъем – это наиболее критическая стадия в жизни свиньи с момента ее рождения до убоя. В период отъема поросята остаются без теплого материнского молока с почти 100% усвояемостью и должны выживать на том корме, который им предоставляется. Корм для поросят-отъемышей должен быть самым лучшим и свежим, содержать молочный протеин или рыбную муку в комбинации с источниками растительного белка. Масса поросенка при отъеме должна составлять не менее пяти кг. Поросята-отъемыши подвергаются воздействию таких стрессовых ситуаций как участие в жизни новой группы; привыкание к новому месту обитания; борьба поросят за установление иерархической подчиненности (В.С. Бузлама, 1976; И.Р. Мазгаров, 2005, 2007).

Отъемный стресс у поросят характеризуется повышением беспокойства, агрессивностью животных, увеличением частоты пульса и дыхания, увеличением травматических повреждений кожи. Все это приводит к ослаблению поросят и возникновению глубоких физиологических изменений в органах пищеварения. В относительно короткий период - ближайшие после отъема 8-10 дней на 8 % происходит отставание в развитии тонкого отдела кишечника, на 11 % снижается сокоотделение, в 2,5 раза повышается кислотность желудочного сока, на 50 % снижается активность пепсина, подавляется активность лак-

тозы. Самой важной характеристикой здесь является сохранность поросят к отъему (В. Г. Козловский, 1984; К. Zhuchayev, Н. Kitazawa, 1991; N. Jерphanova, 1995; А. Ф. Бакшеев, Н. В. Ефанова, 1995,).

На фоне ослабления естественной резистентности организма молодняка сельскохозяйственных животных под влиянием стресс-факторов внешней среды развиваются легочные заболевания, дисбактериозы, характеризующиеся появлением и развитием высоковирулентных ассоциаций микроорганизмов с измененными свойствами из ранее непатогенных штаммов на фоне уменьшения или полного исчезновения основных представителей нормальной кишечной микрофлоры - молочнокислых и бифидобактерий, изменениями показателей крови, уменьшением сохранности молодняка, их роста и развития (В. М. Крашениникова, 1983, 1984; Л.С.Каврук и др., 1997; В.П.Романова, 2008).

Стресс факторы изменяют функциональное состояние жизненно важных систем организма, приводят к перенапряжению их функций, развитию стрессового состояния и, как следствие, к возникновению различных функциональных нарушений (Э. П. Кареева, 2007).

Уровень гормонов гипофизарно-надпочечниковой системы в крови поросят на вторые сутки после отъема остается повышенным, а количество тиреоидных гормонов, напротив, снижается по сравнению исходным (В. Н. Колмацкий, 2005; В. Козьменко, 2007; В. Клоуз, 2007).

По данным Л.Тимофеева (1997), признак стрессовой устойчивости передается в размере 77,8 %. Однако ответная реакция организма на воздействие различных стрессов строго индивидуальна и зависит от уровня стресс-чувствительности и стресс-устойчивости животных (Д. И. Преображенский, 1993; С. В. Папшев, 2000).

Для профилактики болезней в критические периоды жизни В.Д. Соколов, Н.Л. Андреева, А.А. Булатов (1995) рекомендуют применять препараты иммуностимуляторы, адаптогены, стресспротекторы, повышающие уровень неспецифической резистентности организма поросят.

А.Ф. Бакшеев, Н.В. Ефанова (1995) подтверждают влияние иммуноадьюванта на показатели клеточного иммунитета у поросят. Применение БЛК (белково-липидный концентрат) свиноматкам ока-

зывает влияние на функциональное состояние иммунной системы их потомства, на показатели гуморального иммунитета у поросят путем достоверного увеличения содержания иммуноглобулинов-М в сыворотке и усиленного синтеза иммуноглобулинов G.

Е.А. Борисенко, Р.Р. Ипатьева (1995) для коррекции иммунного статуса поросят гипотрофиков рекомендуют тимоген, который повышает содержание общего белка и фагоцитарной активности.

По данным Т.П. Ткаченко (1995) влияние естественного иммуномодулирующего препарата КАФИ на иммунологические показатели поросят определяется увеличением содержания Т-клеток: Т-хелперов и снижением содержания Т-супрессоров.

Таким образом, данные по изучению естественной резистентности и иммунологической реактивности поросят при отъемном стрессе весьма ограничены, очевидна необходимость более глубоких научных исследований по изучению указанных параметров и разработке средств и методов для коррекции иммунного статуса поросят в период послеотъемного стресса.

## **1.2 Микробиоценоз кишечника поросят в период отъема**

Микробиоценоз кишечника - очень важная система организма, выполняющая или регулирующая многочисленные его функции по поддержанию гомеостаза. С современных позиций организм животных рассматривается как «среда обитания» для населяющей его микрофлоры, а толстый кишечник как центр микроэкологии организма, в котором облигатной микрофлоре принадлежит ведущая роль в формировании гомеостаза (Г.Ф. Бовкун, Е.П. Ващекин, Н.И. Малик, 2008).

Микрофлору кишечника начали изучать с 1885 года, когда Т. Escherich выделил кишечную палочку из фекалий человека. Определение биоценоза пищеварительного тракта как экосистеме в 1972 году дал R.E. Hungate, который отмечает, что нормальная микробная экосистема приятна для макроорганизма. Потенциальные патогенные микробы могут присутствовать, но экологический баланс таков, что

они остаются в количестве, безопасном для организма/ С нарушением микробной экосистемы изменяется баланс, и потенциально-патогенные микроорганизмы становятся преобладающими, что приводит к заболеванию. Нарушение нормального состава микрофлоры пищеварительного тракта возникает из-за антибиотиков, избытка кормления, стрессовых ситуаций.

По современным данным, в кишечнике теплокровных животных обитают 400-500 различных видов микроорганизмов, а количество микробных клеток в 1 г кишечного содержимого здоровых животных достигает  $10^{14}$ . Основная часть нормальной микрофлоры теплокровных животных представлена анаэробами - бифидобактерии, лактобациллы (*Bifidobacterium* и *Lactobacillus*), молочнокислые энтерококки и бактероиды, и микроорганизмами с факультативным дыханием — эшерихии и др. По данным В.А. Антипова, В.В. Бондаренко, Н.М. Грачева, Т.В. Мацулевич (1990) в характеристику микробиоценоза толстого кишечника включают и транзиторные микроорганизмы (случайная микрофлора, содержащая даже хозяин неадаптированных возбудителей).

Облигатную микрофлору составляют бифидобактерии — наиболее значимые и доминирующие представители нормофлоры, обитающие в пристеночной слизи и просвете толстого кишечника у молодняка и взрослых животных.

Лактобактерии и молочнокислые энтерококки, расселяющие различные отделы гастроинтестинального тракта: ротовую полость, зуб, желудок, тонкий кишечник, наивысшая плотность их популяций достигается в толстом кишечнике.

Эшерихии (кишечная палочка), с выраженной ферментативной активностью, отсутствием факторов вирулентности, характерны для патогенных штаммов. В отличие от тотального расселения лактобацилл, обитают в определенной экологической нише толстом кишечнике и дистальных отделах тонкой кишки (С.С. Бала, 2001; А. Белов, 2008).

Заселение кишечника животных начинается с момента рождения и протекает как последовательное расселение и размножение до необходимых пределов в различных отделах пищеварительного тракта.

При заселении происходит и сукцессия, т.е. замещение одного сообщества другим в результате изменения места обитания из-за нарушения сообществом физической среды и различных взаимоотношений внутри него. Сукцессия завершается формированием сообществ различных популяций микроорганизмов с соблюдением определенной иерархии (П.А. Красочко, 2008).

В 1971 году D.Van der Waaij установил и сформулировал как термин колонизационная резистентность. Лактофлора и эшерихии в процессе эволюции приобрели исключительно важную роль в формировании колонизационной резистентности, под которой понимают формирование биопленки из клеточного муцина и бактериального полисахарида, заключающих микроколонии бифидобактерий, а также антагонистическую активность бифидобактерий, лактобактерий, эшерихии за счет продуцируемых органических кислот, перекиси водорода, бактерицинов, лизоцима, по отношению к условно-патогенным, гнилостным бактериям, возбудителям.

Облигатная микрофлора выполняет иммуностимулирующую, детоксикационную, пищеварительную и синтетическую функции. Иммуностимулирующая функция флоры реализуется за счет мурамтидов клеточных стенок, активизируя поглотительную и переваривающую способность микрофагов, цитотоксическую функцию мононуклеарно-макрофагальной системы, естественных киллеров, пролиферация Т- и В-лимфоцитов, образование интерферона с функциями полиcitoкинов, фактора некроза опухоли (образование иммуноглобулина А).

При изучении микрофлоры фекалий новорожденных телят, больных токсической диспепсией, В.М. Подкопаев (1985) отмечал дисбиотические изменения, характеризующиеся нарушением соотношений между различными группами кишечной микрофлоры в сторону количественного преобладания микроорганизмов сахаропротеолитической флоры с одновременным резким подавлением жизнедеятельности молочнокислых бактерий; заселением верхних отделов пищеварительного тракта сахаропротеолитическими микробами; нарушением усвояемости

продуктов пищеварения; отсутствием микробных ассоциаций в крови больных с локализацией в пищеварительной трубке.

Р. В. Parker (1988) установил взаимосвязь между составом микрофлоры желудочно-кишечного тракта, состоянием иммунитета и питанием новорожденных поросят.

Нарушения состава микрофлоры кишечника при расстройствах пищеварения у молодняка сельскохозяйственных животных были обнаружены многими исследователями.

Пивняк И.Г., Лаврентьева Н.А. (1994) отмечали, что нарушение соотношения 1:1 эшерихий и молочнокислых бактерий приводит к расстройству пищеварения.

Бухтилов Ф.Н. (1981) и др. в фекалиях телят 1-2-дневного возраста с синдромом диареи обнаруживали увеличенное количество энтерококков и эшерихий, отсутствие лактобактерий в слепой кишке.

Зитаре И.К. (1983) установил, что при диарее телят в составе микрофлоры преобладали эшерихий и грамположительные кокки.

Копопола А.М. (1994) от больных диареей выделил и идентифицировал 171 культуру, отнесенную к 14 видам и предположил, что у больных развивается дисбактериоз, в котором решающее значение принадлежит *E.coli*.

По данным J.L.Rasic, J.A. Kurmann (1992) нарушение нормального биоценоза кишечника оказывает негативное воздействие на организм животных, следствием этого является формирование вторичных иммунодефицитных состояний, в результате чего снижается устойчивость к инфекционным заболеваниям.

Тимашко М.А. с соавт. (1990) при гастроэнтерите молодняка из фекалий выделил повышенное количество клостридий, эшерихий, протеев, микрококков и установил, что дисбактериоз развивается в результате действия стресс-факторов, главный из которых — нарушение режима кормления новорожденных, несбалансированное кормление поросят старшего возраста.

Карпуть И.М., Пивовар Л.М. (2006) из фекалий новорожденных поросят при запоздалом приеме или поступлении иммунологически

неполноценного молозива выделяли патогенные серотипы кишечной палочки, стафилококки, протеи, клостридий, кандиды и др.

По данным М.А. Сидорова и В.В. Субботина (1998) дисбактериоз у поросят может быть обусловлен повышенным количеством энтеробактерий, стафилококков, снижением количества лакто- и бифидобактерий.

И.М. Карпуть, С.А. Борзнов (1992) считают, что диспепсия с развитием дисбактериоза проявляется несварением корма, расстройством моторно-эвакуаторной функции кишечника, возникновением интоксикации.

Животные с нормальной микрофлорой кишечника обладают повышенной фагоцитарной активностью и более высоким содержанием иммуноглобулинов. Лактобациллы стимулируют фагоцитарную активность нейтрофилов в организме и усиливают синтез интерферона лимфоцитов (J. K. Lunney, 1987; И. П. Кондрахин, 2004). Под влиянием пробиотиков у молодняка повышаются содержание лизоцима и бактерицидная активность сыворотки крови (Е.В. Крапивина, 2001).

По данным В.К. Кретирина (2003), микроорганизмы, входящие в состав пробиотиков, активизируют Т- и В-системы иммунитета, влияют на выработку иммуноглобулина А, обуславливающего местный иммунитет слизистой оболочки кишечника (Б.В. Тараканов, 2000; Е. В. Зинченко с соавт., 2001).

Г.А. Ноздрин с соавт. (1992, 1997) при гастроэнтеритах поросят и диспепсии телят рекомендуют внутрь пробиотики Ветом-3, Ветом-4, которые способствуют повышению в крови гемоглобина, количества эритроцитов и общего белка.

Г.А. Ноздрин с соавт. (2000) утверждают, что пробиотик Ветом-1.1 и Ветом-2, используются для профилактики желудочно-кишечных заболеваний поросят в подсосный период.

А.М. Никитенко с соавт. (1995) установили, что применение «Эмелина» поросятам-сосунам повышает продуктивность свиней и их сохранность.

По данным М.Г. Гомедова, Т.И. Трухиной (1995) применение порослям в возрасте 20-35 дней консервированной пасты и пивных дрожжей с кормом снижает их заболеваемость и повышает сохранность.

Таким образом, для успешной профилактики желудочно-кишечных болезней молодняка необходимо учитывать всю совокупность нормо- и условно-патогенной микрофлоры, а также влияние на микробиоценоз кишечника внешней, чаще всего весьма агрессивной среды.

### **1.3 Средства и методы профилактики отъемного стресса у поросят**

Основными структурами, участвующими в мобилизации защитных сил организма при стресс-реакциях, являются рецепторы глаз, ушей, носа, кожи, коры головного мозга, гипоталамус, гипофиз, надпочечники и др. В гипоталамусе в ответ на раздражение высвобождается кортикотропин – гормон, стимулирующий секрецию адренокортикотропного гормона (АКТГ) гипофизом. Максимальная концентрация АКТГ в крови обнаруживается через 2-2,5 минуты после начала действия стрессора. В свою очередь АКТГ начинает действовать на корковый слой надпочечников, вследствие чего пучковая зона коры повышает концентрацию в крови гормонов кортикостерола и гидрокортизона (П.Д. Горизонтов, 1999; Л.Е. Панин, 2003).

По данным С.И. Плященко и С.Т. Сидорова (1979) при анализе заболеваемости поросят 45-90-дневного возраста установлено, что среди стрессчувствительных свинок случаев заболеваемости органов пищеварения, дыхания, конечностей встречается в 1,7 раза больше.

Исследования, проведенные в производственно-лабораторных условиях, показали, что наиболее неблагоприятным периодом в развитии поросят является возраст от 10 до 40 дней, в этот период изменяется состав, снижается калорийность молока свиноматок, проводят прикармливание и отъем поросят, что приводит к снижению иммунитета. Эти обстоятельства являются предрасполагающими факторами, при которых чаще всего возникают и наиболее остро протекают дисбактериозы и диспепсии (А.Ф. Кирсанов, 2005).

Кроме стресс-факторов весьма значительное влияние на состояние молодых животных оказывает и общая недоразвитость пищеварительной системы поросят к моменту отъёма. Как известно, желудочно-кишечный тракт поросят начинает функционировать сразу после рождения. Однако желудочный сок у поросят до двадцатидневного возраста почти не содержит свободной соляной кислоты (0,15–0,35 %), играющей бактерицидную роль и активирующей действие пепсина. Поэтому белки в желудке поросят в первые недели жизни, примерно до тридцатого дня, перевариваются в незначительных количествах. С появлением определенного количества соляной кислоты (до 0,5 %) переваривание белков усиливается (Н.Н.Максимюк, В.Г. Скопичев, 2004).

По данным Еремина С.П. (1998) скармливание поросятам с 7-10-дневного возраста активированного угля в комплексе с аскорбиновой кислотой обеспечивает снижение заболеваемости, повышение сохранности и скорости роста поросят.

Для профилактики стресса поросят-отъемышей, и как их следствие расстройств желудочно-кишечного тракта. Романенко В.Ф. (1988) рекомендует антибактериальные препараты (осарсол, биомицин, синтомицин, фуразолидон, биовит-80, нифулин), а также антибактериальные препараты в комплексе с антитоксическими, иммуномодулирующими, витаминными и микроэлементными добавками.

А. И. Дедкова, С. Н. Химичева (2000) утверждают, что для коррекции отъемного стресса у поросят целесообразно использование синтетического препарата - липоевую кислоту.

По данным Максимюк Н.Н. и Алексеева И.В. (2008) введение сахарина или глюкозы с целью профилактики стресса основано на сглаживании возникающих нарушений. Подсластители оказывают благоприятное влияние на сердечно-сосудистую систему. Усиливается работа сердца, снимаются сосудистые спазмы, улучшается кровообращение в организме. Кроме того, стимулируется деятельность эндокринных желёз и повышается регулирующая роль вегетативной

нервной системы. Проявляется энергетическое действие глюкозы и сахарина, а также её антитоксические свойства.

Применение адаптогенов растительного происхождения основано на успокаивающем действии на организм животных, в результате чего у них повышаются приросты живой массы и снижается травматизм.

Протасов Б.И. (1999) утверждает, что витамины А, D, Е не влияют на развитие стресса и проявление его вредных последствий, поскольку действие этих веществ, вводимых в масляном растворе подкожно, вследствие медленной всасываемости проявляется позже, чем развивается стресс. К тому же действие этих витаминов не направлено на предотвращение специфических изменений обмена веществ, а способно лишь поддержать организм животного.

Послеотъемный стресс у поросят можно уменьшить, включая в состав кормовых смесей соевый шрот и соевое масло в количестве 1–3% рациона (по массе). Соевое масло в составе кормосмесей улучшает их вкусовые качества, способствует более полной поедаемости и лучшей переваримости питательных веществ корма. Смешивание соевого масла с сухими комбикормами препятствует их распылению. Для профилактики нарушений процессов пищеварения после отъема и для повышения среднесуточных приростов живой массы поросятам рекомендуют одновременно с добавкой соевого масла вводить в рацион пропионовую кислоту в количестве 10 % от нормы ввода соевого масла (Ю.Н. Петрушенко, 2005; А.А. Зорикова, 2005).

Таким образом, для профилактики послеотъемного стресса поросят предложено много эффективных средств и их сочетания. Средства комплексной терапии должны быть не только эффективными, но и безвредными как для организма животного, так и для потребителей продуктов. В этой связи изыскание оптимальных методов и средств для профилактики послеотъемного стресса, с учетом коррекции иммунного статуса, микробиоценоза кишечника, способствующих повышению среднесуточного прироста живой массы и снижению заболеваемости остается одной из актуальных проблем животноводства.

### 1.3.1 Применение пробиотиков и животноводстве

Состояние физиологической микрофлоры животных очень динамично и в значительной мере зависит от состояния макроорганизма и условий жизни его. Разностороннее влияние микрофлоры обусловлено редкостными полезными свойствами ее в первую очередь антагонистическим влиянием в отношении большой группы патогенной микрофлоры. Такое влияние имеет большое профилактическое и лечебное значение. Она вырабатывает большое количество витаминных и ферментных средств, необходимых для самых различных физиологических процессов, включая формирование иммунитета (И.Е.Мозгов, 1990).

Пробиотики - биологические препараты, представляющие собой стабилизированные культуры симбионтных микроорганизмов или продуктов их ферментации, которые способствуют росту последних (M.Gros., G.Jhielin, 1970), содержат живые микроорганизмы, относящиеся к нормальной, физиологически и эволюционно обоснованной флоре кишечного тракта (Н.В. Данилевская, 2005).

Термин «пробиотики» был предложен в 1974 году Ричардом Паркером. Свое название - дословно «для жизни» - пробиотики получили за то, что бактерии - пробионты не убивают напрямую патогенные бактерии, а благодаря своему антагонистическому эффекту вытесняют их из состава кишечного биоценоза и препятствуют развитию у них патогенности (В. А. Антипов, 1981; D. Hentges, 1986).

Внимание к препаратам из представителей нормальной микрофлоры кишечника возросло с момента широкого использования в медицине и ветеринарии антибактериальных средств, когда возникли проблемы множественной лекарственной устойчивости микроорганизмов и дисбактериозов (Л.И. Ефанова, Е.Т. Сандуллин, 2004).

Пробиотики, являясь многокомпонентными продуктами, состоящими из живых микроорганизмов и включающие в свой состав различные биологически активные вещества, синтезируемые микроорганизмами в процессе их культивирования, создают наиболее благоприятный

баланс желудочно-кишечной микрофлоры, ответственный за весь процесс утилизации корма и его отдельных элементов (А. Белов, 2008).

Они обладают разносторонним фармакологическим действием. Положительный эффект пробиотиков обусловлен их участием в процессах пищеварения и метаболизма организма-хозяина, биосинтезом и усвоением белка и многих других биологически активных веществ, обеспечением резистентности микроорганизмов. Нормальная деятельность многих систем и органов животных в значительной степени зависит от видового состава и межвидового соотношения микроорганизмов, заселяющих их с момента рождения (S.Cerguigliani, 1974). Благодаря ферментативной активности (амилолитической, протеолитической, целлюлозолитической и др.) симбионтная флора способна синтезировать многие биологически активные вещества: органические кислоты, спирты, липиды, витамины, особенно группы-В, соединения тетрапирольной структуры и др. Всасываясь в кровеносное русло, многие из них активно участвуют в энергитическом и витаминном обменах, играя важную роль в жизнеобеспечении организма хозяина (Г.Готшалк,1982; К.С.Петровский, 1961; В.С.Сивер с соавт., 1975). Органические кислоты усиливают перистальтику и секрецию кишечника, чем способствуют перевариванию корма и повышают резорбцию кальция и железа (R.Schuler, 1968). Полифосфаты бактерий принимают участие в переносе сахаров в клетку, выполняя функцию гексокиназ.

Вместе с тем симбионты способны синтезировать метаболиты, обладающие антитоксическим действием (В.Г.Петровская, О.П.Марко, 1976; О.В.Чахава, 1972).

Другой функцией симбионтных микроорганизмов является защитная роль, которая обеспечивается разными механизмами. Неспецифическую защиту кишечника от патогенных бактерий и вирусов, обладающих генетически детермированными инвазионными свойствами, местная микрофлора выполняет путем создания антагонистического барьера, так называемой колонизационной резистентности кишечника. Вступая в тесный контакт со слизистой оболочкой кишеч-

ника и покрывая поверхность толстым слоем, она механически предохраняет ее от внедрения патогенных микроорганизмов (Э.Т.Телямейстер с соавт., 1977).

Антибактериальная активность симбионтов обусловлена способностью продуцировать спирты, перекись водорода, молочную, уксусную и другие органические кислоты, синтезировать лизоцим и антибиотики широкого спектра действия (лактолин, низин, ацидофилин, лактоцид и др.). Они могут угнетать рост других видов также за счет более высокого биологического потенциала, быстрого размножения и достижения М-концентрации, более короткой lag-фазы, изменения рН или окислительно-восстановительного потенциала среды (В.Г.Петровская, О.П.Марко, 1976; R.Freter, J.Amer, 1974).

В основе механизма действия пробиотиков лежит принудительное заселение кишечника конкурентно-способными штаммами бактерий - пробионтов, которые осуществляют неспецифический контроль за численностью условно-патогенной микрофлоры, вытесняя её из состава кишечной популяции и сдерживая усиление факторов патогенности у её представителей (А. П. Брылин, 2007).

Благодаря тому, что симбионтные серотипы кишечной палочки обладают перекрестными антигенными свойствами с патогенными микроорганизмами, вырабатывая иммуноглобулины по отношению к первым, приобретают механизм защиты и к патогенным серотипам, хотя и никогда не имели с ними контакта (A.Freske, 1974).

Симбионтная микрофлора способствует повышению общей неспецифической резистентности организма хозяина, активно участвуя в обменных процессах и поставляя ему жизненно важные пластические вещества (И.Б.Куваева, 1976).

Многокомпонентный состав (аминокислоты, витамины, ферменты, другие биологически активные вещества) и разностороннее фармакологическое действие позволяют применять пробиотики с высоким эффектом для профилактики и лечения желудочно-кишечных болезней и дисбактериозов, нарушений обмена веществ (гиповитаминозы, анемии и др.), регуляции постстрессовых состояний, особенно

в период технологически обязательных мероприятий, корригирования антимикробной терапии, предупреждения рецидивов болезней, повышения продуктивности и стимуляции роста животных (В.А.Антипов, 1991).

Т.Н.Грязневой и Л.Я.Ставцевой (1991) установлено, что угнетающее действие лакто-и бифидобактерий производственных штаммов (*L.fermenti* 90Т–С4, *L.planfarum* 8Р–А3; *B.bifidum* № 1; 791 ЛВА-3) на энтеробактерии проявляются через 36 часов взаимодействия в смешанных популяциях, достигая максимума через 72 часа.

Нормальная микрофлора оказывает выраженное антагонистическое действие на патогенные и условно-патогенные микроорганизмы, существенно влияет на ферментную активность и витаминобразование, повышает иммунобиологическую реактивность организма животных (В.М.Карпов, 1987).

В настоящее время уделяется особое внимание использованию бактерий индигенной микрофлоры кишечника животных для получения новых активных экологически чистых препаратов, таких как, например, пробиотиков с целью постепенной замены ими традиционных лекарственных препаратов и стимуляторов роста животных (Б.В.Тараканов, Т.А. Николичева, 2000).

Пробиотики (иммунобиотики, эубиотики) относят к числу высокоэффективных лечебно-профилактических медикаментозных средств. Это иммунобиологические препараты на основе живых бактерий, антагонистически активны в отношении возбудителей инфекционных болезней и не оказывают отрицательного влияния на представителей кишечной микрофлоры желудочно-кишечного тракта. При назначении с лечебно-профилактической целью они стимулируют иммунный ответ организма животных, возобновляют нормобиоценоз, при этом продукты животноводства остаются экологически чистыми и безвредными. Пробиотики не имеют противопоказаний к применению и не вызывают побочных реакций (В. И. Раицкая, В. М. Севастьянова, 1999).

Пробиотические препараты включают в свой состав лактобактерии, бифидобактерии, бациллы, дрожжи, энтерококки и др. Нормальная кишечная микрофлора участвует в поддержании колонизационной резистентности слизистой кишечника и играет немаловажную роль в защите от болезней, ассоциированных с нарушениями в микробиоценозе кишечника и чрезмерной контаминацией его условно-патогенными бактериями с повышенными вирулентными свойствами. Нормальная микрофлора кишечника является значимым физиологическим компонентом, эволюционно связанным с микроорганизмом, и ее положительное влияние не ограничивается антагонистическим эффектом. Пробиотики обеспечивают физиологическую целостность многих систем организма, связанных с формированием иммунной системы и локального местного иммунитета слизистой кишечника, гормональной и эндокринной систем (В. В. Субботин, М. А. Сидоров, Н. В. Данилевская, 1998; А. А. Бокун, Т. М. Дяченко и соавт., 2002; С. А. Гужвинская, 2003; С. В. Дервянко, Л. В. Божок и соавт., 2004).

Микрофлора пробиотиков и пищеварительного тракта является одним из главных механизмов защиты макроорганизма от потенциально токсигенных соединений, поступающих в организм с пищей, водой, воздухом или образующихся эндогенно (С. Е. Nord, 1984; К. Zhuchaev, 1995, 1996).

Пробиотические препараты в животноводстве и ветеринарной медицине применяются для улучшения процессов пищеварения у животных в целях стимуляции роста (В.А. Антипов, 1981; В. П. Урбан, И. Л. Наймалов, 1984; S. Knyazev, 1994, 1996; Б.В. Тараканов, 2000; Е.В.Зинченко с соавт., 2000; А. Г. Ноздрин,2000) и повышения привесов (Н.В. Данилевская с соавт., 2005); устранения расстройств пищеварения, возникающих вследствие резкого изменения состава рациона, нарушений режимов кормления, технологических стрессов и других причин; коррекции микробного пейзажа кишечника после антимикробной терапии (Б.В.Тараканов, 2000; И.В. Малик, 2000); замены антибиотиков в комбикормах для молодняка животных, пушных зверей и птиц; профилактики и лечения желудочно-кишечных заболева-

ний у молодняка (В.А. Антипов, В.М. Субботин, 1980; В.А. Антипов, 1981; Т.Н. Грязнева с соавт., 1991; В.В. Субботин, 1998; Б.В. Тараканов, 2000); профилактики послеродовых болезней у свиноматок (А. Вернер, 2008); стимуляции местной иммунной защиты и повышения неспецифической резистентности организма (Б. В.Тараканов, 2000; О.В Зинченко, 2001).

Пробиотики являются эффективными лечебно-профилактическими и ростостимулирующими экологически чистыми препаратами, они физиологичны по своему действию, безвредны для животных, просты в наработке, дешевы, технологичны для группового применения (G. Low, 1980; В.А. Антипов, 1991; W. G. Thompson, 1995; А.Н. Панин, 1996; Г.А. Ноздрин и соавт., 1997, 1999, 1998, 2000; S. V. Levy, 1998; M. D. Collins, 1999; А.А. Вернер, 2008).

Широкое распространение в последние десятилетия в нашей стране получили пробиотические препараты, в состав которых входят аэробные спорообразующие бактерии рода *Bacillus*, обитающие в почве и окружающей среде (Г.А. Ноздрин и соавт., 1997, 1999; R. Fuller, 1997; А.Б. Иванова, 2002; С. С. Бала, 2002).

После приема препаратов, содержащих живые бактерии *Bac. subtilis*, бациллы способны проникать из желудочно-кишечного тракта в кровь, а оттуда в очаг поражения, сохранять жизнеспособность, продуцировать антибиотики, протеолитические ферменты и иммуномодуляторы и другие биологически активные субстанции (И. Н. Блохина, 1979; С. С. Бала, 2002; Ю. Бригадиров, 2005).

Применение пробиотиков в свиноводстве затрагивает ряд важных проблем, связанных с регулированием кишечного микробиоценоза, иммунной, гормональной и ферментативной систем организма молодняка (В.В. Субботин, Н. В. Данилевская, 1998; С. А. Шевелева, 1999).

По данным И.И. Заболотного (2006) скармливание пороссятам препарата фитобацилина оказывает профилактическое и лечебное действие при желудочно-кишечных болезнях. Препарат благоприятно влияет на слизистую оболочку и подлежащие ткани желудочно-кишечного тракта, снимает воспалительные реакции, в результате че-

го снижается интоксикация организма, уменьшается влияние стресс-факторов на организм.

Препараты ряда Ветом-1 и Ветом-3, в состав которых входит лиофилизированная споровая культура рекомбинантного штамма *Bacillus subtilis*, обеспечивает противовирусное действие и увеличивает содержание лимфоцитов, Т-клеток (за счет Т-хелперов) (Е.Т. Сайдуллин, 2004).

Для стимуляции роста и развития поросят-сосунов применяют смесь ацидофильной палочки с молочнокислым стрептококком (М. D. Collins, 1999). Она повышает абсорбцию гамма-глобулинов молозива и других белковых фракций у молодых животных (J. K. Lunney, 1987; M. F. Fuller, 1989), общую резистентность, предупреждают заражение патогенной микрофлорой (Н. Богданов, 1976), проявляет антитоксические свойства, повышает переваримость белка и аминокислот, положительно влияет на продуктивность и состояние здоровья, повышает использование клетчатки корма, и также синтез белка и витаминов (К. Zhuchayev, S. Knyazev, V. Hart, 1996).

По данным В.К. Кретирина (2003), микроорганизмы, входящие в состав пробиотиков, активизируют Т и В- системы иммунитета, влияют на выработку иммуноглобулина А, обуславливающего местный иммунитет слизистой оболочки кишечника (Б.В Тараканов, 2000; Е. В. Зинченко с соавт., 2000; В.К. Кретинин, 2003).

Молоко, ферментированное *Lactobacillus casei* или *Lactobacillus aci-dophilum*, а также живой йогурт усиливают фагоцитоз макрофагов и повышают активность естественных киллерных клеток (В.К. Кретинин, 2003).

Положительное влияние на обмен веществ, общую резистентность, сохранность, рост и развитие поросят оказывают АБК - ацидофильная бульонная культура (С.Л. Ковришко, 1957; И.Е.Мозгов, 1985; И.М. Карпуть, 1993) и ПАБК - пропионово-ацидофильная бульонная культура (А.В. Архипов, 1963; И.М. Карпуть, 1993).

Для повышения общей резистентности, стимуляции роста животных и в качестве лечебно-профилактических средств при желу-

дочно-кишечных заболеваниях ряд авторов рекомендует использовать пробиотик пропиовит (Р.М. Кузина, 1975; В.П. Сухомлинов, 1980) и сухой ацидофилин (Н.А. Черный, 1982).

По данным П.И. Малик (2002) испытание пробиотического препарата Стрептобифид - форте пороссятам, начиная с 3 - дневного возраста в течение 10 дней вызывает выраженную перестройку систем, ответственных за неспецифическую резистентность и активацию Т-клеточного звена иммунитета. У животных отмечалось повышение лизоцимной (на 19,59%) и бактерицидной (на 15,37%) активности сыворотки крови, фагоцитарной активности лейкоцитов (на 22,3-1%). Количество циркулирующих иммунных комплексов в сыворотке кропи пороссят снижалось на 21,24%, а относительное количество Т-лимфоцитов в периферической крови увеличилось на 17,14%. Кроме того, введение пробиотика в рацион супоросных свиноматок способствовало увеличению выхода жизнеспособных пороссят на 5,52%, а выпаивание его пороссятам с 3 дня жизни способствовало повышению их сохранности на 3,58%, снижению заболеваемости неонатальной диареей на 18,68%, стимулировало прирост массы тела на 12,3%.

Поданным Б.В. Тараканова с соавт. (2000, 2001) скармливание пороссятам с 15-до 60-дневного возраста пробиотика лактоамиловорина, путем его добавления в молоко или обрат в расчете 3-5 мл/гол., позволило повысить сохранность, среднесуточный прирост на 32,5%, живую массу поросенка в 2-месячном возрасте на 3,6 кг.

Е. Юречков с соавт. (2001) проводили производственные испытания лактоамиловорина на племенном заводе в Самарской области. Анализ результатов показал, что у поросят, получавших лактоамиловорин в виде подкормки с 10 по 35 день жизни из расчета 500 г пробиотика на 1 т комбикорма, среднесуточный прирост был на 17% выше, а расстройства желудочно-кишечного тракта отмечались на 20% реже, чем у животных контрольной группы.

С. В. Щепеткина (2002) при инфекционных болезнях пороссят использовала мультибактерин ветеринарный Омега-10.

Ежедневное применение целлюлозы поросётам 106-196-дневного возраста на рационах с повышенным содержанием клетчатки увеличивает количество бактерий, ферментирующих целлюлозу, ксилан, пептин и крахмал на фоне повышения бактерицидной активности сыворотки крови. Ежедневный и периодический (еженедельный) метод скармливания имели одинаковую эффективность и способствовали усилению роста поросят на 23% по сравнению с контролем (Т. А. Николичева с соавт., 1995).

Показаниями к применению пробиотиков в свиноводстве являются: профилактика желудочно-кишечных заболеваний и септицемии у молодняка, диареи поросят; смена корма, нарушения в кормлении; отъёмный стресс; стимуляция роста животных (улучшение или восстановление их пищеварительных процессов); послеродовые болезни свиноматок (В.А. Антипов, В.В. Субботин, 1980; В.А. Антипов, 1981; Т.Н. Грязнева с соавт., 1991; Б.В. Тараканов, 2000; И. П. Кондрахин, 2004).

Таким образом, пробиотики включая в себя многие биологически активные вещества, синтезируемые симбионтами в процессе своей жизнедеятельности, обладают разносторонним активным фармакологическим действием. Вместе с тем они малотоксичны, не вызывают побочных эффектов, отличаются физиологичностью в фармакодинамике, что делает их безопасными и технологичными.

### **1.3.2 Применение прополиса в животноводстве**

Проблема разработки экологически чистых, обладающих высокой профилактической и терапевтической эффективностью средств, продолжает из года в год оставаться актуальной. Природные биологически активные соединения нашли широкое применение в профилактике и лечении большого ряда заболеваний (В.Ф. Татарин с соавт., 1992; Д.Т. Шакиров, 1992; М.Х. Сабилов, 1993). Особое место в этой группе препаратов принадлежит продуктам пчеловодства, являющимися эффективными средствами терапии (А.П. Кравчук, 1982; В.М. Фролов, Н.А. Пересадин, 1993).

Перспективно использование в качестве противобактериального и противовоспалительного средства естественного продукта пчеловодства - прополиса, применение которого в клинической практике разрешено приказом МЗ СССР № 822 от 7.08.79 (Ф.И.Шульман, 1969; А.П.Кравчук, 1982; Е.В.Романова, 1990; М.Д. Машковский, 1993).

Прополис - это клейкое смолистое вещество со своеобразным приятным запахом тополиных почек, меда, ванилина. При температуре 15°C он становится твердым, хрупким, если его режут - крошится, при температуре 36°C он становится мягким и пластичным, при 80-100°C плавится. Название происходит от латинского «про»- перед и греческого «полис»- крепость, город (цит. по Ш. М.Омарову, 1987, 1990, 1997).

Цвет прополиса может быть разным, чаще всего он темно-зеленый, коричневый или бурый. Так как источником прополиса служат растения, содержащие смолистые вещества, цвет его зависит от вида растения. Например, прополис из смол хвойных деревьев - светлый, из почек тополя - красноватый и т.д. Важная с практической точки зрения характеристика прополиса - это его растворимость в различных растворителях. Прополис хорошо растворим в спирте, эфире, жирах. Растворимость в спирте при комнатной температуре - 60-70%, в воде растворимость низкая, от 1-3% до 7-11% при нагревании (В.Г.Макарова с соавт., 2000).

Химический состав прополиса подробно изучался С.А.Поправко (1969, 1976), С.Э.Палмбаха (1970), И.Чижмарик (1980), Т.В.Вахониной (1976), А.И.Тихоновым (1987), З.Г.Чанышевым (1988).

В состав прополиса входит более 50 соединений, которые объединены в четыре группы: смолы и бальзамы (50-55%), эфирные масла (10-15%), воск (до 30%), цветочная пыльца (5%) и механические примеси. Смолы представлены органическими кислотами: коричная, 4-окси-3-метоксикоричная, феруловая, кофейная, бензойная, ванилиновая, кумаровая, обладающие антибактериальными свойствами, а также коричный, п-кумаровый, конифиловый спирты.

Главный компонент прополиса - это фенольные соединения, к которым относятся флавоноиды (до 25%) и фенолокислоты. Они определяют многие биологические свойства прополиса, в т.ч. антибактериальное действие.

Считается, что пчелы генетически выбирают те растения, которые являются источником бактерицидных веществ для прополиса. Это, главным образом, и есть флавоноиды и фенолокислоты. В растениях флавоноиды находятся в виде гликозидов, а пчелы переводят их в свободную форму. Из прополиса выделены две фенольные фракции: водо- и жирорастворимая.

Бензойную кислоту, феруловую кислоту и др. относят к основным антибактериальным веществам прополиса, их действие подтверждено в экспериментах. Кроме того, фенолокислоты обладают вяжущим эффектом. Исследования последних лет показали, что эти соединения оказывают умеренное желчегонное, мочегонное, капилляроукрепляющее действия. Установлено наличие терпеноидов.

Постоянным компонентом прополиса являются ненасыщенные жирные кислоты, в частности –10-окси-2-деценная кислота, которые поступают в продукт с выделениями желез рабочих пчел. Ненасыщенные жирные кислоты определяют антиоксидантное действие.

В малых концентрациях в прополисе обнаружены азотсодержащие соединения: белки, амины, аминокислоты. В прополисе выделены 17 аминокислот: аргинин, аланин, аспарагиновая, глутаминовая кислота, валин, лизин, лейцин, фенилаланин, триптофан, цистин, серин, метионин, треонин, гликокол, гистидин, пролин, тирозин.

Многие авторы обнаруживали в прополисе витамины, но в незначительных количествах: тиамин-(4,0-4,5 мкг/г), рибофлавин (20-30мкг/г), пиридоксин (4,5-6,0 мкг/г), ретинол, токоферол, никотиновую, пантотеновую и аскорбиновую кислоты.

В прополисе содержится большое количество минеральных веществ: калий, кальций, фосфор, натрий, магний, сера, хлор, алюминий, ванадий, железо, цинк, медь, селен, фтор, кобальт и другие. Особенно высоко содержание цинка и марганца. Известно, что цинк ак-

тивно участвует в иммуногенезе. Цинк, марганец, медь играют существенную роль в процессах роста, развития и размножения. Многие микроэлементы (железо, медь, марганец, кобальт и др.) необходимы для кроветворения.

Эфирные масла обуславливают и отчасти вкус прополиса. Их состав особенно зависит от вида растений и района их произрастания.

Довольно высокое содержание воска, объясняется тем, что пчелы иногда применяют его для замазывания щелей наряду с прополисом. Содержание примесей зависит от способа и методов сбора прополиса.

Анализ образцов прополиса из разных географических зон позволил определить ряд физико-химических показателей и установить относительную стабильность их значения (Т.В.Вахонина, 1969; С.А.Поправко, 1969, 1976; А.И.Тихонов, 1981, 1983, 1991). Независимо от места происхождения и породы пчел, химический состав прополиса практически постоянен (Т.В.Вахонина, 1976; А.П.Кравчук, 1982; С.А.Поправко, 1984; Bankova-V.; Christov-R., 1995). Методом газожидкостной хроматографии в прополисе идентифицировано около 14 карбоновых кислот, обладающих значительной антимикробной и антиокислительной активностью (В.В.Поляков с соавт., 1985, 1988; П.С.Приходько с соавт., 1993; В.Н. Ушкалова, Т.П. Мурыхнич, 1973). Прополис оказывает бактериостатическое, бактерицидное, противовирусное, противогрибковое, обезболивающее, кровоостанавливающее, регенерационное действие, стимулирует естественную резистентность и повышает иммунологическую реактивность организма.

Рядом исследователей установлено, что прополис обладает широким биологическим и противомикробным спектрами действия (Т.В.Вахонина, 1976; А.Гречану, В.Йенчу, 1982; С.П.Захарова, Е.А.Монченко, 1979; Д.Г.Нерсисян, 1989; Т.А.Шуб, К.А.Каграмонова, 1970; М.Г.Миролубов, А.А.Барсков, 1980, 1984; И.И.Тетерев, И.А.Кондакова с соавт., 1993, 1998; В.В.Иванов, М.Г.Миролубов с соавт., 1998). Объяснение этому дало изучение его химического со-

става. Примерно 50% от веса исходного образца прополиса приходится на его биологически активную часть, при этом доля растительных полифенолов, ароматических кислот и альдегидов составляет приблизительно  $\frac{3}{4}$ , остальная часть приходится на изопреновые соединения (Т.В.Вахонина, 1976; С.А.Поправко, 1977).

Исследованиям бактерицидного и бактериостатического действия прополиса и его препаратов посвящено большое количество работ (В.П.Кивалкина, 1948-1991; И.Ф.Казаков с соавт., 1957; З.Х.Каримова, 1957, 1960; З.Х.Каримова с соавт., 1973, 1980; К.Г.Идрисова, 1960; З.Г.Чанышев, 1960, 1988; С.Э.Палмбаха, 1970; С.А.Поправко, 1976; Н.В.Панкратова, 1979; Т.А.Шуб, 1982; П.Лави, 1985; Ш.М.Омаров, 1987; А.А.Барсков с соавт., 1988, 1990; С.П.Приходько с соавт., 1993; Р.Т.Маннапова, 1983-1999, С.И.Монахова, 1976; Dobrowolski J.W., Vohora S.B et all., 1991; Focht J.; Hansen S.H. et all.,1993; Kujumgiev A., Bankova V. et all.,1993). Экспериментально установлено, что прополису свойственен процесс самостерилизации. При добавлении кусочков прополиса в питательные среды развития микрофлоры в них не наблюдается. Кроме того, не отмечается также роста не только случайно попавших микроорганизмов, но и специально внесенных (А.П.Кравчук, 1982).

В серии исследований В.П.Кивалкиной на 74 микробных штаммах было установлено, что прополис обладает не только бактериостатическим, но и бактерицидным действием, и различные виды микробов обладают к нему разной чувствительностью. Гемолитические стрептококки оказались наиболее чувствительными к прополису - они погибали через 1-2 часа; стафилококки, синегнойная, протейная, кишечная палочки - через 4 часа. Особый интерес представляют данные о том, что прополис (в виде водного экстракта: 100 г прополиса+100 мл дистиллированной воды, прокипятить) в разведении 1:5 и 1:10 значительно угнетал рост культур дифтерийной палочки. Прополис действует также на микробактерии туберкулеза, возбудителей сальмонеллеза и тифа.

Было определено влияние температурного фактора на микробиологическую активность прополиса и продуктов его переработки. Установлено, что спиртовой экстракт прополиса сохраняет свои антимикробные свойства при его нагревании на водяной бане до 60°-80°С. При этом отмечено, что чувствительность одних микроорганизмов уменьшается, других – увеличивается.

Прополис действует губительно не только на бактерии, но и на ряд простейших (трихомонады), на некоторые виды грибов (*Candida*, возбудителей трихофитии, эпидермофитии), на некоторые вирусы (вирусы герпеса, гриппа А).

Три соединения, постоянно присутствующие в прополисе, апигенин, акаценин, пектолинарингенин обладают хорошо выраженной противовирусной активностью (С.А.Поправко, 1977; П.С.Приходько с соавт., 1993; Serkejieva-J.; Manolova-N.; Bankova-V., 1992).

В механизме противовирусного действия прополиса определенную роль может играть его способность активировать вещества аналогичные интерферону. Это свойство усиливается, если прополис употреблять с медом и маточным молочком.

Фенолкарбоновые кислоты также обладают выраженной биологической активностью, в особенности бензойная, кофейная и феруловая кислоты, улучшают реологические свойства крови. Феруловая кислота проявляет также вяжущее и желчегонное действие.

Установлено, что высокое содержание микроэлементов в прополисе способствует нормализации обмена веществ в организме и ускорению процесса лечения (А.К.Кудашев, 1970; В.П.Карданов с соавт., 1980; П.С.Приходько с соавт., 1993).

В.П.Кивалкина (1963, 1964, 1969) впервые установила положительное влияние прополиса на иммуногенез. Эти исследования способствовали созданию научной школы (В.А.Балалыкин, 1969; И.И.Тетерев, 1970; В.И.Пионтковский, 1970; С.Э.Палмбаха, 1970; Асфандиярова Н.С. с соавт., 1993; А.И.Балалыкина, 1972; Э.Я.Бударкова, 1972; Г.А.Белозерова, 1976; Р.Т.Маннапова, 1995, 1998, 1999 и др.).

В.П.Кивалкина, С.Ш.Турсуналиев (1988) отмечали повышение уровня лизоцима, бактерицидной и комлементарной активности сыворотки крови, фагоцитарной активности лейкоцитов, общего белка, бета-и гамма фракций при применении спиртовой эмульсии и полиэтиленгликолевого раствора прополиса на кроликах и телятах.

Особый интерес вызывает антимикробная активность прополиса, которая не уступает активности многих известных антибактериальных средств. Отмечена активность прополиса и продуктов его переработки в отношении более чем 100 видов микроорганизмов, что обуславливается не только его непосредственным воздействием на микроорганизм-возбудитель, но и изменением иммунологической реактивности макроорганизма, так как он дополнительно активизирует специфические и неспецифические факторы защиты организма (П.С.Приходько с соавт., 1993; М.Ф.Шемяков с соавт., 1987; С.Шкендеров, Ц.Иванов, 1987; Dimov-V.; Ivanovska-N.,1992).

Изучено влияние водно-спиртовой эмульсии прополиса на кишечную микрофлору при приеме внутрь. При этом установлено, что длительное пероральное применение препарата не приводит к дисбактериозу кишечника, что имеет важное практическое значение в связи с широким применением препарата прополиса внутрь (С.Е.Палмбаха, 1975).

Ценное свойство прополиса, его способность усиливать эффект антибиотиков, уменьшать развитие антибиотикоустойчивых штаммов. Показано, что прополис усиливает действие стрептомицина, тетрациклина, неомицина, полимиксина (В.П.Кивалкина, 1964, 1988), пенициллина (Л.В.Оконенко, 1985), особенно в отношении стафилококков.

В.П.Кивалкиной и А.И.Ибрагимовой (1988) установлено, что прополис в суббактериостатических концентрациях повышает антимикробную активность антибиотиков, а в мазях и пролонгирует бактерицидный эффект. Сочетанное применение прополиса с антибиотиками повышает терапевтическую эффективность при сальмонеллезе и колибактериозе телят.

Назначение антибиотиков в сочетании с прополисом целесообразно при лечении заболеваний, особенно стафилококковой этиологии.

Как видно из состава прополиса, ни один из его компонентов не обладает какой-либо специфической, ярко выраженной активностью. Биологические свойства прополиса обусловлены именно его уникальным комплексом химических соединений, входящих в его состав.

Применение прополиса и его препаратов основано на его следующих эффектах: обезболивающем, противовоспалительном, стимулирующем регенерацию, антиканцерогенном, гепатозащитном, иммуномодулирующем, ангиопротекторном, дезинтоксикационном, кератолитическом, спазмолитическом, мочегонном, гиполипидемическом (А.Н.Песчанский, 1963; П.С.Приходько с соавт., 1993).

В настоящее время общепризнано стимулирующее действие прополиса на иммунную систему. Причем, он повышает как специфическую, так и неспецифическую резистентность организма. При введении в организм животных прополиса совместно с антигеном было выявлено увеличение образования специфических антител. Назначение прополиса способствовало нормализации сниженных показателей состояния иммунной системы и у больных острым сальмонеллезом (Л.В.Дерябин с соавт., 1986).

Прополис также обладает антиоксидантным действием, т.е. он уменьшает перекисное и свободнорадикальное окисление липидов, приводящее к повреждению клеточных мембран. Этот процесс активируется при облучении, при высоких физических нагрузках, стрессовых состояниях, в пожилом возрасте и т.д.

Следующий эффект прополиса - местноанестезирующий. Показано, что добавление 0,03% водного или спиртового раствора прополиса к растворам кокаина или новокаина усиливало и удлиняло их действие.

Таким образом, многообразие фармакологических эффектов прополиса послужило основанием для разработки различных лекарственных форм для медицинского и ветеринарного применения (А.С.Аладышкин, 1973; А.А. Барсков, М.Г. Миролубов, 1988;

В.П.Кивалкина с соавт., 1985; Г.Елизов с соавт.,1984; М.М.Скачкова, 1978; С.М.Турсуналиев, 1992; Dobrowolski J. W.; Vohora S.B.,1991). Совершенствуя технологию приготовления препаратов прополиса, необходимо учитывать растворимость веществ, составляющих биологически активную часть прополиса и его гомогенизирующие особенности (А. Гречану, В. Йенчу, 1982; П.С.Приходько с соав., 1993).

Изучались свойства экстрактов прополиса, полученных при помощи различных растворителей. Лучшими были признаны экстракты прополиса на основе этилового спирта (98, Volpert-R.; Elstner-E.F., 1993; Strehl-E.; Volpert-R.; Elstner-E.F., 1994). По данным ряда исследователей (Т.А.Шуб с соавт., 1970; А.Гречану, В.Йенчу, 1982; Strehl-E.; Volpert-R., 1994; Zecconi A., Namann J.,1992) наибольшей антимикробной активностью обладают также спиртовые экстракты прополиса.

П.С.Приходько с соавт., (1993), М.Ф. Шеметков с соавт., (1987), Zecconi A., Namann J.,(1992) считают, что разные концентрации прополиса в этиловом спирте не обнаруживают существенного различия в антимикробной активности до концентрации 1:10, которая имеет наименьшую эффективность. Не установлено различия между действием прополиса, растворенного в этиловом спирте, и прополиса в растворе этилового спирта, разбавленного водой

Антимикробным действием обладают разные препараты из прополиса: водные, спиртовые, масляные, глицериновые растворы. Выраженность антимикробного действия зависит и от концентрации прополиса - чем выше концентрация, тем более выражен эффект. В медицинской практике обычно применяются 1-5% растворы и 10-15% растворы, которые значительно активней. Растворы более высокой концентрации используются реже, так как они могут оказывать раздражающее действие на ткани.

Рядом исследователей установлено также наличие фунгицидного действия прополиса, которое особенно выражено у его водно-спиртовых растворов (А.П. Кравчук, 1982; П.С.Приходько с соавт., 1993; Strehl-E.; Volpert-R., 1994).

Известная водно-спиртовая суспензия прополиса, получаемая разведением спиртового экстракта или настойки прополиса водой, применяется наружно для примочек, полосканий, а также для внутреннего употребления (М.Д. Машковский, 1993; О.В. Мищик, 1985).

Установлено, что водно-спиртовая суспензия прополиса активизирует деятельность защитных факторов организма и влияет на иммунологические показатели крови, усиливает фагоцитоз. По всем биологическим и микробиологическим показателям эта суспензия не уступает спиртовому экстракту прополиса (Zecconi A., Namann J., Bronzo V., Ruffo G., 1992; Pascual-C.; Gonzalez-R.; Torricella-R.G., 1994).

В нашей стране и за рубежом изготавливается около 30 препаратов из нативного прополиса и отдельно выделенных из него фракций. Ассортимент данных препаратов представлен небольшим количеством лекарственных форм, это главным образом спиртовые растворы, экстракты, мази, аэрозоли, водные вытяжки (А.А. Барсков, М.Т. Миролюбов, 1988; В.П. Кивалкина, 1960; В.П. Кивалкина, А.А. Барсков, 1991; А.П. Кравчук, 1982; М.С. Савецкая с соавт., 1987; А.И. Тихонов, С.В. Явтушенко, 1984; Dimov-V.; Ivanovska-N., 1992).

В ветеринарной практике применяют 10%-ную спиртовую настойку прополиса, 5%-ную водно-спиртовую эмульсию, жидкий экстракт, суспензию прополиса на 2%-ном крахмальном геле, эмульсионные мази, мазь прополизат, пасты, свечи вагинальные и внутриматочные и т.д. (В.П.Кивалкина, А.А.Барсков, А.С.Селиванова с соавт., 1985; Госманов Р.Г., Барсков А.А. и др., 2001).

В 1991-1993 годах был разработан препарат пролонгированного действия биогель- 5, обладающий выраженным антимикробным и антиадгезивным действием, для профилактики и лечения желудочно-кишечных болезней инфекционной и незаразной этиологии, сопровождающихся диареей (И.И.Тетерев с соавт., 1993).

Как уже отмечалось ранее, применение антибиотиков и сульфаниламидных препаратов нередко приводит к появлению резистентных форм возбудителей патологического процесса. Прополис, обладая широким спектром действия, не вызывает появления устойчивых

форм микроорганизмов. В сочетании с антибиотиками и сульфаниламидами он усиливает и пролонгирует их противомикробную активность, ингибирует появление антибиотикоустойчивых форм, повышая тем самым эффективность проводимой антибактериальной терапии (М.Ф. Шеметков и соавт., 1987; Krol-W.; Scheller-S., 1993). При совместном назначении прополиса или его препаратов с антибиотиками при лечении заболеваний стафилококковой этиологии наблюдается снижение минимальной ингибирующей концентрации (МИК) последних. Исследования И.А.Сытника, П.В.Ковакина (1983) показали, что прополис в суббактериостатических дозах вызывал потенцирование противостафилококковой активности. Так, МИК пенициллина в отношении стафилококков снизилась в 30-40 раз, стрептомицина - в 25-30 раз, тетрациклина - в 5-10 раз, неомицина - в 5-7 раз (П.С.Приходько с соавт., 1993; Amoros-M; Simces-C.M.,1992; Krol-W.; Scheller-S., 1993).

С.Ш.Турсуналиев (1985), В.П.Кивалкина и С.Ш. Турсуналиев (1991) изучая сочетание антимикробного действия прополиса и антибиотиков в отношении кишечной палочки (серогруппы 08, 09, 041, 015, 078 и 035) установили, что сочетание дибиомицина с прополисом повышает антимикробную активность и ингибирует появление антибиотикорезистентных форм эшерихий.

П.С.Приходько с соавт.(1993), М.Ф. Шеметков с соавт.(1987) в клинической практике получили хорошие результаты при использовании прополиса в случаях возникновения антибиотикоустойчивой микрофлоры

Отмечено также, что прополис и препараты на его основе оказывают благоприятное влияние на регенерацию тканей, процесс заживления ран идет быстрее в 1,5-2 раза (В.П.Карданов с соавт.,1980; С.А.Поправко, 1977).

Об эффективности применения спиртового раствора прополиса, нативного маточного молочка и пыльцы при язвенной болезни желудка и двенадцатиперстной кишки сообщили А.М.Ногаллер, А.П.Музыченко (1987). Этими авторами учитывалась динамика кли-

нических симптомов заболевания, показатели желудочной секреции по данным интрагастральной рН-метрии, моторики желудка, регистрируемой электрогастрографически, и состояние слизистой оболочки желудка и двенадцатиперстной кишки по данным гастрофиброскопии и рентгеноскопии. До и после лечения исследовались показатели естественной иммунологической резистентности и тканевой аутоаллергии: лизоцим, комплемент, тест НСТ, фагоцитоз, антитела к суммарному антигену и субклеточным фракциям из слизистой оболочки желудка методом иммунотермисиометрии. Выявлена положительная динамика иммунологических показателей, улучшение секреторных и моторных функций желудка.

Благоприятное действие прополиса при болезнях желудка и кишечника отмечали А.А.Ильченко (1982), И.М.Корочкин с соавт.(1991), Ю.А.Филиппов с соавт.(1995).

А.В.Храмовым (1984) установлено, что 3%-ный раствор прополиса усиливает миотоническую активность матки у коров при подкожном и внутриматочном введении в дозе 3-7,1 мг/кг массы животного.

Хороший терапевтический эффект при лечении коров, больных маститом получен М.Г.Миролюбовым и А.А.Барсковым (1980) после применения мази прополиса в 2- и 5%-ной концентрации.

М.Г.Миролюбов, А.А.Барсков (1984) установили, что 5%-ный линимент прополиса оказывает бактериостатическое действие в отношении стафилококков, стрептококков, кишечную палочку и их ассоциаций, в 2,5%-ной стафилококков и в 1,25%-ной - стрептококков, выделенных из полости матки коров, больных эндометритом. Изучая лечебную эффективность 5%-ного линимента прополиса и суппозиторий с прополисом при эндометритах коров при внутриматочном введении установили, что в первом случае животные в среднем выздоравливали через  $6,5 \pm 1,45$  дней и на каждое пришлось по 32 дня бесплодия, во втором соответственно через  $6,6 \pm 1,58$  и по 35 дней. Следовательно, свечи с прополисом при лечении дали тот же результат, что и линимент, но в сравнении с антибиотиками он был выше.

А.А.Барсков с соавт.(1988) исследовали лекарственные формы из прополиса для лечения гинекологических болезней и маститов у коров и установили, что они обладают, по сравнению с синтомицином, септимитрином, экзутером, мастисаном более высокой терапевтической активностью, усиливают защитные механизмы организма и являются экономически выгодными.

В.В.Ивановым, М.Г. Миролубовым и др.(1998), установлено, что при назначении прополиса в дозе 0,25-5 мг/мл гибель стафилококков наступала уже через 15 минут и составляла 13-60%. Препарат в максимальной дозе (5мг/мл) вызывал 100%-ную гибель микроорганизмов через 1 ч, а в минимальной (0,25мг/мл) - через 8 часов. Через 4 часа после применения прополиса в дозе 5 мг/мл *E.coli* 055 погибали полностью, а в дозе 0,25 мг/мл - их количество уменьшалось в 4 раза. Более чувствительны к действию прополиса *Bac. subtilis* L-2. Бактериостатическая доза препарата-62,5-250 мкг/мл. Установлено, что при обработке коров, больных эндометритом, 5%-ным линиментом прополиса уже на 4-5 сутки восстанавливались покровный эпителий на отторженных участках, железистый эпителий в маточных железах, а также увеличивались их количество и объем. Хорошо выражена ретракция гладкомышечных волокон. Через 8-10 суток эндометрий полностью восстанавливался, гистологическая картина слизистой матки соответствовала таковой у здоровых коров на 18-20 сутки послеродового периода.

При применении 5%-ного линимента прополиса и пролевометрина-1 в форме свечей при эндометритах коров сроки лечения составляют  $8,4 \pm 0,81$ ;  $8,8 \pm 0,81$  дня, индекс осеменения 1,4 и продолжительность бесплодия в среднем  $20,8 \pm 1,24$  дня.

Р.Ш.Мукимов с соавт.(1999) предложил эффективные методы лечения скрытых и клинически выраженных маститов с применением препаратов прополиса: прополисного молочка и препарата «Пропомаст». Автор установил, что прополис способствует не только профилактике и излечиванию маститов, но и стабилизирует иммунную

систему всего организма и способствует созданию прочного иммунного баланса в нем.

На кафедре аптечной технологии лекарств Харьковской фармацевтической академии под руководством д.м.н., академика А.И.Тихонова на протяжении более чем 20 лет ведется целенаправленный поиск препаратов, обладающих антимикробным, противовоспалительным, репаративным, антиоксидантным, язвозаживляющим, цитопротекторным действием. Разработана технология комплексной переработки прополиса и получения на его основе гидрофобного фенольного препарата и фенольнополисахаридного комплекса и других соединений (А.И.Тихонов с соавт., 1991).

Первые сообщения о влиянии прополиса на рост, развитие и продуктивность животных были сделаны А. И. Ивановым (1960), И. Ф. Казаковым (1962), А. А. Аристовым (1962), С. Г. Покровским (1964), В. Е. Старковым (1964) и другими исследователями.

По данным А. И. Иванова (1960) скармливание прополисного молочка поросятам «заморышам» повышает аппетит, улучшает упитанность и суточные привесы. Испытывая действие разных доз прополисного молочка при внутреннем применении на организм кроликов А. А. Аристов (1962) установил, что 100-200 мл 10%-го прополисного молочка при пероральном введении является оптимальной, стимулирующей увеличение живого веса кроликов дозой.

С целью расширения показаний применения прополиса в животноводстве (И. И. Тетерев, В. И. Белорыбкин, 1995) изучалось влияние скармливания водно-спиртовой эмульсии прополиса на сохранность, рост и развитие поросят.

Установлено положительное влияние прополиса на сохранность, прирост живой массы, развитие, стрессоустойчивость молодняка сельскохозяйственных животных (И. И. Тетерев, 1993; Т. А. Тимошенко, С. П. Медведев; В. А. Бадьин, 1995).

По данным И.Ф.Казакова (1962) для лечения больных желудочно-кишечными и легочными заболеваниями ягнят и поросят применяется 5-10% прополисное молоко. Ягнятам прополисное молоко вы-

паивали по 20-30 мл, а пороссятам по 100 мл один раз в день. На 2-3-й день состояние здоровья улучшалось, а затем наступало полное выздоровление.

По данным Харистова (1963) 170-ти больным легочным и желудочно-кишечными заболеваниями ягнтям скармливалось 5-10%-е прополисное молоко, в результате было установлено хорошее лечебное свойство и благотворное влияние на эритро- и лейкопоз, стимулирующее влияние на рост при общей слабости и недоразвитии ягнят.

Р.С.Загидуллин (1961) считает, что 30%-й экстракт прополиса на вазелиновом масле по 1-2 столовые ложки два раза в день оказывает лечебное действие при диспепсии и бронхопневмонии.

Хороший терапевтический эффект получен от применения 10-15%-го экстракта прополиса на вазелиновом масле в дозе от 25 до 50 мл на прием при безоарной болезни ягнят (И. Ф. Казаков, 1962).

С целью повышения терапевтической эффективности препараты прополиса могут быть использованы и в сочетании с другими медикаментами. Для лечения ягнят, больных колибактериозом, рекомендуется полиэтиленгликолевый раствор прополиса, водно-спиртовая эмульсия прополиса, дибиомицин и сочетание дибиомицина с упомянутыми прополис содержащими препаратами (С.Ш. Турсуналиев, 1992).

О повышении эффективности сочетанного применения препаратов прополиса с антибиотиками, нитрофуранами, сульфаниламидами и другими лекарственными средствами отмечают А. А. Барсков (1988), Р. С. Хисамова, Х. Н. Макаев (1983).

Благоприятное действие прополиса при болезнях желудка и кишечника отмечали А.А. Ильченко (1982), И.М. Корочкин (1986) и Ю.А. Филиппов с соавторами (1995).

М.Г. Миролюбов, А.А. Барсков (1988) наблюдали, что 5%-ный линимент прополиса оказывает бактериостатическое действие в отношении стафилококков, стрептококков, кишечной палочки и их ассоциаций.

Прополис оказывает симулирующее действие и на иммунную систему. Он повышает специфическую и неспецифическую рези-

стентность организма. При введении в организм животных прополиса совместно с антигеном было выявлено увеличение образования специфических антител. Назначение прополиса способствовало нормализации сниженных показателей состояния иммунной системы и у больных острым сальмонеллезом (Л.В.Дерябин, 1986).

Следующий эффект прополиса – местноанестезирующий. Показано, что добавление 0,03 % водного и спиртового раствора прополиса к растворам кокаина или новокаина усиливало и увеличивало продолжительность их действия.

Таким образом, сочетание огромного количества химических веществ, составляющих биологически активную часть прополиса, и его комплексное воздействие на организм с одновременным проявлением антимикробного эффекта обуславливает его широкий терапевтический диапазон действий (А.П.Кравчук, 1982; , 98, П.С.Приходько с соавт., 1993; А.Н.Синяков, 1993).

Следует отметить что, обладая такими обширными положительными свойствами, прополис не обладает противопоказаниями к применению и токсичностью, за исключением возможности развития аллергических реакций у лиц, страдающих аллергией к продуктам пчеловодства, к укусам пчел (М.Ф. Шеметков, 1987; Arvouet-Grand-A.; Lejeune-V., 1993). Благодаря широкому спектру биологических и фармакологических свойств и отсутствию токсического действия на организм человека и животных, прополис находит широкое применение в медицинской и ветеринарной практике (А.В.Андреева, Р.Т.Маннапова, 2003). Токсичность спиртового раствора прополиса зависит от количества в нем спирта, а не от присутствия прополиса. Это же относится и к препаратам, приготовляемым на основе спиртового экстракта прополиса (М.Ф. Шеметков, 1987).

### **1.3.3 Применение аскорбиновой кислоты**

#### **В животноводстве**

Витамины (от лат. *vita* — жизнь) - группа органических соединений разнообразной химической природы, необходимых для питания

человека, животных и других организмов в малых количествах по сравнению с основными питательными веществами (белками, жирами, углеводами и солями), но имеющих огромное значение для нормального обмена веществ и жизнедеятельности (С. С. Абрамов, 2008).

Витамины - это хорошо знакомые всем органические вещества, имеющие сложное химическое строение. Они оказывают большое влияние на процессы жизнедеятельности живого организма. Животные получают витамины с кормами (Е. М. Горская, 1994; А. П. Брылин, 2007).

Недостаточность снабжения организма витаминами ведет к его ослаблению, резкий недостаток – к нарушению обмена веществ и заболеваниям – авитаминозам, которые могут окончиться гибелью организма (А. А. Зорикова, 2005).

Впервые витамин «С» был выделен в 1923-1927 гг. Зильва (S.S. Zilva) из лимонного сока. Является водорастворимым витамином.

В связи с производственно-технологическими факторами животные оказываются в среде обитания, в значительной степени непривычной для них. Это приводит к напряжению и изменению нормального функционирования адаптационных механизмов организма (Ю. А. Гаврилов, 2005; Н. Гегамян, 2004, 2005).

Витамин С (аскорбиновая кислота), также, за счет своей антиоксидантной и окислительной деятельности, обезвреживает токсины, образующиеся в процессе стрессового метаболизма (А. Джавадов, 2007).

В организме аскорбиновая кислота не образуется, и отсутствуют ее накопления. Витамин С быстро разрушается в очищенных овощах, даже если они погружены в воду. Основным источником витаминов для животных – корма.

Витамин С хорошо влияет на работу печени, активизирует деятельность поджелудочной железы, принимает участие во внутритканевом дыхании и способствует укреплению организма (А.И. Ятусевич, 2008).

Роль витамина С в иммунитете изучена довольно подробно, особенно взаимосвязь между обеспеченностью им организма живот-

ных и функциональной активностью фагоцитов - полиморфноядерных лейкоцитов и макрофагов. В опытах на морских свинках установлено, что дефицит аскорбиновой кислоты оказывает выраженное депрессивное влияние на все основные стадии фагоцитоза, тормозя хемотаксис, аттракцию, захват и переваривание микробов (И. Е. Мозгов, 1964; А. Ф. Кузнецов, 2005; Г. Максимов, 2007).

Кроме того, в лейкоцитах животных тормозятся процессы гликолиза и окисления глюкозы (К. Д. Плечитый, 1979), а также уменьшается при фагоцитозе выброс кислой фосфатазы, взаимодействие с которой микробов во внеклеточной среде облегчает их дальнейшее переваривание макрофагами.

С-авитаминоз неблагоприятно влияет и на бактерицидные свойства нейтрофилов и альвеолярных макрофагов. Длительное введение витамина С угнетает фагоцитарную активность нейтрофилов и бактерицидную активность сыворотки крови за счет снижения в ней уровня лизоцима и пропердина. Высокие дозы аскорбиновой кислоты приводят также к резкому снижению бактерицидных свойств нейтрофилов.

Имеются данные о том, что витамин С способен нарушать процессы йодинации в нейтрофилах и тормозить деятельность бактерицидных систем полиморфноядерных клеток в отношении возбудителей ряда инфекций (С. Anderson, 1979).

Дефицит витамина С негативно влияет на защитные функции организма животных, причем в первую очередь на клеточное звено иммунитета (К. Д. Плечитый, 1980). По данным Н. Б. Луцюк, Н. В. Васильева (1978), между синтезом антител и концентрацией витамина С в лимфоидных органах обнаружена определенная корреляция, что указывает на функциональную связь гуморального иммунитета с содержанием витамина С в организме.

Витамин С - мощный антиоксидант. Он играет важную роль в регуляции окислительно-восстановительных процессов, обмене фолиевой кислоты и железа, а также синтезе стероидных гормонов и катехоламинов. Аскорбиновая кислота регулирует свертываемость крови, нормализует проницаемость капилляров, необходима для крове-

творения, оказывает противовоспалительное и противоаллергическое действие (Е. А. Шевелева, 2007).

М. С. Жаков и В. С. Прудников (1979) иммунизировали кроликов против сальмонеллеза вакциной с добавлением в нее витамина С на фоне применения окситетрациклина и установили повышение титра специфических антител под действием витамина С и его способность компенсировать иммуносупрессивное действие антибиотика.

О стимулирующем влиянии на иммунную систему витамина С и других витаминов свидетельствуют работы И. М. Карпуть и соавт. (1974), В. В. Вантеева (1977), В. Н. Радионова и соавт. (1983), А. И. Кривутенко с соавт. (1985).

Витамин С является стабилизатором лизосомальных мембран фагоцитов и по мнению К. Д. Плещитого (1980), его можно использовать для коррекции расстройств фагоцитоза. Активное участие витамин С принимает в процессах детоксикации организма (Н. В. Луцюк, Н. В. Васильев, 1974).

На фоне дефицита аскорбиновой кислоты отмечено снижение устойчивости организма животных к представителям многих групп патогенных микроорганизмов, а дополнительное назначение витамина С при бактериальных инфекциях, гельминтозах и заболеваниях, вызванных простейшими, облегчает их течение и сокращает сроки выздоровления. Немаловажным является то, что в ряде случаев витамин С потенцирует лечебное действие химиотерапевтических средств.

Кроме того, аскорбиновая кислота оказывает высокий профилактический и лечебный эффект при вирусных болезнях, что, по-видимому, связано со стимуляцией синтеза интерферона и усилением его действия (Я. Л. Поволоцкий, Л. Д. Кривохатская, 1979), а также его противовоспалительными свойствами.

Таким образом, данные источников литературы позволяют заключить, что применение аскорбиновой кислоты в сочетании с другими биологически активными препаратами при послеотъемном стрессе, представляет определенный научный и практический интерес.

## **2 Иммуный статус, микробиоценоз кишечника поросят при отъемном стрессе и их коррекция пробиотиком «Споровит» в комплексе с прополисным молочком и аскорбиновой кислотой**

### **2.1 Материал и методы исследований**

Работа выполнена с 2006 по 2009 гг. в условиях кафедры паразитологии, микробиологии, эпизоотологии, зоогигиены и ветсанэкспертизы ФГОУ ВПО «Башкирский государственный аграрный университет», ГУ «Башкирская научно-производственная ветеринарная лаборатория», ГУ «Стерлитамакская ветеринарная станция», крестьянско-фермерского хозяйства «Махновская» г. Стерлитамака и свинокомплекса ООО «Шарангагрогаз» Шаранского района Республики Башкортостан.

В работе использовали:

- жидкий пробиотик «Споровит»;
- прополисное молочко;
- раствор аскорбиновой кислоты 5 %-ный.

Жидкий пробиотик «Споровит» представляет собой взвесь живых бактерий сенной палочки *Bacillus subtilis* 12В, в 1 мл препарата содержит 100 млн живых бактерий. Доза препарата составляет 1 мл на 10 кг массы животного, продолжительность приема с профилактической целью 7 дней, с лечебной 10-14 дней. Препарат изготовлен ДП «Биофаг» ГУП «Иммунопрепарат» и приобретен по адресу 450014, РБ г. Уфа, ул. Новороссийская, 105.

Для приготовления 10 %-ного спиртового экстракта прополиса (настойка прополиса) брали 10 г мелкоизмельченного в виде стружки и освобожденного от примесей (кусочки вошины, трупов пчел и др.) прополиса, отвечающего ГОСТ-28886-90, и настаивали в 100 мл 96 % этилового спирта при комнатной температуре в течение 24 часов при периодическом перемешивании. Затем отстаивали в прохладном темном месте (при  $t +10+12^{\circ}\text{C}$ ) в течение одних-двух суток и фильтровали через бумажный фильтр. Спиртовой экстракт прополиса представляет собой непрозрачную, темно-коричневую жидкость. В готовом экстракте содержится от 5 до 7,5 % АДВ.

Таблица 1 Схема опытов

Группа животных		Схема применения препаратов
<b>КФХ «Махновская» г. Стерлитамак Республика Башкортостан</b>		
45-дневный отъем (n=10)		
1 (контрольная)		Основной рацион (ОР)
опытная	2	ОР + внутримышечно 0,5 мл 5 %-ной аскорбиновой кислоты + перорально пробиотик «Споровит» 1 мл на 10 кг массы тела животного + прополисное молочко 10 мл (в течение 10 дней)
	3	ОР + перорально пробиотик «Споровит» 1 мл на 10 кг массы тела животного + прополисное молочко 10 мл (в течение 10 дней)
	4	ОР + внутримышечно 0,5 мл 5 %-ной аскорбиновой кислоты + перорально пробиотик «Споровит» 1 мл на 10 кг массы тела животного (в течение 10 дней)
	5	ОР + внутримышечно 0,5 мл 5%-ной аскорбиновой кислоты + перорально прополисное молочко 10 мл (в течение 10 дней)
	6	ОР + внутримышечно 0,5 мл 5%-ной аскорбиновой кислоты (в течение 10 дней)
	7	ОР + перорально пробиотик «Споровит» 1 мл на 10 кг массы тела животного (в течение 10 дней)
	8	ОР + перорально прополисное молочко 10 мл (в течение 10 дней)
	<b>ООО «Шаранагрогаз» Шаранского района Республики Башкортостан</b>	
60-дневный отъем (n=15)		
1 (контр-ая)		Основной рацион (ОР)
опытная	2	ОР + перорально пробиотик «Споровит» 1 мл на 10 кг массы тела животного (в течение 10 дней)
	3	ОР + внутримышечно 0,5 мл 5 %-ной аскорбиновой кислоты (в течение 10 дней)
	4	ОР + перорально пробиотик «Споровит» 1 мл на 10 кг массы тела животного + внутримышечно 0,5 мл 5%-ной аскорбиновой кислоты (в течение 10 дней)

Прополисное молочко готовилось из расчета 5 мл 10%-ного спиртового экстракта прополиса на 1000 мл кипяченой и охлажденной воды. Готовое прополисное молочко фасовали в бутылки и при-

меняли пороссятам из расчета на одно животное по 10 мл перед кормлением в течение 10 дней.

Наставление по применению препарата 5%-ного водного раствора аскорбиновой кислоты одобрено Фармакологическим государственным комитетом Минздрава России 19 февраля 1999 года. Препарат применяли в виде внутримышечных инъекций в дозе 0,5 мл на одно животное в течение 10-ти дней.

Опыты проводились на пороссятах после отъема от свиноматки (45 и 60 дней от рождения) и перевода в группу доращивания (таблица 1).

Клинический статус и общее состояние организма у подопытных животных соответствовал физиологическим нормам.

Животные для исследования были подобраны по принципу аналогов и находились в одинаковых условиях содержания и кормления.

Рацион сбалансирован по всем питательным веществам, аминокислотам, макро- и микроэлементам. Соотношение кальция к фосфору составляет 0,8:1 (таблица 2).

До начала опыта, а затем на 10, 30, 60-й дни проводили взятие крови для гематологических, биохимических и иммунологических исследований, фекалий - для микробиологических исследований и взвешивание поросят. Общая схема исследований представлена в таблице 3.

Гематологические показатели определяли на полуавтоматическом проточном кондуктометрическом анализаторе «Гемоскрин-13» по стандартному протоколу, лейкограмму определяли путем подсчета форменных элементов белой крови в мазках, окрашенных по Романовскому-Гимзе.

Содержание общего белка определяли рефрактометрическим методом, фракции белков - методом нефелометрии.

Бактерицидную активность сыворотки крови определяли по П.А. Емельяненко (1980). С этой целью в обычные микробиологические пробирки разливали по 4,5 мл бульона Хоттингера. В опытные пробирки добавляли по 1 мл исследуемой сыворотки, а в контрольные – бульон Хоттингера в таком же количестве. Во все пробирки вносили по 0,1 мл 2,5 млрд. взвеси тест-микроба (*Staphylococcus aureus*). После внесения всех компонентов реакции пробирки встря-

хивали и из каждой, стерильной пипеткой, отбирали по 2 мл содержимого для измерения оптической плотности на ФЭК-Н (Д<sub>1</sub>). Измерения проводили в кюветах с толщиной 5 мм при зеленом светофильтре. Пробирки с оставшимся содержимым закрывали пробками и помещали в термостат на 2 часа 15 минут. Затем вновь определяли оптическую плотность, т.е. находили Д<sub>2</sub>.

Таблица 2 Суточный рацион кормления поросят отъемного возраста (среднесуточный прирост от 340 г)

<b>Корма и показатели</b>	<b>Количество</b>		
Зеленая масса, кг	1		
Обрат, кг	2		
Молоко цельное, кг	0,1		
Жир, кг	0,3		
Ячмень, кг	0,5		
Мел кормовой, кг	0,02		
Мононатрий фосфат, г	8,2		
Соль йодированная, г	1,5		
<b>В рационе содержится:</b>	<b>Итого:</b>	<b>Норма:</b>	<b>Избыток(+) недостаток(-)</b>
ЭКЕ	2	1,7	+0,3
Обменная энергия, МДж	10,62	9,12	+1,5
Переваримый протеин, г	242	190	+5,2
Лизин, г	10	10,4	-0,4
Метионин+цистин, г	6,2	6,2	0
Сырой жир, г	39	39,3	-0,3
Сырая клетчатка, г	21,5	19	+2,5
Кальций, г	11	13	-2,0
Фосфор, г	7	9,5	-2,5
Железо, мг	110	107	+3,0
Медь, мг	14	14	0
Цинк, мг	68	67	+1,0
Марганец, мг	55	54	+1,0
Кобальт, мг	1,4	1,4	0
Йод, мг	0,3	0,3	0

Таблица 3 Общая схема исследований

Оценка гематологических показателей	Изучение белкового спектра крови	Оценка показателей естественной резистентности и фагоцитоза	Комплексная оценка Т- и В-системы иммунитета	Состояние микробиоценоза кишечника
<ul style="list-style-type: none"> <li>- Динамика эритроцитов</li> <li>- Динамика гемоглобина</li> <li>- Динамика лейкоцитов</li> <li>- Лейкограмма</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Динамика общего белка</li> <li>- Динамика альбуминов</li> <li>- Динамика α - глобулинов</li> <li>- Динамика β - глобулинов</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Бактерицидная активность</li> <li>- Фагоцитарная активность</li> <li>- Фагоцитарное число</li> <li>- Фагоцитарный индекс</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Динамика Т-лимфоцитов (CD<sup>3+</sup>)</li> <li>- Динамика Т-хелперов (CD<sup>4+</sup>)</li> <li>- Динамика Т-супрессоров (CD<sup>8+</sup>)</li> <li>- Динамика В-лимфоцитов (CD<sup>19+</sup>)</li> <li>- Иммуноглобулины А, М, G</li> </ul>	<p>Динамика нормофлоры:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• бифидобактерии</li> <li>• лактобактерии</li> </ul> <p>Динамика условно-патогенной микрофлоры:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• кишечная палочка</li> <li>• гемолитическая кишечная палочка</li> <li>• золотисты стафилококк</li> <li>• энтерококк</li> <li>• клостридии</li> <li>• дрожжеподобные грибы</li> </ul>
Изучение показателей роста и развития				
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Среднесуточный прирост, г</li> <li>• Абсолютный прирост, кг</li> <li>• Относительный прирост, %</li> <li>• Заболеваемость, %</li> <li>Сохранность, %</li> </ul>				

Бактерицидную активность исследуемой сыворотки вычисляли по формуле (1) и выражали в процентах:

$$100 - \frac{D_{2 \text{ опыта}} - D_{1 \text{ опыта}}}{D_{2 \text{ контр.}} - D_{1 \text{ контр.}}} \times 100 \quad (1),$$

где:  $D_{1\text{ опыта}}$  – оптическая плотность опытной пробирки до инкубации;  $D_{2\text{ опыта}}$  – то же самое, после инкубации;  $D_{1\text{ контр.}}$  – оптическая плотность контрольной пробы до инкубации;  $D_{2\text{ контр.}}$  – то же самое после инкубации.

В расчетах использовали средние арифметические значения  $D_1$  и  $D_2$  контроля, полученные во всех параллельных пробирках.

Для исследования фагоцитарной активности нейтрофилов использовали частицы латекса размером 0,8 мкм (С. Г. Потапов с соавт., 1977). Смесь лейкоцитов с латексом выдерживали во влажной камере при 37°C в течение 30 мин при постепенном, легком взбалтывании. Затем готовили мазки, фиксировали 5 мин в метаноле и окрашивали азур-II-эозином. Поглотительную способность нейтрофилов оценивали по фагоцитарной активности, фагоцитарному индексу и фагоцитарному числу.

Определение фенотипа лимфоидных клеток (субпопуляции лимфоцитов -  $CD^{3+}$  лимфоциты (Т-клетки);  $CD^{4+}$  лимфоциты (Т-хелперы);  $CD^{8+}$  лимфоциты (Т-цитотоксические лимфоциты/супрессоры);  $CD^{19+}$  лимфоциты (В-клетки) проводили непрямим иммунофлюоресцентным методом с применением моноклональных антител серии LT (ООО «Сорбент», НИИ Иммунологии МЗ РФ) на проточном цитофлуориметре Becton Dickinson (США).

Кровь брали из хвостовой вены натошак в пробирку с 0,2 мл гепарина в количестве 3,5-5 мл, разводили забуференным фосфатами физиологическим раствором (0,85% раствор NaCl, pH-7,6) в 2 раза и наслаивали на градиент плотности фиколл-верографин ( $d=1,077\text{ г/см}^3$ ), центрифугировали на протяжении 30 минут при 400g в холодной центрифуге РС-6. Выделенную суспензию лимфоцитов дважды отмывали в холодном забуференном фосфатами физиологическом растворе (pH=7,6) и подсчитывали количество клеток в камере Горяева. Лимфоциты ресуспендировали в физиологическом растворе так, чтобы концентрация клеток была не меньше  $2,5 \times 10^6/\text{мл}$ . Моноклональные антитела вносили в пластиковые пробирки «Becton

Dickinson» в объеме 10 мкл. Потом в пробирки вносили  $2,5 \times 10^5$  лимфоцитов в объеме 100 мкл, перемешивали и инкубировали 30 минут при  $t=40^\circ\text{C}$ . Далее клетки отмывали холодным забуференным фосфатами физиологическим раствором от излишка антител. Объем пробы после отмывания становился равен 100 мкл. Затем в каждую пробу вносили по 5 мкл F(ab)-фрагментов, меченных ФИТЦ (кроличьи, антимышиные) (ЗАО «Сорбент-сервис», Москва, Россия), перемешивали и инкубировали 30 минут при  $t 40^\circ\text{C}$ . После окончания срока инкубации клетки отмывали холодным забуференным фосфатами физиологическим раствором от излишек меченных ФИТЦ кроличьих антител, конечный объем пробы доводили до 100 мкл. Для фиксации клеток использовали 2% параформ, добавляя в каждую пробу по 100 мкл 2% параформа, пробирки перезакрывали пробками и сохраняли в холодильнике. Учет реакции проводили на проточном цитофлуориметре (D. R. Parks et al., 1986).

Количественное определение иммуноглобулинов А, М и G в сыворотке крови проводили методом радиальной иммунодиффузии в геле по Манчини (1965). Пластинки из 3%-ного агара «Дифко» смешивали с антисывороткой. После застывания геля в нем делали лунки диаметром 2 мм на расстоянии 15 мм друг от друга. При определении содержания иммуноглобулина G пробы сыворотки крови разводили буфером рН 8,0 в 20 и 30 раз. При определении содержания иммуноглобулина М пробы сыворотки крови разводили в 5 и 10 раз, при определении содержания иммуноглобулина А пробы сыворотки крови использовали неразведенными. Параллельно с опытными пробами на каждом стекле ставили контроль - разливали в лунки стандартный препарат определенного иммуноглобулина. После заполнения лунок, стекла помещали в эксикатор с водой и выдерживали при комнатной температуре. По окончании сроков инкубации стекла извлекали из эксикатора и измеряли диаметр кольца преципитата вокруг лунок с помощью линейки Беринг-Верке, после окрашивания агаровых пластинок. Для расчета содержания иммуноглобулинов в испытываемых пробах строили калибровочную кривую на полулогарифмической

бумаге: на оси ординат откладывали концентрацию белка в пробах стандарта, по оси абсцисс – диаметр кольца преципитации. Калибровочную кривую строили отдельно по каждому иммуноглобулину определенного класса. Количество иммуноглобулина в испытуемой пробе определяли путем сравнения диаметра кольца преципитации вокруг ее лунки с калибровочной кривой.

Качественное исследование микрофлоры кишечника проводили согласно «Методическим указаниям по диагностике дисбактериоза (утверждено МЗ РСФСР, 1987)». Забор фекалий из прямой кишки производили в стерильную посуду с 9-10 мл изотонического раствора натрия хлорида с глицерином. В лаборатории массу тщательно перемешивали и оставляли на 10-15 минут при комнатной температуре. Посев одной - двух капель суспензии фекалий проводили на ряд элективных и дифференциальных сред. Материалы засеивали на среды, применяемые для выделения бактерий семейства кишечных (Эндо, Левина, МПА, МПБ). Для дифференциации от других бактерий семейства *Enterobacteriaceae* изучали подвижность (-), ставили реакции на лактозу (+), маннит (+), инозит (-), желатину (-), мочевины (-), индол (+), сероводород (-), с метилротом (+), на усвоение цитратных солей (-), Фогес-Плоскауэра (-), на свертывание молока (+). Чистую культуру эшерихий типировали в РА (реакция агглютинации).

Для выделения стафилококков использовали элективные среды – солевой кровяной МПА (с 8-10% NaCl и 5% дефибринированной крови), кровяной МПА. Из чистой культуры, выращенной на МПА, ставили реакции на плазмокоагуляцию, фибринолизин, лецитиназу, ДНК-азу и скрытую гемолитическую активность. Из биохимических свойств определяли разжижение желатины (+), коагуляцию молока (+), реакции на маннит (+), лактозу (+), сахарозу (+), аммиак (+), сероводород (+).

Выделение анаэробных бифидобактерий проводили посевом больших разведений фекалий в среду Блаурокка. В пробирки с 13-15 мл регенерированной в течение 45 минут среды Блаурокка засеивали 1

мл фекалий в разведении до  $10^{-9}$ . Посевы инкубировали при  $37^{\circ}\text{C}$  в течение 24 часов.

Для выявления клостридий проводили культивирования на специальных питательных средах для анаэробов: мясо-пептонно-печеночном бульоне (МППБ) Китта-Тароцци, плотной среде Вильсона Блера, глюкозо-кровяном агаре Цейслера.

Лактобациллы определяли на среде МРС (Мозера-Рогоза-Шарпа).

Результаты переводились в десятичные логарифмы ( $\lg$ ) и определяли относительное соотношение различных групп микроорганизмов в кишечной популяции.

Абсолютный, среднесуточный приросты живой массы поросят определяли по общепринятой методике. Относительный прирост живой массы вычисляли по формуле С.Броди (2) (Н.В.Плохинский, 1970).

$$B = \frac{W_t - W_0}{0,5 * (W_t + W_0)} \times 100 \quad (2),$$

где:  $B$  - прирост за исследуемый период, %;

$W_0$  - начальная масса животного, кг;

$W_t$  – масса животного в определенном возрасте, кг

Ежедневно учитывали физиологическое состояние поросят, заболеваемость, течение и исход болезни.

Полученный цифровой материал обрабатывали статистически с использованием программ STATISTICA v.5.5. для WINDOWS-XP. Достоверность отличий оценивали в сравниваемых группах по  $t$ -критерию Стьюдента (Г.Ф. Лакин, 1980). Различия считали статистически значимыми при  $P \leq 0,05$ .

## **2.2 Влияние пробиотика «Споровит» в комплексе с прополисным молочком и аскорбиновой кислотой на гематологические показатели поросят отъемного возраста**

### **2.2.1 Динамика содержания эритроцитов в крови**

Результаты исследования содержания эритроцитов в крови поросят 45-дневного отъема представлены в таблице 4.

Фоновый показатель эритроцитов в крови поросят-отъемышей контрольной группы составил  $5,2 \pm 0,03 \times 10^{12}/\text{л}$ , в остальных группах (со второй по восьмую) колебался от  $5,11 \pm 0,05 \times 10^{12}/\text{л}$  до  $5,86 \pm 0,08 \times 10^{12}/\text{л}$ .

В процессе опыта у поросят первой контрольной группы он находился в пределах от  $5,63 \pm 0,06 \times 10^{12}/\text{л}$  до  $6,86 \pm 0,11 \times 10^{12}/\text{л}$ .

В крови поросят второй группы наблюдали тенденцию в сторону закономерного повышения, что на 10-й день от начала опыта составило в 1,26 раза (на  $1,44 \times 10^{12}/\text{л}$ ), на 30-й день - в 1,26 раза (на  $1,4 \times 10^{12}/\text{л}$ ), на 60-й день - в 1,29 раза (на  $1,53 \times 10^{12}/\text{л}$ ).

Количество эритроцитов в крови поросят третьей группы достигло максимального значения на 60-й день, превысив фоновый уровень в 1,28 раза (на  $1,53 \times 10^{12}/\text{л}$ ), при этом оно уступало данным второй группы в 1,02 раза (на  $0,16 \times 10^{12}/\text{л}$ ).

На 10-й день исследования число эритроцитов в крови поросят четвертой группы превысило данные контроля в 1,1 раза (на  $0,61 \times 10^{12}/\text{л}$ ), а на 30-й и 60-й дни находилось на уровне контроля.

В крови животных пятой группы наблюдали тенденцию к повышению количества эритроцитов: на 10-й день – в 1,12 раза (на  $0,66 \times 10^{12}/\text{л}$ ), на 30-й день – в 1,21 раза ( $1,16 \times 10^{12}/\text{л}$ ), на 60-й день – в 1,23 (на  $1,27 \times 10^{12}/\text{л}$ ), однако на 30-й и 60-й дни исследования оно оставалось ниже показателей поросят контрольной группы в 1,01 раза (на  $0,07$  и  $0,11 \times 10^{12}/\text{л}$ ).

Значительное увеличение количества эритроцитов наблюдали в крови поросят шестой группы: на 10-й день – в 1,28 раза (на

1,43X10<sup>12</sup>/л), на 30-й день – в 1,35 раза (на 1,79X10<sup>12</sup>/л), на 60-й день – в 1,32 раза (на 1,67X10<sup>12</sup>/л).

Таблица 4 Динамика содержания эритроцитов в крови поросят 45-дневного отъема (x 10<sup>12</sup>/л)

Группа животных (n=10)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	5,2±0,03	5,63±0,06	6,71±0,04	6,86±0,11
	cv %	4,97	3,02	1,92	1,57
	P		**	***	***
2	M±m	5,46±0,06	6,9±0,03	6,86±0,02	7,06±0,08
	cv%	3,14	1,37	1,02	3,22
	P		***	***	***
3	M±m	5,37±0,06	6,35±0,03	6,88±0,04	6,9±0,04
	cv%	3,17	1,53	1,65	1,81
	P		***	***	***
4	M±m	5,18±0,06	6,24±0,05	6,71±0,06	6,9±0,04
	cv%	3,62	2,41	2,67	1,93
	P		***	***	***
5	M±m	5,48±0,07	6,14±0,07	6,64±0,04	6,75±0,05
	cv%	3,92	3,18	2,03	2,44
	P		***	***	***
6	M±m	5,11±0,05	6,54±0,05	6,9±0,07	6,78±0,06
	cv%	1,84	2,52	3,13	2,67
	P		***	***	***
7	M±m	5,57±0,09	6,91±0,03	6,78±0,04	6,91±0,08
	cv%	4,72	1,44	1,81	3,3
	P		***	***	***
8	M±m	5,86±0,08	6,83±0,04	6,91±0,04	6,91±0,07
	cv%	4,04	1,83	1,86	2,93
	P		***	***	***

Примечание: здесь и далее \* - P≤0,5 \*\* - P≤0,05, \*\*\* - P≤0,001.

Содержание эритроцитов в крови животных седьмой группы к 10-му дню исследования превысило фоновый уровень и показатели контроля в 1,24 (на  $1,34 \times 10^{12}/л$ ) и 1,23 раза (на  $1,28 \times 10^{12}/л$ ), на 30-й день их снижение по отношению к контрольным составило в 1,01 раза (на  $0,07 \times 10^{12}/л$ ), на 60-й день – увеличение – на  $0,05 \times 10^{12}/л$ .

Тенденция к повышению содержания эритроцитов наблюдалась в крови животных восьмой группы: на 10-й день – в 1,16 раза (на  $0,97 \times 10^{12}/л$ ), на 30-й и 60-й дни – в 1,18 раза (на  $1,05 \times 10^{12}/л$ ).

Из таблицы 5 видно, что фоновый уровень эритроцитов в крови поросят контрольной группы (60-дневный отъем) составляет  $6 \pm 0,02 \times 10^{12}/л$  и в последующие сроки исследования отмечается их повышение.

Таблица 5 Динамика содержания эритроцитов в крови поросят 60-дневного отъема (х  $10^{12}/л$ )

Группа животных (n=15)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	$6 \pm 0,02$	$6,4 \pm 0,07$	$6,6 \pm 0,7$	$6,7 \pm 0,05$
	cv%	5	4,2	4	1,8
	p		***	***	***
2	M±m	$6,1 \pm 0,0$	$6,56 \pm 0,0$	$6,7 \pm 0,0$	$7 \pm 0,08$
	cv%	8	3	5	4
	p		***	***	***
3	M±m	$5,9 \pm 0,0$	$6,55 \pm 0,0$	$6,6 \pm 0,0$	$6,8 \pm 0,08$
	cv%	6	6	6	2,9
	p		***	***	***
4	M±m	$5,7 \pm 0,0$	$6,77 \pm 0,0$	$6,8 \pm 0,0$	$7,2 \pm 0,06$
	cv%	8	7	2	3,9
	p		***	***	***

Примечание: здесь и далее \* -  $P \leq 0,5$  \*\* -  $P \leq 0,05$ , \*\*\* -  $P \leq 0,001$ .

Во все сроки исследования наблюдается тенденция к увеличению числа эритроцитов в крови поросят второй и третьей групп: на 10-й день – в 1,08 (на  $0,46 \times 10^{12}/л$ ) и 1,11 раза (на  $0,65 \times 10^{12}/л$ ), на 30-й день – в 1,1 раза (на  $0,6 \times 10^{12}/л$ ) и 1,12 раза (на  $0,7 \times 10^{12}/л$ ), на 60-й день – в 1,15 раза (на  $0,9 \times 10^{12}/л$ ) и в 1,12 раза (на  $0,9 \times 10^{12}/л$ ).

Наиболее ярко выраженные изменения отмечаются в крови животных четвертой группы, где содержание эритроцитов превышает показатели фонового уровня и контроля на 10-й день в 1,19 (на  $1,07 \times 10^{12}/л$ ) и в 1,06 раза (на  $0,37 \times 10^{12}/л$ ), на 30-й день – в 1,2 (на  $1,1 \times 10^{12}/л$ ) и 0,99 раза (на  $0,2 \times 10^{12}/л$ ), на 60-й день – в 1,26 (на  $1,5 \times 10^{12}/л$ ) и 1,07 раза (на  $0,5 \times 10^{12}/л$ ).

Таким образом, высокая активизация эритропоэза наблюдалась у животных четвертой (45 и 60-й дни отъема) и шестой групп (45-дневный отъем), получавших «Споровит» в комплексе с аскорбиновой кислотой и внутримышечно 5 % водный раствор аскорбиновой кислоты.

### **2.2.2 Динамика содержания гемоглобина в крови**

Показатели исследования динамики содержания гемоглобина в крови поросят при отъеме в 45-дневном возрасте приведены на рисунке 1.

Содержание гемоглобина в крови поросят контрольной группы находилось в пределах  $80,4 \pm 0,17$  -  $85,1 \pm 0,29$  г/л.

Содержание гемоглобина в крови поросят-отъемышей пятой и восьмой групп увеличилось по сравнению с фоном к 10-му дню – в 1,24 и 1,18 раза (на 17,4 и 13,7 г/л), к 30-му дню – в 1,25 и 1,24 раза (на 18,5 и 17,7 г/л), к 60-му дню – в 1,28 раза (на 20,1 и 20,6 г/л), соответственно.

Уровень гемоглобина в крови поросят второй, четвертой и шестой опытных групп в процессе опыта увеличился по сравнению с фоном на 10, 30 и 60-й дни опыта, соответственно, в 1,1; 1,25 и 1,22 раза (на 8,4; 18,7 и 15,6 г/л), в 1,22; 1,28 и 1,28 раза (на 18,3; 20,8 и 19,9 г/л), в 1,3; 1,32 и 1,33 раза (на 24,6; 23,4 и 23,7 г/л).

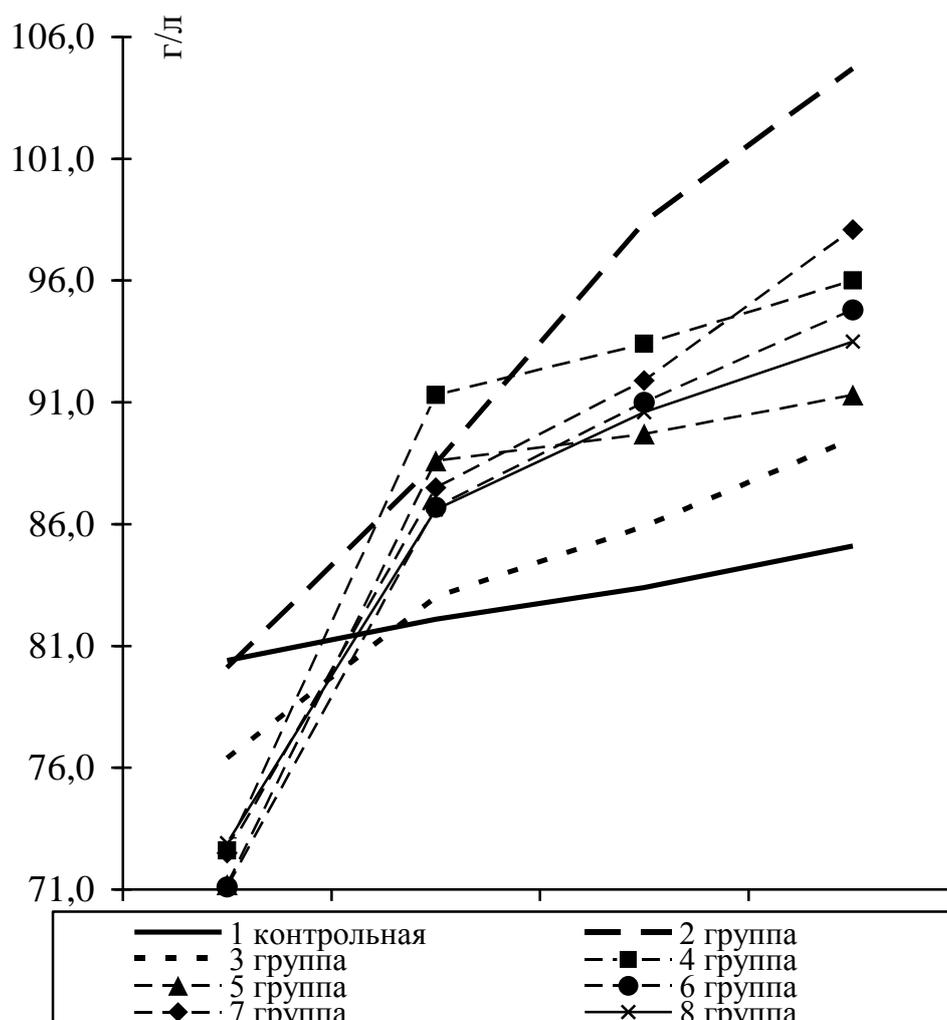


Рисунок 1 Динамика содержания гемоглобина в крови поросят при отъеме в 45-дневном возрасте (г/л).

Увеличение содержания гемоглобина наблюдалось и у поросят третьей опытной группы. Так, на 10-й день исследования уровень гемоглобина был выше фоновых значений в 1,08 раза (на 6,6 г/л), на 30-й день – в 1,12 раза (на 9,5 г/л), на 60-й день – в 1,17 раза (на 13,1 г/л).

Показатели исследования динамики содержания гемоглобина в крови поросят при отъеме в 60-дневном возрасте приведены на рисунке 2.

Количество гемоглобина в крови поросят - отъемышей контрольной группы находилось в пределах  $73,4 \pm 0,15$  -  $87,4 \pm 0,4$  г/л.

Уровень гемоглобина в крови поросят-отъемышей второй, третьей и четвертой групп увеличился по сравнению с фоном к 10-му дню – в 1,31; 1,2 и 1,28 раза (на 22,2; 14,5 и 19,9 г/л), к 30-му дню – в

1,36; 1,29 и 1,35 раза (на 25,3; 21 и 25,5 г/л), к 60-му дню – в 1,38; 1,3 и 1,39 раза (на 26,8; 22,1 и 27,8 г/л).

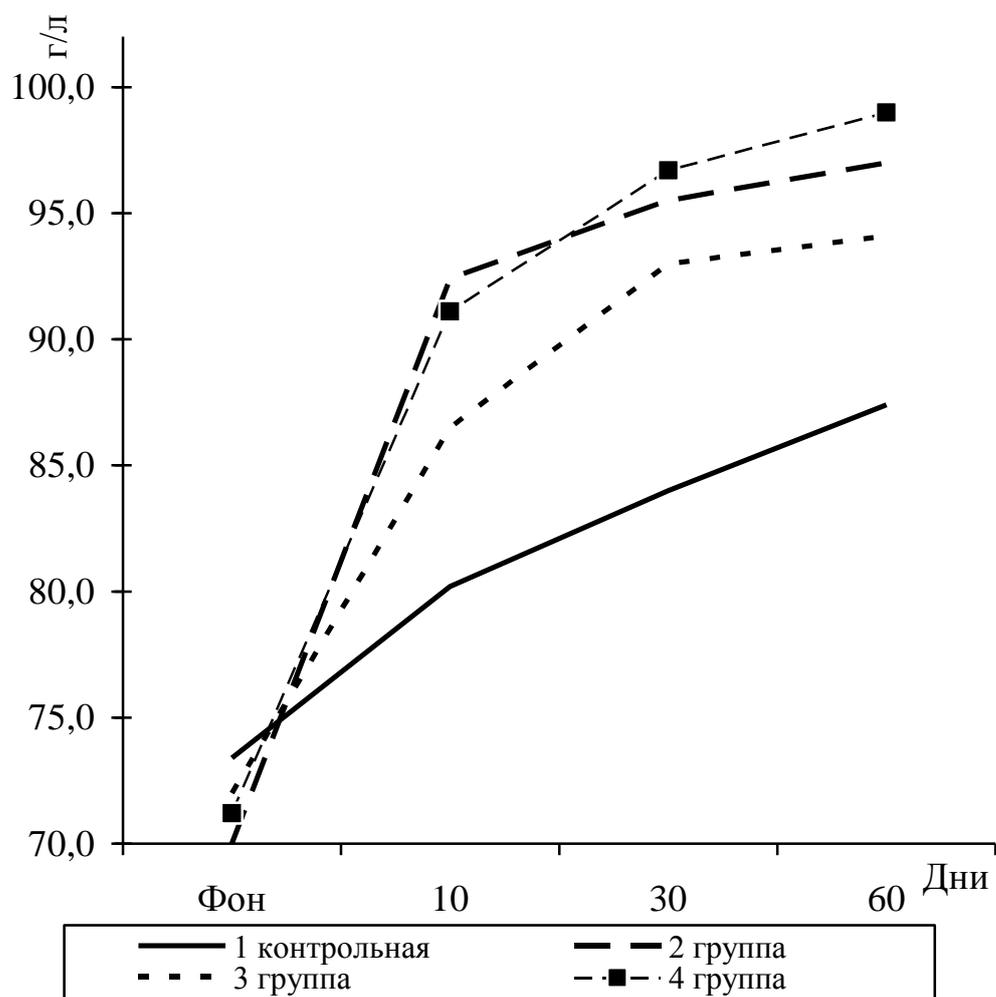


Рисунок 2 Динамика содержания гемоглобина в крови поросят при отъеме в 60-дневном возрасте (г/л).

Таким образом, наиболее высокий уровень гемоглобина в сыворотке крови поросят отъемного возраста регистрировался у поросят четвертой группы, получавших пробиотик «Споровит» в комплексе с аскорбиновой кислотой.

### 2.2.3 Динамика содержания лейкоцитов в крови

Данные по изучению динамики содержания лейкоцитов в крови поросят 45-дневного отъема представлены в таблице 6.

У животных первой (контрольной) группы количество лейкоцитов находилось в пределах  $7,19 \pm 0,11 - 9,46 \pm 0,08 \times 10^9/\text{л}$ .

Фоновые показатели содержания лейкоцитов в крови поросят второй-восьмой опытных групп находились на уровне  $6,86 \pm 0,08 - 8,4 \pm 0,12 \times 10^9/\text{л}$ .

Таблица 6 Динамика содержания лейкоцитов в крови поросят 45-дневного отъема ( $\times 10^9/\text{л}$ )

Группа животных (n=10)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	7,19±0,11	7,85±0,09	9,11±0,09	9,46±0,08
	cv%	4,4	3,49	2,86	2,59
	p		***	***	***
2	M±m	7,6±0,05	9,55±1,04	10,4±0,15	10,9±0,15
	cv%	2,07	1,15	4,28	4,1
	p		***	***	***
3	M±m	8,4±0,12	9,77±0,12	10,8±0,18	10,3±0,15
	cv%	4,21	3,66	5,07	4,14
	p		***	***	***
4	M±m	6,86±0,08	8,8±0,09	10,6±0,15	10,8±0,15
	cv%	3,42	3,09	4,58	4,14
	p		***	***	***
5	M±m	7,55±0,07	9,56±0,1	10,6±0,17	10,9±0,11
	cv%	2,95	3,09	4,87	2,9
	p		***	***	***
6	M±m	7,17±0,06	9,5±0,05	10,5±0,18	10,7±0,16
	cv%	2,38	1,65	5,02	4,51
	p		***	***	***
7	M±m	7,13±0,07	9,48±0,13	10,4±0,17	10,7±0,16
	cv%	2,89	3,97	4,97	4,51
	p		***	***	***
8	M±m	7,55±0,1	9,18±0,12	10,4±0,17	10,3±0,16
	cv%	4,06	3,87	4,97	4,77
	p		***	***	***

Различные комбинации препаратов, применяемые пороссятам опытных групп, вызывали увеличение количества лейкоцитов с различной степенью выраженности.

У пороссят-отъёмышей третьей и восьмой групп количество лейкоцитов в крови увеличивалось по сравнению с фоном на 10-й день – в 1,16 и 1,22 раза (на  $1,37$  и  $1,63 \times 10^9/\text{л}$ ), на 30-й день – в 1,29 и 1,38 раза (на  $2,4$  и  $2,85 \times 10^9/\text{л}$ ), на 60-й день – в 1,23 и 1,36 раза (на  $1,9$  и  $2,75 \times 10^9/\text{л}$ ), соответственно.

Значительное повышение числа лейкоцитов по сравнению с фоном наблюдалось в крови пороссят шестой и седьмой опытных групп на 10-й, 30-й и 60-й дни исследования, что составило: в 1,32 и 1,33 раза (на  $2,33$  и  $2,35 \times 10^9/\text{л}$ ); в 1,46 раза (на  $3,33$  и  $3,27 \times 10^9/\text{л}$ ); в 1,49 и 1,5 раза (на  $3,53$  и  $3,57 \times 10^9/\text{л}$ ).

Максимальное количество лейкоцитов регистрировалось в крови пороссят четвертой группы, что превысило данные фонового уровня на 10-й день опыта – в 1,28 раза (на  $1,94 \times 10^9/\text{л}$ ), на 30-й день – в 1,54 раза (на  $3,74 \times 10^9/\text{л}$ ), на 60-й день – в 1,57 раза (на  $3,94 \times 10^9/\text{л}$ ).

Данные по исследованию динамики содержания лейкоцитов в крови пороссят 60-дневного отъема представлены в таблице 7.

У животных первой контрольной группы количество лейкоцитов находилось в пределах  $6,9 \pm 0,09 \times 10^9/\text{л}$  -  $9,4 \pm 0,05 \times 10^9/\text{л}$ .

У пороссят-отъёмышей третьей группы содержание лейкоцитов увеличивалось по сравнению с фоном на 10-й день – в 1,1 раза (на  $0,7 \times 10^9/\text{л}$ ), на 30-й день – в 1,36 раза (на  $2,5 \times 10^9/\text{л}$ ), на 60-й день – в 1,46 раза (на  $3,2 \times 10^9/\text{л}$ ).

Количество лейкоцитов в крови пороссят второй и четвертой групп увеличилось по сравнению с фоновыми показателями на 10, 30 и 60-й дни опыта в 1,18 и 1,16 раза (на  $1,2 \times 10^9/\text{л}$ ); в 1,47 и 1,46 раза (на  $3,2$  и  $3,3 \times 10^9/\text{л}$ ); в 1,6 и 1,55 раза (на  $4$  и  $3,9 \times 10^9/\text{л}$ ), соответственно.

Таким образом, рост числа лейкоцитов наблюдался в крови пороссят при применении пробиотика Споровит в комплексе с внутримышечной инъекцией аскорбиновой кислоты.

Таблица 7 Динамика содержания лейкоцитов в крови поросят 60-дневного отъема ( $\times 10^9/\text{л}$ )

Группа животных (n=15)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	6,9±0,09	7,6±0,04	9±0,05	9,4±0,05
	cv%	4,9	3,7	2,8	3
	p		***	***	***
2	M±m	6,8±0,06	8±0,05	10±0,07	10,8±0,2
	cv%	3,5	3	4,2	4,6
	p		***	***	***
3	M±m	7±0,07	7,7±0,05	9,5±0,2	10,2±0,3
	cv%	2,6	4,65	4,2	4
	p		***	***	***
4	M±m	7,1±0,08	8,3±0,2	10,4±0,18	11±0,15
	cv%	2,2	4	4,9	4,8
	p		***	***	***

#### 2.2.4 Лейкограмма поросят отъемного возраста

Содержание базофилов в крови поросят 45-дневного отъема первой контрольной группы на начало опыта составило  $0,18 \pm 0,01$  % и к концу исследования  $0,75 \pm 0,01$  %.

Уровень базофилов в крови поросят-отъемышей второй и третьей опытных групп превысил показатели фоновых значений: на 10-й день – в 1,94 (на 0,17 %) и в 1,84 раза (на 0,16 %), на 30-й день – в 4,78 (на 0,68 %) и в 4,57 раза (на 0,68 %), на 60-й день – в 4,78 (на 0,68 %) и в 4,63 раза (на 0,69 %).

К 60-му дню исследования количество базофилов в крови поросят четвертой, шестой и седьмой групп достигло максимальных значений, превысив фоновый уровень в 4,88; 5,17 и 4,93 раза (на 0,7; 0,71 и 0,63 %), соответственно.

Наиболее динамичное повышение количества базофилов с 10 по 60-й дни опыта наблюдалось в крови животных восьмой группы и со-

ставило по отношению к фоновому значению в 2,25 раза (на 0,2%), 5,43 раза (на 0,71%) и в 5,43 раза (на 0,71%).

Содержание базофилов в крови поросят 60-дневного отъема первой контрольной группы к началу опыта составило  $0,17 \pm 0,03$  % и к концу исследований -  $0,6 \pm 0,02$  %.

Количество базофилов в крови животных второй, третьей и четвертой групп превысило показатели фоновых значений на 10-й день – в 1,33 (на 0,06 %), в 1,35 (на 0,06 %) и в 1,56 раза (на 0,09 %), на 30-й день – в 3,22 (на 0,4 %), в 3,3 (на 0,39 %) и в 3,75 раза (на 0,44 %), на 60-й день – в 3,88 (на 0,52 %), в 3,82 (на 0,48 %) и в 4,12 раза (на 0,5 %), соответственно.

Уровень эозинофилов в крови поросят 45-дневного отъема первой контрольной группы находился в пределах от  $1,3 \pm 0,01$  до  $1,25 \pm 0,01$  %. В опытных группах фоновый показатель колебался в пределах от  $1,26 \pm 0,01$  до  $1,33 \pm 0,02$  %. По сравнению с фоновыми показателями яркие изменения в динамике содержания эозинофилов в крови поросят было отмечено к концу опытного периода в шестой и восьмой опытной группах. Данный показатель был ниже фонового уровня – в 1,04 раза (на 0,05 %). Напротив, в третьей и пятой опытных группах уровень эозинофилов превышал фоновый уровень к 60-му дню – в 1,01 и 1,02 раза (на 0,02 и 0,03 %).

Количество эозинофилов в крови животных 60-дневного отъема первой контрольной группы за весь период опыта составило  $1,27 \pm 0,01$  -  $1,29 \pm 0,01$  %. Фоновый показатель содержания эозинофилов в крови животных опытных групп колебался в пределах от  $1,24 \pm 0,01$  до  $1,27 \pm 0,01$  %. На всех этапах исследования количество эозинофилов в крови поросят динамично повышалось. Наиболее выраженные изменения регистрировались в третьей и четвертой опытной группах, так показатели указанных групп превышали фоновые на 10, 30 и 60-й дни опыта, соответственно, в 1,01 и 1,02 раза (на 0,02 %); в 1,02 и 1,04 раза (на 0,03 и 0,05 %) и в 1,02 и 1,04 раза (на 0,03 и 0,06 %).

Содержание моноцитов в крови поросят 45-дневного отъема первой контрольной группы на начало опыта составило  $3,44 \pm 0,04\%$  и к концу исследования -  $3,03 \pm 0,03\%$ .

Уровень моноцитов в крови поросят четвертой и восьмой опытных групп был ниже показателей фона к концу исследования (60-й день) в 1,02 и 1,0 раза (на 0,06 и 0,02 %); второй и седьмой – в 1,07 и 1,08 раза (на 0,22 и 0,26 %); третьей – в 1,14 раза (на 0,34 %), соответственно.

Самые яркие изменения содержания моноцитов в крови животных наблюдали в пятой и шестой опытных группах. Данные показатели были ниже фоновых на 10, 30 и 60-й дни опыта – в 1,39 и 1,36 (на 1,03 и 0,95 %), в 1,4 и 1,27 (на 1,04 и 0,76 %) и в 1,19 и 1,18 раза (0,58 и 0,55 %), соответственно.

Содержание моноцитов в крови поросят 60-дневного отъема первой контрольной группы на начало опыта составило  $3,3 \pm 0,05\%$  и к концу исследования -  $3,0 \pm 0,03\%$ .

На 10-й, 30-й и 60-й дни исследования наблюдали закономерное уменьшение количества моноцитов в крови поросят опытных групп (вторая, третья и четвертая) по сравнению с фоновыми показателями – в 1,0; 1,03 и 1,06 раза (на 0,1; 0,1 и 0,2 %), в 1,07; 1,06 и 1,1 раза (на 0,2; 0,2 и 0,3 %) и в 1,08; 1,1 и 1,14 раза (на 0,25; 0,3 0,4 %), соответственно.

Содержание палочкоядерных нейтрофилов в крови поросят 45-дневного отъема первой контрольной группы находилось на уровне  $9,71 \pm 0,06\%$  -  $6,85 \pm 0,1\%$ . Затем наблюдалось динамичное понижение данного показателя. Наиболее яркая динамика регистрировалась во второй, третьей, четвертой и шестой группах. Так, к концу опытного периода количество палочкоядерных нейтрофилов было ниже фонового значения во второй группе – в 1,44 раза (на 2,96 %), в третьей – 1,43 раза (2,94 %), в четвертой - в 1,45 раза (на 3,03 %) и в шестой - в 1,4 раза (на 2,59 %), соответственно.

Количество палочкоядерных нейтрофилов в крови поросят первой контрольной группы при отъеме в 60-дневном возрасте находилось на уровне от  $9,6 \pm 0,03$  % до  $6,7 \pm 0,2$  %.

Уровень палочкоядерных нейтрофилов в крови животных опытных групп за период исследования снижался, и по сравнению с фоновыми значениями их содержание на 10-й день опыта было ниже во второй группе – в 1,08 раза (на 0,73 %), в третьей группе – в 1,09 раза (на 0,8 %), в четвертой группе – в 1,08 раза (на 0,7 %).

Наиболее яркие изменения были зарегистрированы к 60-му дню исследования. Так, по сравнению с фоновым уровнем, количество палочкоядерных нейтрофилов в крови поросят было ниже во второй опытной группе – в 1,46 раза (на 3,03 %), в третьей – в 1,45 раза (2,95 %), в четвертой – в 1,45 раза (на 2,97 %).

Количество сегментоядерных нейтрофилов в крови поросят - отъемышей 45-дневного возраста контрольной и опытных групп находилось на уровне от  $8,8 \pm 0,14$  % до  $9,48 \pm 0,15$  %. К 60-му дню исследования во всех опытных группах было отмечено достоверное повышение данного показателя, но максимальное значение относительно фона регистрировалось в третьей, четвертой и седьмой опытных группах, соответственно, в 1,9 (на 7,9 %), в 2,04 (на 8,29 %) и в 1,99 раза (на 8,54 %), соответственно.

В крови поросят 60-дневного отъемного возраста первой контрольной группы содержание сегментоядерных нейтрофилов в начале опыта составило  $8,4 \pm 0,1$  %, а в конце -  $13 \pm 0,3$  %.

Количество сегментоядерных нейтрофилов в крови животных второй, третьей и четвертой опытных групп превышало фоновый уровень: на 10-й, 30-й и 60-й дни, соответственно, в 1,21; в 1,1 и в 1,17 раза (на 1,7; 0,9 и 1,5 %); в 1,68; в 1,51 и в 1,68 раза (на 5,5; 4,3 и 1,68 %); в 2,03; 1,85 и в 2,0 раза (на 8,3; 7,1 и 8,5 %).

Фоновый показатель содержания лимфоцитов в крови поросят-отъемышей 45-дневного возраста первой контрольной группы составил  $63,9 \pm 0,5$ %, а в опытных группах колебался в пределах от  $64,4 \pm 0,4$  до  $69,8 \pm 0,81$ %.

Количество лимфоцитов в крови животных четвертой и шестой опытных групп понижалось по сравнению с фоновым уровнем: на 10-й день в 1,04 и 1,03 раза (на 2,86 и 1,83 %), на 30-й день – в 1,04 и 1,05 раза (на 3,08 и 3,22 %), на 60-й день – в 1,06 и 1,06 раза (на 3,82 и 3,89). По сравнению с контрольными значениями на 10-й день – в 1,01 и 1,0 раза (на 1,55 и 1,7 %), на 30-й день – в 1,02 и 0,9 раза (на 4,4 и 3,6%) и на 60-й день – в 1,03 и 1,0 раза (на 2 и 3,2%), соответственно.

Лимфоциты в крови поросят восьмой опытной группы имели тенденцию к понижению по сравнению с фоном на 10-й, 30-й и 60-й дни, соответственно, в 1,03 (на 2,4 %), в 1,04 (на 2,98 %), и в 1,07 раза (на 4,56 %).

Уровень содержания лимфоцитов в крови поросят пятой и седьмой опытных групп был ниже фонового на протяжении всего периода опыта: на 10-й день исследования - в 1,04 раза (на 2,59 и 2,67 %), на 30-й день – в 1,05 и 1,06 раза (на 3,81 и 4,02 %) и на 60-й день – в 1,09 раза (5,87 и 5,57 %).

Значительное уменьшение количества лимфоцитов регистрировалось во второй и третьей опытных группах: на 10-й день от начала опыта – в 1,06 и 1,14 раза (на 3,8 и 4,6 %), на 30-й день – в 1,12 раза (на 7,7 и 7,64 %) и на 60-й день – в 1,16 и 1,14 раза (на 9,68 и 8,6 %), соответственно.

Лимфоциты в крови поросят первой контрольной группы 60-дневного отъемного возраста в течение опытного периода находились на уровне от  $63 \pm 0,3$  до  $60,2 \pm 0,4\%$ .

Уровень лимфоцитов в крови животных второй и третьей групп понижался по сравнению с фоновым на 10-й день опыта: в 1,01 раза (на 0,8 %), на 30-й день – в 1,02 раза (на 1,7 %), на 60-й день – в 1,03 и 1,04 раза (на 2,4 и 2,9 %), соответственно.

Наиболее ярко выраженные изменения отмечали в крови животных четвертой опытной группы, где содержание лимфоцитов было ниже показателей фонового и контрольного значений на 10-й день в 1,03 и 1,01 раза (на 1,9 и 0,6 %), на 30-й день – в 1,04 и 1,01 раза (на 3 и 0,4 %) и на 60-й день – в 1,06 и 1,01 раза (на 3,8 и 1 %), соответственно.

## **2.3 Влияние пробиотика «Споровит» в комплексе с прополисным молочком и аскорбиновой кислотой на показатели белкового спектра крови поросят**

### **2.3.1 Динамика содержания общего белка в сыворотке крови**

Результаты изучения динамики содержания общего белка в крови поросят 45-дневного отъема представлены в таблице 8.

Уровень общего белка в сыворотке крови поросят-отъемышей первой контрольной группы за период исследования (60 дней) колебался в пределах от  $55 \pm 0,22$  г/л до  $62,8 \pm 0,31$  г/л.

Содержание общего белка в сыворотке крови поросят-отъемышей шестой опытной групп превышало показатели фона на 10-й день опыта в  $-1,09$  раза (на 5,2 г/л), на 30-й день – в 1,21 раза (на 11,8 г/л), на 60-й день – в 1,23 раза (на 12,6 г/л).

В сыворотке крови животных седьмой и восьмой групп содержание общего белка также имело тенденцию к повышению. Так, на 10, 30 и 60-й дни опыта данный показатель был выше фонового уровня, соответственно, в 1,11 раза (на 6 и 6,1 г/л), в 1,17 и 1,18 раза (на 9,2 и 9,9 г/л), в 1,25 раза (на 13,8 и 13,6 г/л).

Значительное увеличение количества белка в сыворотке крови поросят наблюдали в третьей и пятой опытной группах: на 10-й день исследования – в 1,15 и 1,14 раза (на 8,1 и 7,5 г/л), на 30-й день – в 1,25 и 1,21 раза (на 13,9 и 11,4 г/л) и на 60-й день – в 1,27 и 1,26 раза (на 15 и 14,4 г/л), соответственно.

Максимальное значение общего белка в сыворотке крови наблюдалось у поросят-отъемышей второй и четвертой опытных групп, что было выше фоновых показателей, соответственно, на 10-й день – в 1,17 и 1,15 раза (на 9,6 и 7,9 г/л), на 30-й день – в 1,21 и 1,3 раза (на 12,1 и 15,9 г/л) и на 60-й день – в 1,28 и 1,3 раза (на 16 и 17,3 г/л).

Результаты исследований динамики содержания общего белка в крови поросят 60-дневного отъема представлены в таблице 9.

Таблица 8 Динамика содержания общего белка в сыворотке крови поросят 45-дневного отъема (г/л)

Группа животных (n=10)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	55±0,22	56,5±0,24	58±0,31	62,8±0,31
	cv%	1,21	1,25	1,68	1,46
	p		***	***	***
2	M±m	55,5±0,28	65,1±0,25	67,6±0,17	71,5±0,24
	cv%	1,53	1,13	0,76	0,99
	p		***	***	***
3	M±m	54,3±0,22	62,4±0,39	68,2±0,26	69,3±0,16
	cv%	1,24	1,88	1,16	0,7
	p		***	***	***
4	M±m	52,1±0,29	60±0,35	68±0,38	69,4±0,17
	cv%	1,68	1,76	1,7	0,74
	p		***	***	***
5	M±m	54,2±0,36	61,7±0,4	65,6±0,3	68,6±0,18
	cv%	2,02	1,95	1,52	0,76
	p		***	***	***
6	M±m	54,5±0,18	59,7±0,32	66,3±0,27	67,3±0,35
	cv%	0,97	1,59	1,24	1,57
	p		***	***	***
7	M±m	53,7±0,16	59,7±0,22	62,9±0,37	67,5±0,18
	cv%	0,9	1,13	1,75	0,78
	p		***	***	***
8	M±m	54,2±0,26	60,3±0,27	64,1±0,48	67,8±0,26
	cv%	1,46	1,37	2,26	1,16
	p		***	***	***

Содержание общего белка в сыворотке крови поросят первой контрольной группы за исследуемый период колебалось в пределах от 54±0,4 г/л до 62,3±0,5 г/л.

Таблица 9 Динамика содержания общего белка в сыворотке крови поросят 60-дневного отъема (г/л)

Группа животных (n=15)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	54±0,4	56,3±0,3	57,3±0,3	62,3±0,5
	cv%	2,4	3,2	4,2	3,2
	p		***	***	***
2	M±m	53±0,4	57,3±0,4	61,2±0,33	67,5±0,04
	cv%	3,1	4,2	3,1	2,4
	p		***	***	***
3	M±m	52,7±0,3	55,6±0,22	58,8±0,32	62,3±0,4
	cv%	2,4	4,5	4,1	3,4
	p		***	***	***
4	M±m	53±0,17	57,2±0,6	62±0,14	68±0,43
	cv%	1,5	4,2	4,21	3,6
	p		***	***	***

Уровень общего белка в сыворотке крови поросят второй и третьей опытных групп превышал показатели фона на 10-й день опыта в – 1,08 и 1,05 раза (на 4,3 и 2,9 г/л), на 30-й день – в 1,15 и 1,11 раза (на 8,2 и 6,1 г/л), на 60-й день – в 1,27 и 1,18 раза (на 14,5 и 9,6 г/л).

Наибольшее содержание общего белка в сыворотке крови наблюдалось у животных четвертой опытной группы, что превысило фоновое значение на 10-й день исследования – в 1,08 раза (на 4,2 г/л), на 30-й день – в 1,17 раза (на 9 г/л) и на 60-й день – в 1,28 раза (на 15 г/л).

### 2.3.2 Динамика содержания альбуминов в сыворотке крови

Динамика содержания альбуминов в сыворотке крови поросят 45-дневного отъема представлена на рисунке 3.

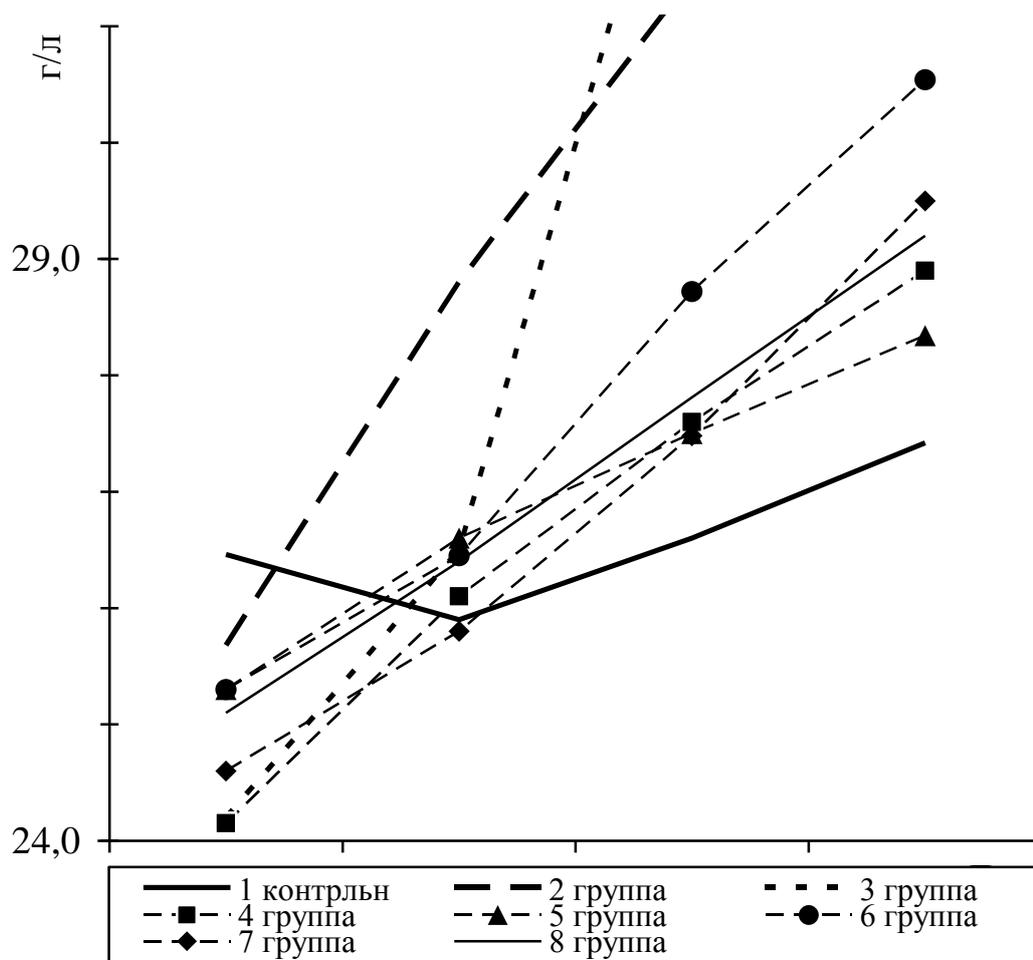


Рисунок 3 Динамика содержания альбуминов в сыворотке крови поросят 45-дневного отъема (г/л).

Количество альбуминов в сыворотке крови поросят-отъемышей первой контрольной группы за период опыта резко не изменялось и находилось на уровне  $26,46 \pm 0,04$  г/л -  $27,42 \pm 0,15$  г/л.

Уровень фоновых показателей альбуминов в сыворотке крови всех поросят опытных групп находился в пределах от  $24,15 \pm 0,12$  г/л до  $25,68 \pm 0,21$  г/л.

В сыворотке крови поросят содержание альбуминов имело тенденцию к закономерному увеличению на протяжении всего опытного периода.

Уровень альбуминов в сыворотке крови поросят пятой опытной группы превысил показатели фона на 10-й день от начала опыта – в 1,05 раза (на 1,3 г/л), на 30-й день – в 1,08 раза (на 2,19 г/л) и на 60-й день – в 1,12 раза (на 3,01 г/л).

У животных восьмой группы количество альбуминов в сыворотке крови, по сравнению с фоновыми показателями, повышалось на 10-й день опыта – в 1,05 раза (на 1,29 г/л), на 30-й день – в 1,1 раза (на 2,71 г/л), на 60-й день – в 1,16 раза (на 4,09 г/л).

На 10-й день исследования содержание альбуминов в сыворотке крови животных третьей группы превысило уровень фонового значения на 10-й день – в 1,09 раза (на 2,3 г/л), на 30-й день – в 1,15 раза (на 3,61 г/л) и на 60-й день – в 1,18 раза (на 4,49 г/л).

Значительное увеличение уровня альбуминов в сыворотке крови поросят наблюдалось у животных второй, четвертой и шестой групп относительно показателей фона: на 10-й день – в 1,09; в 1,08 и в 1,04 раза (на 2,34; 1,96 и 1,16 г/л), на 30-й день – в 1,13; в 1,14 и в 1,13 раза (на 3,32; 3,49 и 3,43 г/л) и на 60-й день – в 1,22; в 1,2 и в 1,2 раза (на 5,62; 4,79 и 5,25 г/л).

Из рисунка 4 видно, что во все сроки исследования наблюдается тенденция к увеличению числа альбуминов в сыворотке крови поросят 60-дневного отъема второй и третьей групп: на 10-й день - в 1,08 (на 2,2 г/л) и 1,06 раза (на 1,5 г/л), на 30-й день - в 1,13 (на 3,4 г/л) и 1,11 раза (на 2,7 г/л) и на 60-й день - в 1,25 (на 6,5 г/л) и 1,23 раза (на 5,7 г/л) соответственно.

Наиболее ярко выраженные изменения отмечаются в сыворотке крови животных четвертой группы, где содержание альбуминов превышает показатели фона и контроля на 10-й день – в 1,14 (на 3,29 г/л) и 1,05 раза (на 1,3 г/л), на 30-й день – в 1,2 (на 4,89 г/л) и 1,03 раза (на 0,9 г/л), на 60-й день – в 1,36 (на 8,59 г/л) и 1,14 раза (на 3,9 г/л).

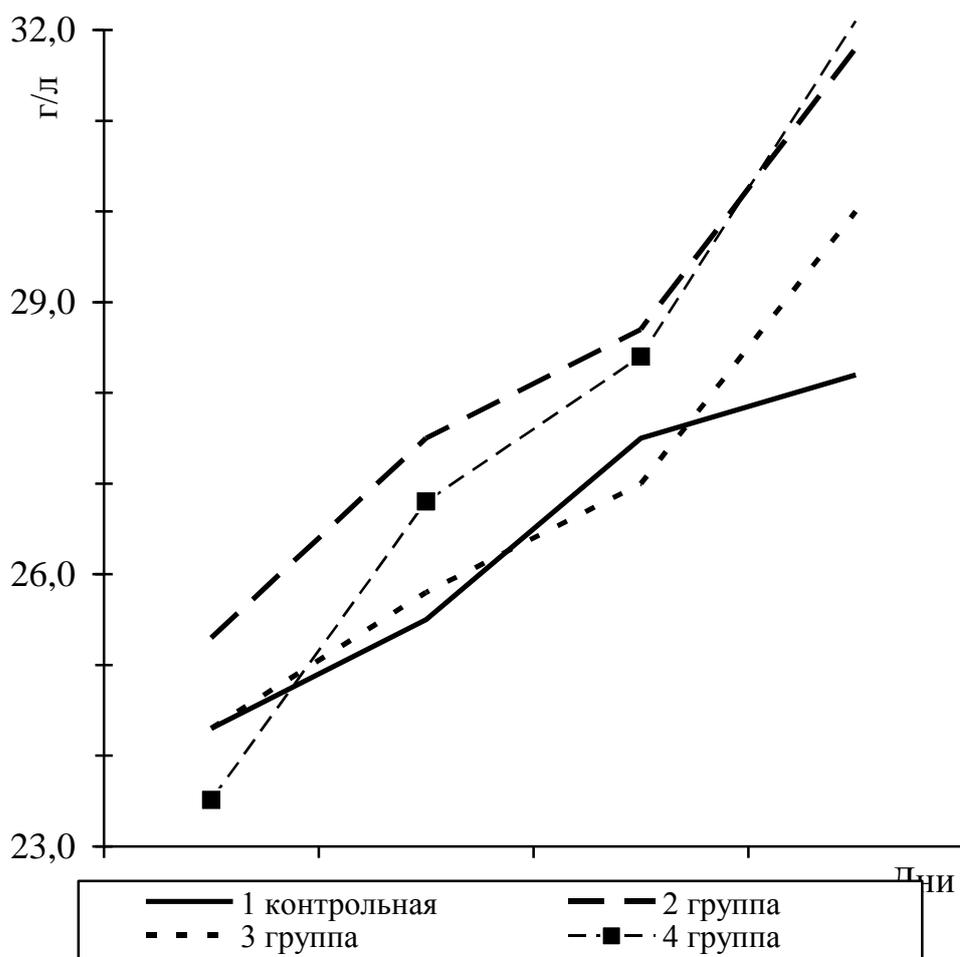


Рисунок 4 Динамика содержания альбуминов в сыворотке крови поросят 60-дневного отъема (г/л).

### 2.3.3 Динамика содержания $\alpha$ – глобулинов в сыворотке крови

На рисунке 5 представлены результаты изучения динамики содержания  $\alpha$ -глобулинов в сыворотке крови поросят 45-дневного отъема.

В сыворотке крови поросят-отъемышей первой контрольной группы  $\alpha$ -глобулины находились в пределах  $29,48 \pm 0,43$  г/л -  $24,87 \pm 0,14$  г/л, фоновые показатели опытных групп колебались от  $25,04 \pm 0,16$  г/л до  $32,2 \pm 0,36$  г/л.

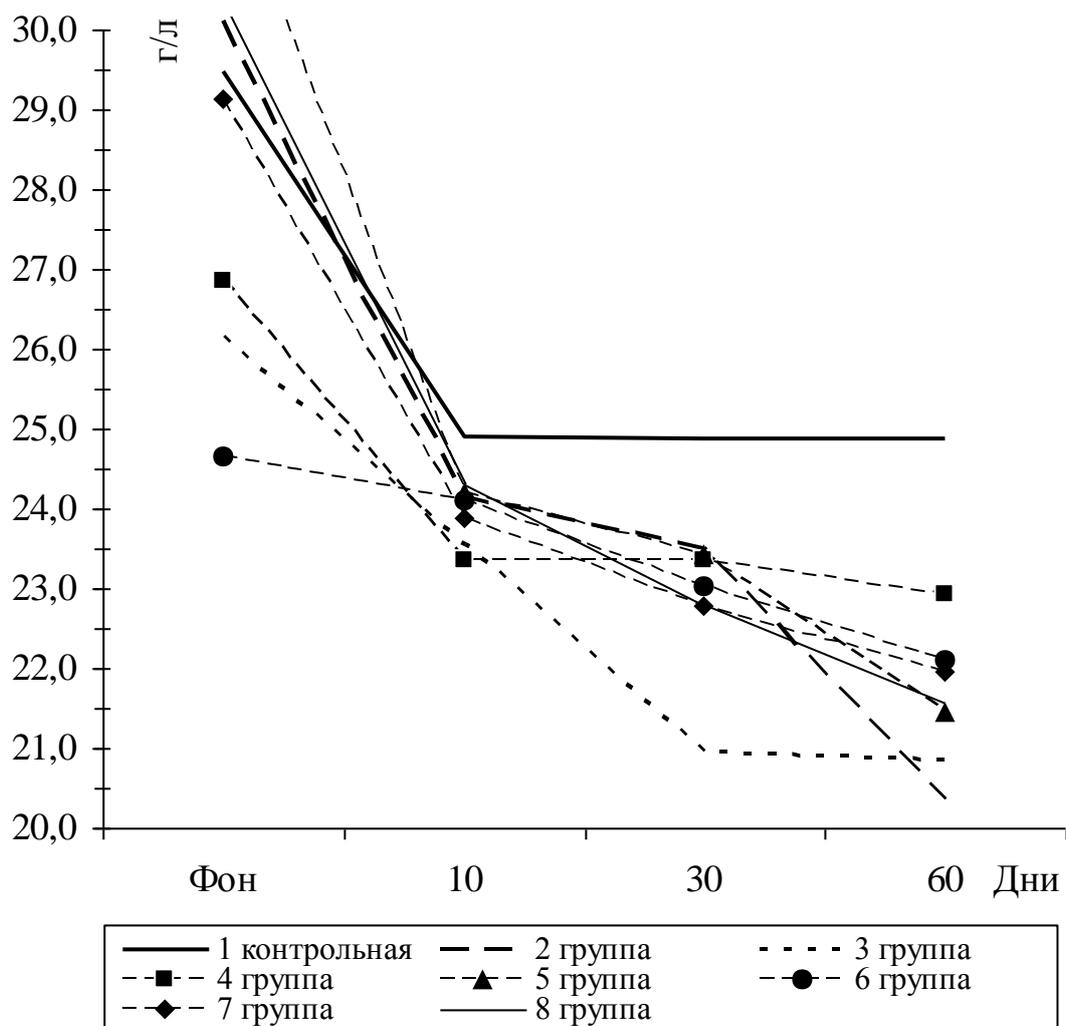


Рисунок 5 Динамика содержания  $\alpha$ -глобулинов в сыворотке крови поросят 45-дневного отъема (г/л).

Содержание  $\alpha$ -глобулинов в сыворотке крови животных шестой опытной группы было ниже показателей фона на 10-й день исследования – в 1,02 раза (0,56 г/л), на 30-й день – 1,07 раза (на 1,62 г/л) и на 60-й день – в 1,11 раза (на 2,54 г/л).

По сравнению с фоновыми значениями уменьшилось содержание  $\alpha$ -глобулинов у поросят третьей и четвертой опытных групп: на 10-й день – в 1,1 и 1,14 раза (на 2,59 и 3,5 г/л), на 30-й – в 1,24 и 1,15 раза (на 5,19 и 3,5 г/л) и на 60-й день - в 1,25 и 1,17 раза (на 5,3 и 3,94 г/л), соответственно.

Количество  $\alpha$ -глобулинов в сыворотке крови поросят седьмой опытной группы имело тенденцию к понижению: на 10-й день от начала

опыта – в 1,22 раза (на 5,25 г/л), на 30-й день – в 1,28 раза (на 6,35 г/л) и на 60-й день – в 1,32 раза (на 7,18 г/л).

Во все сроки исследования наблюдалась тенденция к уменьшению количества  $\alpha$ -глобулинов в сыворотке крови поросят второй, пятой и восьмой опытных групп на 10-й день опыта – в 1,24; в 1,33 и в 1,25 раза (на 5,94; 8 и 6,04 г/л), на 30-й день – в 1,28; в 1,37 и в 1,33 раза (на 6,59; 8,77 и 7,53 г/л), на 60-й день – в 1,47; в 1,5 и в 1,4 раза (на 9,73; 10,76 и 8,77 г/л), соответственно.

Результаты динамики содержания  $\alpha$ -глобулинов в сыворотке крови поросят 60-дневного отъемного возраста представлены на рисунке 6.

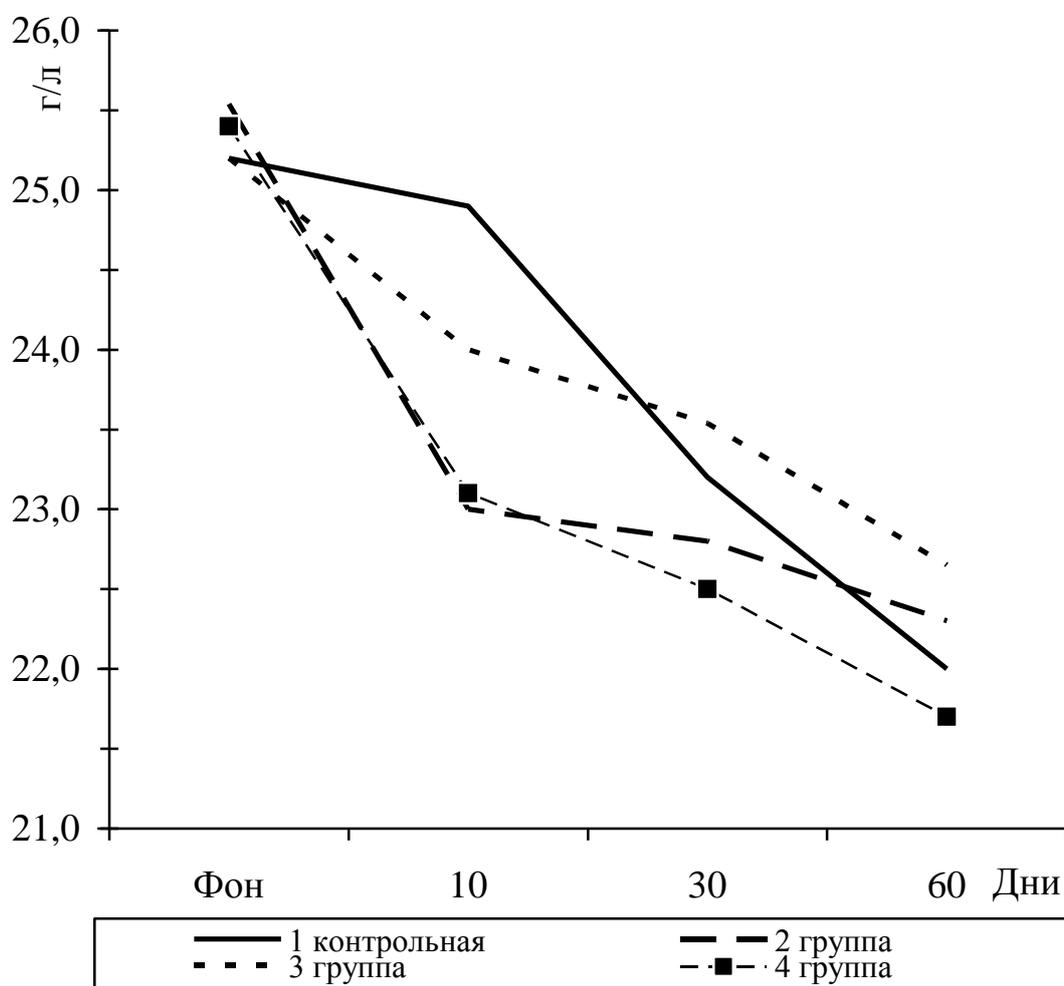


Рисунок 6 Динамика содержания  $\alpha$ -глобулинов в сыворотке крови поросят 60-дневного отъема (г/л).

В сыворотке крови поросят второй и третьей групп уровень  $\alpha$ -глобулинов был ниже фоновых значений на 10-й день от начала опыта – в 1,1 и 1,05 раза (на 2,38 и 1,2 г/л), на 30-й день - в 1,12 и 1,07 раза (на 2,74 и 1,66 г/л) и на 60-й день – в 1,14 и 1,11 раза (на 3,24 и 2,55 г/л), соответственно.

Выраженные изменения динамики содержания  $\alpha$ -глобулинов наблюдали у животных четвертой группы: на 10-й день – в 1,09 раза (на 2,3 г/л), на 30-й день – в 0,88 раза (на 2,9 г/л), на 60-й день – в 0,85 раза (на 3,7 г/л), по сравнению со второй группой по дням исследования – в 1,12 раз (на 2,9 г/л), в 1,17 раза (на 3,7 г/л) и в 0,97 раза (на 0,6 г/л), соответственно.

#### **2.3.4 Динамика содержания $\beta$ -глобулинов в сыворотке крови**

Динамика содержания  $\beta$ -глобулинов в сыворотке крови поросят отъемышей контрольной и опытных групп представлена на рисунке 7.

В контрольной группе животных уровень  $\beta$ -глобулинов колебался в пределах от  $9,09 \pm 0,14$  г/л до  $12,27 \pm 0,08$  г/л.

Повышение уровня  $\beta$ -глобулинов в крови поросят по сравнению с фоном регистрировалось в четвертой опытной группе: на 10-й день – в 1,09 раза (на 0,89 г/л), на 30-й день – в 1,1 раза (на 0,99 г/л), на 60-й день – в 1,23 раза (на 2,2 г/л).

В сыворотке крови поросят второй и третьей опытных групп наблюдалась тенденция к повышению количества  $\beta$ -глобулинов относительно фонового значения на 10-й день – в 1,13 (на 1,26 г/л) и 1,21 раза (на 1,87 г/л), на 30-й день – в 1,23 (на 2,19 г/л) и 1,25 раза (на 2,2 г/л), на 60-й день – в 1,3 (на 2,86 г/л) и 1,31 раза (на 1,3 и 2,78 г/л), соответственно.

Значительное увеличение уровня  $\beta$ -глобулинов наблюдали в сыворотке крови животных пятой, седьмой и восьмой опытных группах к 10-му, 30-му и 60-му дню, соответственно, в 1,14; в 1,12 и в 1,12 раза (на 1,3; 1,23 и 1,22 г/л), в 1,22; в 1,2 и в 1,22 раза (на 2,06; 1,99 и 2,16 г/л), в 1,32 раза (на 3; 3,13 и 3,15 г/л), соответственно.

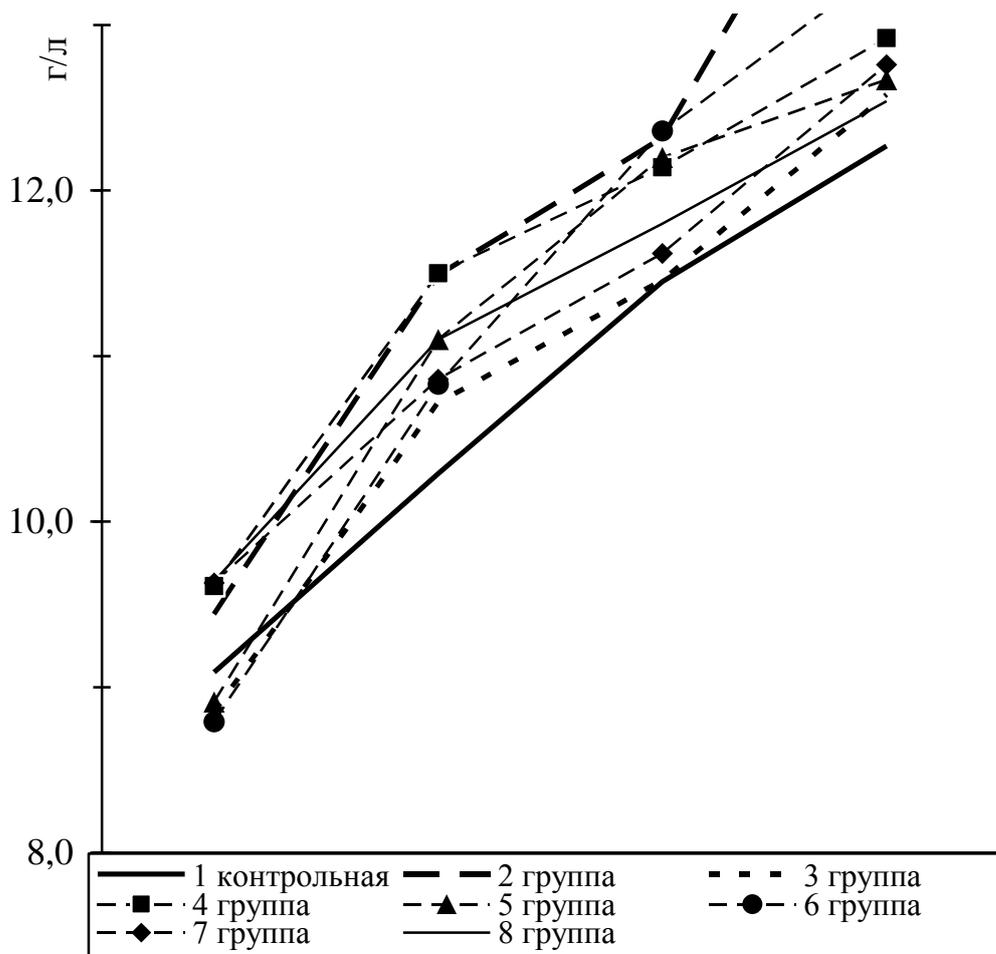


Рисунок 7 Динамика содержания  $\beta$ -глобулинов в сыворотке крови поросят 45-дневного отъема (г/л).

Максимальные изменения отмечали в сыворотке крови поросят шестой опытной группы, где содержание  $\beta$ -глобулинов превысило показатели фонового уровня и контроля на 10-й день в 1,23 и 1,09 раза (на 2,04 и 0,93 г/л), на 30-й день – в 1,26 и 1,08 раза (на 2,27 и 0,83 г/л), в конце опыта – в 1,47 и 1,17 раза (на 4,14 и 1,91 г/л), соответственно.

На рисунке 8 представлена динамика содержания  $\beta$ -глобулинов в сыворотке крови поросят 60-дневного отъёма.

Уровень содержания  $\beta$ -глобулинов в крови поросят четвертой группы превышал показатели фонового значения на 10-й день опыта – в 1,14 раза (на 1,4 г/л), на 30-й день – в 1,21 раза (на 2,1 г/л), на 60-й день – в 1,3 раза (на 2,9 г/л) и показатели третьей группы по дням исследования, соответственно – в 1,04; в 1,05 и в 1,05 раза (на 0,5; 0,6 и 0,6 г/л).

Подобная тенденция к увеличению уровня  $\beta$ -глобулинов в сыворотке крови наблюдалась у животных третьей опытной группы на 10-й день – в 1,17 раза (на 1,53 г/л), на 30-й день – в 1,23 раза (на 2,11 г/л) и на 60-й день – в 1,32 раза (на 2,9 г/л), соответственно.

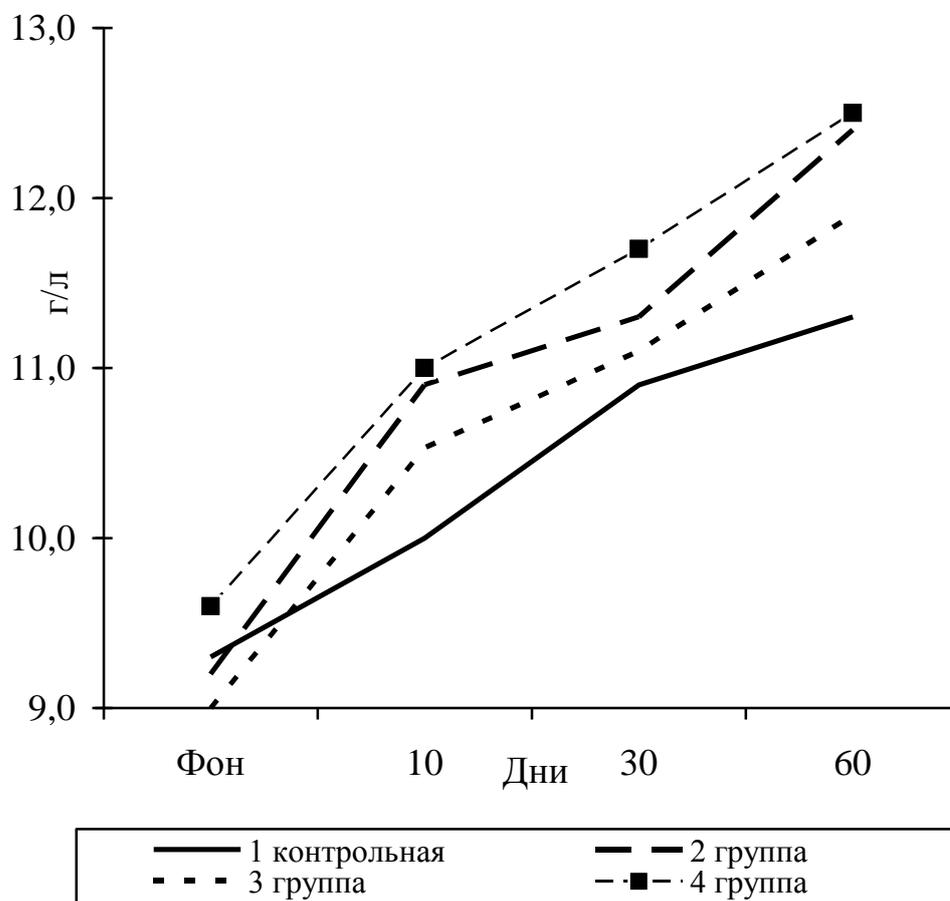


Рисунок 8 Динамика  $\beta$ -глобулинов в сыворотке крови поросят 60-дневного отъема (г/л).

Наивысокий уровень  $\beta$ -глобулинов регистрировался в сыворотке крови животных второй группы, который превышал показатели фона и контроля: к 10-му, 30-му и 60-му дню исследования, соответственно, в 1,18 и 1,09 раза (на 1,7 и 0,9 г/л), в 1,23 и 1,03 раза (на 2,1 и 0,4 г/л), в 1,34 и 1,09 раза (на 3,2 и 1,1 г/л).

### 2.3.5 Динамика содержания $\gamma$ -глобулинов в сыворотке крови

Динамика содержания  $\gamma$ -глобулинов в сыворотке крови поросят при 45-дневном отъеме представлены на рисунке 9.

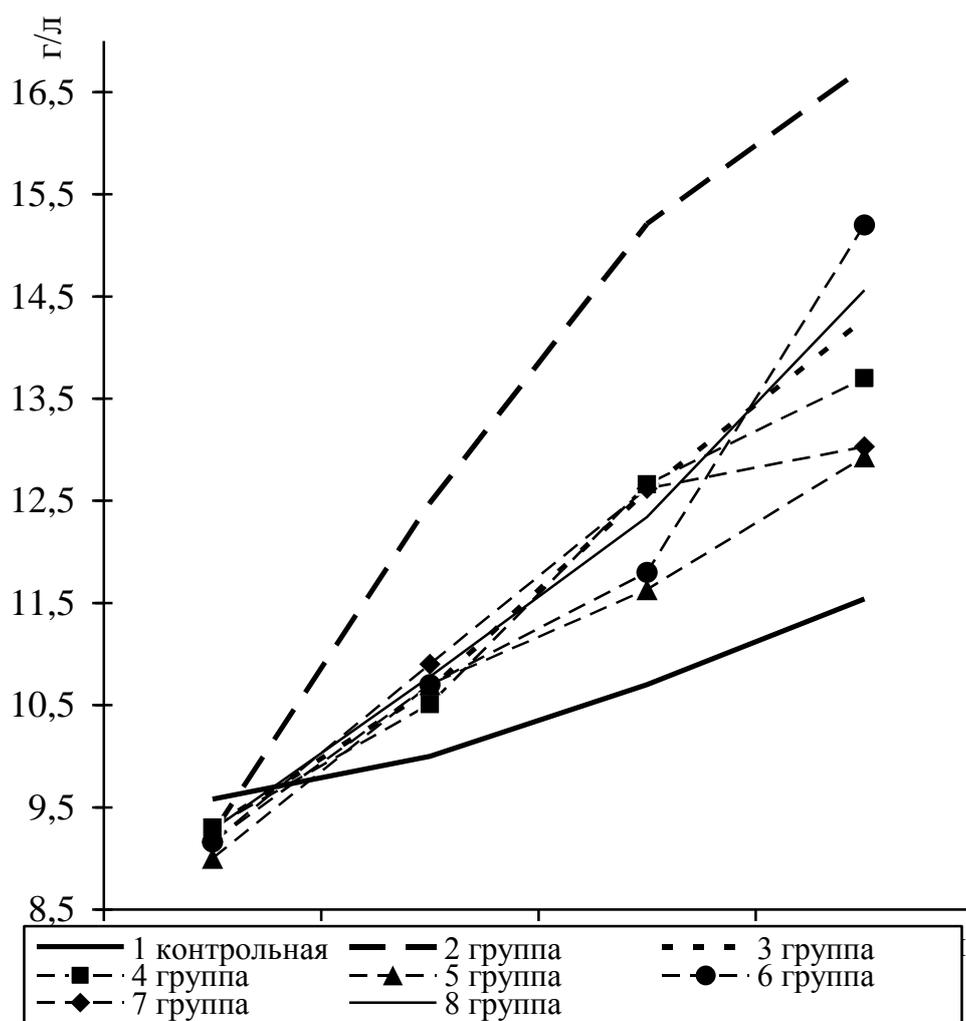


Рисунок 9 Динамика содержания  $\gamma$ -глобулинов в сыворотке крови поросят 45-дневного отъема (г/л).

Фоновый показатель  $\gamma$ -глобулинов в сыворотке крови поросят-отъемышей первой контрольной группы составил  $9,58 \pm 0,09$  г/л, в остальных группах (со второй по восьмую) колебался в пределах от  $9,04 \pm 0,15$  до  $9,29 \pm 0,09$  г/л.

Количество  $\gamma$ -глобулинов в сыворотке крови поросят четвертой и седьмой опытных групп имело тенденцию в сторону закономерного повышения, что на 10-й день от начала опыта составило: в 1,13 и 1,19 раза (на 1,22 и 1,81 г/л), на 30-й день - в 1,23 и 1,37 раза (на 2,22 и 3,46 г/л), на 60-й день - в 1,34 раза (на 3,15 и 3,14 г/л).

Уровень  $\gamma$ -глобулинов в сыворотке крови животных пятой группы превысил показатели фоновых значений по срокам исследования

(10-й, 30-й и 60-й дни) - в 1,19 раза (на 1,73 г/л), в 1,28 раза (на 2,59 г/л), в 1,39 раза (на 3,59 г/л), соответственно.

У животных третьей и восьмой опытных групп уровень  $\gamma$ -глобулинов в сыворотке крови превышал фоновый уровень: на 10-й день – в 1,14 и 1,16 раза (на 1,36 и 1,5 г/л), на 30-й день – в 1,32 и 1,33 раза (на 2,94 и 3,06 г/л), на 60-й день – в 1,47 раза (на 4,38 г/л).

Значительное увеличение содержания  $\gamma$ -глобулинов в сыворотке крови поросят-отъемышей регистрировалось во второй и шестой опытных группах. К 10-му дню исследования данный параметр превысил фоновый - в 1,35 и 1,17 раза (на 3,24 и 1,61 г/л), на 30-й день – в 1,43 и 1,29 раза (на 4,01 и 2,67 г/л), на 60-й день – в 1,69 и 1,59 раза (на 6,38 и 5,46 г/л) соответственно.

Результаты изучения динамики содержания  $\gamma$ -глобулинов в сыворотке крови поросят-отъемышей представлены на рисунке 10.

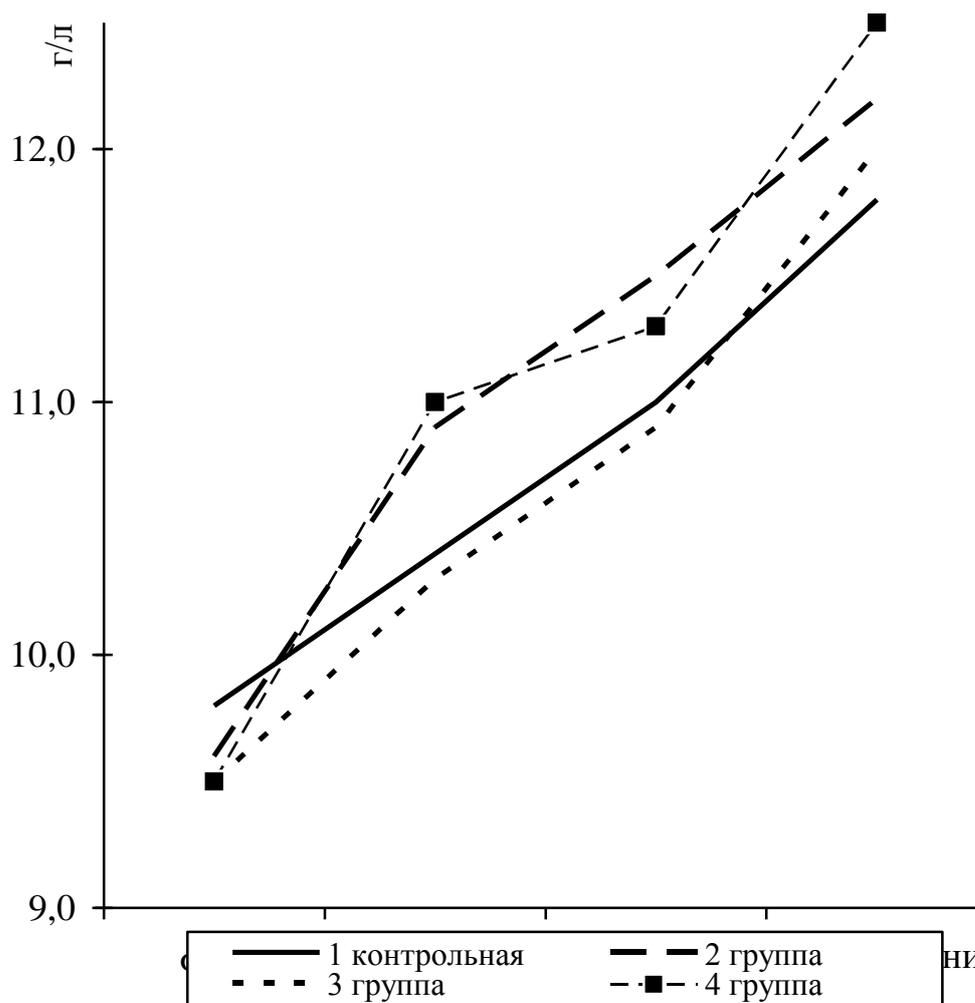


Рисунок 10 Динамика содержания  $\gamma$ -глобулинов в сыворотке крови поросят 60-дневного отъема (г/л).

У поросят-отъемышей контрольной группы содержание  $\gamma$ -глобулинов в сыворотке крови колебалось в пределах  $9,8 \pm 0,2$  г/л -  $11,8 \pm 0,02$  г/л.

У животных опытных групп количество  $\gamma$ -глобулинов в сыворотке крови находилось на уровне  $9,5 \pm 0,13$  г/л –  $12,5 \pm 0,2$  г/л.

Во второй и третьей опытных группах поросят наблюдалось увеличение содержания  $\gamma$ -глобулинов в сыворотке крови, по сравнению с фоном, на 10-й день опыта – в 1,13 и 1,08 раза (на 1,3 и 0,8 г/л), на 30-й день – в 1,2 и 1,14 раза (на 1,91 и 1,4 г/л), на 60-й день – в 1,27 и 1,26 раза (на 2,6 и 2,5 г/л).

Значительное повышение уровня  $\gamma$ -глобулинов регистрировалось в сыворотке крови животных четвертой группы, что превысил фоновый и контрольный показатель: на 10-й день - в 1,15 и 1,05 раза (на 1,5 и 0,6 г/л), на 30-й день – в 1,19 и 1,02 раза (на 1,9 и 0,3 г/л), на 60-й день – в 1,31 и 1,06 раза (на 3 и 0,7 г/л), соответственно.

## **2.4 Оценка показателей естественной резистентности и фагоцитоза**

### **2.4.1 Бактерицидная активность сыворотки крови поросят**

Показатели исследования бактерицидной активности сыворотки крови поросят при отъеме в 45-дневном возрасте приведены в таблице 10.

Фоновый показатель бактерицидной активности сыворотки крови поросят первой контрольной группы составил  $44 \pm 0,16$  %, в остальных группах (со второй по восьмую) находился в пределах от  $43,3 \pm 0,16$  % до  $44,6 \pm 0,3$  %.

В процессе опыта у поросят первой контрольной группы он находился в пределах от  $44 \pm 0,16$  до  $45,3 \pm 0,05$  %.

Бактерицидная активность сыворотки крови поросят второй группы имела тенденцию в сторону закономерного повышения: на 10-й день опыта – в 1,08 раза (на 3,7 %), на 30-й день – в 1,14 раза (на 6,5 %), на 60-й день достигла своего максимума, превысив фоновый уровень – в 1,19 раза (на 8,6 %).

Таблица 10 Динамика бактерицидной активности сыворотки крови поросят 45-дневного отъема

Группа животных (n=10)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	44±0,16	44,7±0,3	44,9±0,3 3	45,3±0,05
	cv%	3,2	1,4	1,7	2,2
	p		*	*	**
2	M±m	44,6±0,3	48,3±0,0 7	51,1±0,2 1	53,2±0,22
	cv%	3,4	4,3	2,3	4
	p		***	***	***
3	M±m	43,6±0,0 8	46,3±0,1 8	47,1±0,1 4	49,2±0,07
	cv%	3,6	1,2	1,7	3,1
	p		***	***	***
4	M±m	44,2±0,1 7	45,3±0,1 9	47,5±0,3 2	49,5±0,07
	cv%	1,4	1,74	3,1	2,5
	p		**	***	***
5	M±m	44±0,16	45,5±0,1 9	48,4±0,6	50,4±0,06
	cv%	4,2	3	4,2	4,5
	p		*	*	**
6	M±m	43,5±0,3 1	44,3±0,3	46,2±0,3	48,6±0,28
	cv%	3,6	4,6	4	1,5
	p		***	***	***
7	M±m	44,1±0,1 4	45,7±0,2 2	48,7±0,1 3	51,3±0,03
	cv%	1,3	2	3	3,3
	p		***	***	***
8	M±m	43,3±0,1 6	45,8±0,4	48,7±0,8	50,3±0,06
	cv%	2,5	4	5	3,5

	p		**	***	***
--	---	--	----	-----	-----

Бактерицидная активность сыворотки крови поросят третьей группы динамично повышалась, превысив показатели фонового уровня и контрольной группы: на 10-й день – в 1,06 (2,7 %) и 1,03 раза (на 1,6 %), на 30-й день – 1,08 (3,5 %) и 1,05 раза (на 2,2 %) и достигла максимального значения на 60-й день опыта, превысив сравниваемые показатели в 1,13 (на 5,6 %) и 1,09 раза (на 5,6 %). При этом во все сроки опыта показатели бактерицидной активности сыворотки крови поросят третьей группы уступали данным животных второй группы: на 10-й день – в 1,04 раза (на 2,0 %), на 30-й и 60-й дни – 1,08 раза (на 4,0 %).

Значение бактерицидной активности сыворотки крови поросят четвертой группы достигло максимального уровня на 60-й день опыта, превысив фоновый уровень и показатели контрольных животных в 1,12 (на 5,3 %) и 1,09 раза (на 4,2%).

Показатели бактерицидной активности сыворотки крови поросят пятой группы несколько превысили данные животных четвертой группы: на 10-й день – на 0,2 %, на 30-й и 60-й дни – в 1,02 раза (на 0,9 %).

Бактерицидная активность сыворотки крови поросят шестой группы уступала показателям всех подопытных групп, однако при этом превысила фоновые значения на 10-й день – в 1,02 раза (на 0,8 %), на 30-й день – в 1,06 раза (на 2,7 %), на 60-й день – в 1,12 раза (на 5,1 %).

Значительное увеличение бактерицидной активности сыворотки крови отмечалось у животных седьмой группы по отношению к фоновому уровню: на 60-й день – в 1,16 раза (на 7,2 %).

Бактерицидная активность сыворотки крови поросят восьмой группы динамично повышалась, превысив показатели фонового значения на 60-й день – в 1,16 раза (на 7,0 %) и находилась на уровне показателей животных пятой группы.

Фоновый показатель бактерицидной активности сыворотки крови поросят первой контрольной и всех подопытных групп в 60-дневном возрасте составил 42,2 – 42,12 % (таблица 11).

В процессе опыта у поросят первой контрольной группы он находился в пределах от 42,58 до 44 %.

Бактерицидная активность сыворотки крови поросят второй, третьей и четвертой групп имела тенденцию к динамичному повышению и достигла максимального уровня к 60-му дню опыта, превысив фоновый уровень и показатели контрольных животных к указанному сроку в 1,22 (на 9,1 %), в 1,18 (на 7,8 %), в 1,2 раза (на 9,1 %) и в 1,17 (на 7,38 %), в 1,14 (на 6,0 %) и в 1,17 раза (на 7,4 %).

Таблица 11 Динамика бактерицидной активности сыворотки крови поросят 45-дневного отъема

Группа животных (n=15)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	42,42±0,14	42,58±0,15	42,74±0,13	44±0,08
	cv%	1,3	1,37	1,23	0,71
	p		*	*	**
2	M±m	42,26±0,15	46,3±0,11	48±0,18	51,38±0,24
	cv%	1,38	0,9	1,46	1,89
	p		***	***	***
3	M±m	42,2±0,17	44,6±0,18	48,45±0,14	50±0,28
	cv%	1,59	1,6	1,17	2,24
	p		***	***	***
4	M±m	42,3±0,18	45,3±0,19	48,23±0,11	51,4±0,08
	cv%	1,74	1,74	0,98	0,7
	p		**	***	***

#### 2.4.2 Динамика показателей фагоцитарной активности нейтрофилов

Показатели исследования фагоцитарной активности нейтрофилов в крови поросят 45-дневного отъема представлены на рисунке 11.

Установлено, что фоновый показатель фагоцитарной активности нейтрофилов в крови поросят первой контрольной группы составил 34,3±0,5 %, в других опытных группах колебался в пределах от

33,18±0,11 % до 34,6±0,23 %. В процессе опыта у поросят первой группы он находился в пределах от 34,3±0,5 до 35,78±0,05 %.

Уровень фагоцитарной активности нейтрофилов в крови животных третьей группы имел тенденцию к закономерному повышению относительно фонового и контрольного значений, превысив на 10-й день исследования – в 1,03 и 1,01 раза (на 1,12 и 0,54 %), на 30-й – в 1,19 и 1,15 раза (на 6,56 и 5,55 %), на 60-й – в 1,41 и 1,55 раза (на 14,63 и 12,5 %), соответственно.

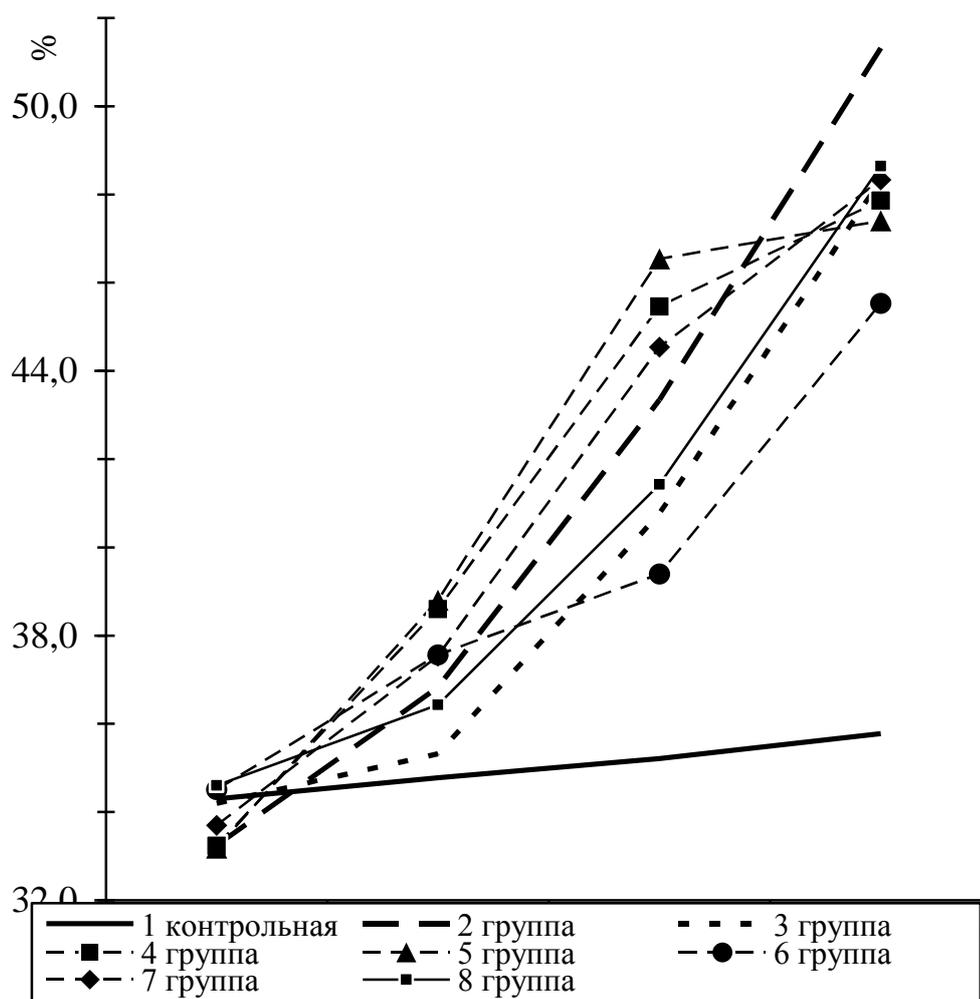


Рисунок 11 Фагоцитарная активность нейтрофилов крови поросят 45-дневного отъема (%).

Фагоцитарная активность нейтрофилов у животных четвертой и пятой групп динамично повышалась, превысив показатели фонового уровня: на 10-й день – в 1,16 раза (на 5,37 и 5,62 %), на 30-й день – в

1,37 и 1,46 раза (на 12,23 и 13,36 %), на 60-й день – в 1,44 и 1,43 раза (на 14,63 и 14,27 %).

В шестой опытной группе уровень фагоцитарной активности нейтрофилов крови был выше показателей фона и контроля: на 10-й день опыта – в 1,08 раза (на 3,05 и 2,78 %), на 30-й день – в 1,14 (на 4,89 %) и 1,12 раза (на 4,2 %), на 60-й день – в 1,32 (на 11,02 %) и 1,27 раза (на 9,7 %), соответственно.

Фагоцитарная активность нейтрофилов в крови поросят седьмой и восьмой опытных групп увеличилась на 10-й день – в 1,11 и 1,05 раза (на 3,83 и 1,83 %), на 30-й день – в 1,32 и 1,19 раза (на 10,8 и 6,83 %), на 60-й день – в 1,43 и 1,40 раза (на 14,63 и 14,04 %).

Значительное увеличение фагоцитарной активности нейтрофилов отмечалось у животных второй группы по отношению к фоновому уровню: на 10-й день – в 1,1 раза (на 3,58 %), на 30-й день – в 1,3 раза (на 10,1 %), на 60-й день – в 1,54 раза (на 18,08 %).

Результаты исследования фагоцитарной активности нейтрофилов в крови поросят 60-дневного отъема представлены на рисунке 12.

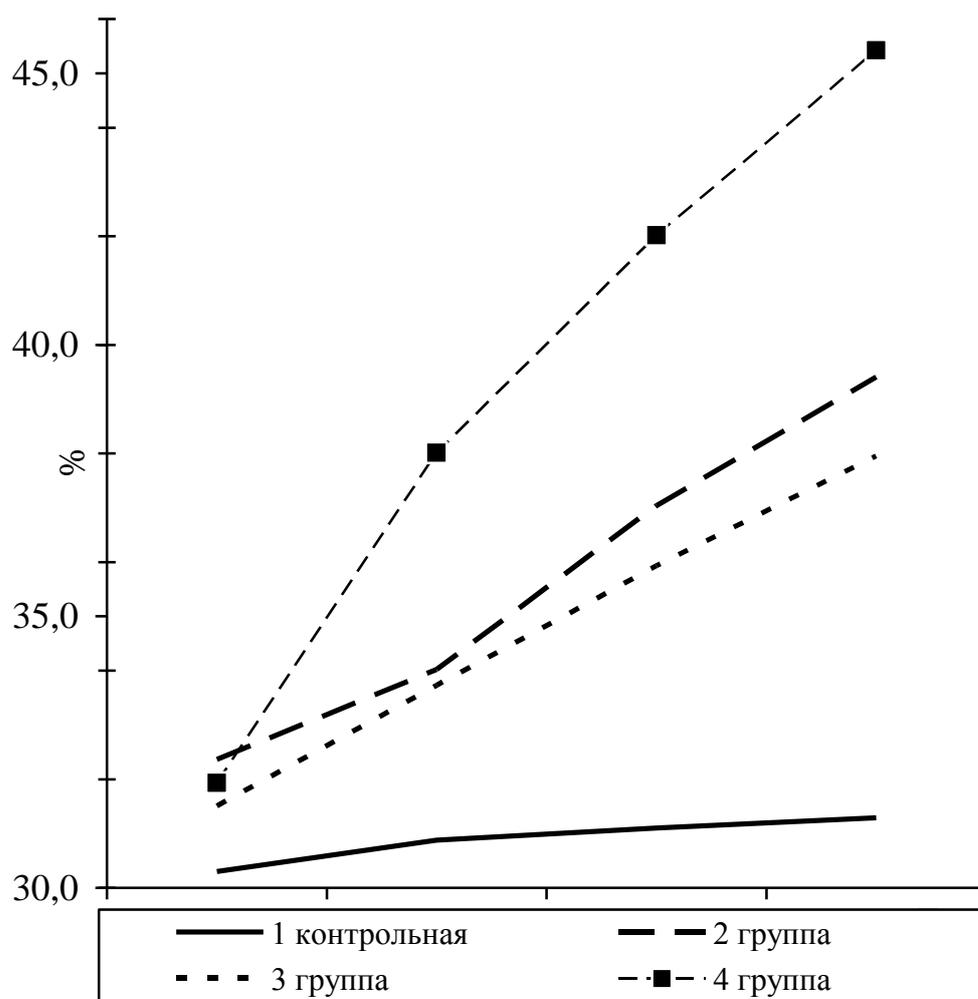


Рисунок 12 Фагоцитарная активность нейтрофилов крови поросят 60-дневного отъема (%).

Фагоцитарная активность нейтрофилов в крови поросят-отъемышей первой контрольной группы за период опытов находилась на уровне  $30,3 \pm 0,21$  -  $31,29 \pm 0,08$  %.

Фоновый показатель фагоцитарной активности нейтрофилов опытных групп (вторая, третья и четвертая) за весь период исследования колебался от  $31,51 \pm 0,06$  % до  $32,36 \pm 0,1$  %.

Фагоцитарная активность нейтрофилов в крови поросят второй и третьей групп динамично повышалась относительно фонового уровня: на 10-й день исследования в 1,05 и 1,07 раза (на 1,66 и 2,22 %), на 30-й день – в 1,15 и 1,14 раза (на 4,68 и 4,42 %), на 60-й день – в 1,21 и 1,2 раза (на 7,05 и 6,44 %).

Максимальный уровень фагоцитарной активности нейтрофилов был достигнут у животных четвертой группы: на 10-й день – в 1,18 раза (на 6,07 %), на 30-й день – в 1,31 раза (на 10,09 %), на 60-й день – в 1,4 раза (на 13,5 %).

### **2.4.3 Фагоцитарное число нейтрофилов крови**

Динамика фагоцитарного числа нейтрофилов в крови поросят при 45-дневном отъеме представлена на рисунке 13.

В крови поросят первой контрольной группы фагоцитарное число колебалось в пределах 4,02 - 4,15, в опытных группах (со второй по восьмую) находилось на уровне от 4,01 до 4,08.

Уровень фагоцитарного числа нейтрофилов в крови животных шестой и восьмой опытных групп динамично повышался по срокам опыта, превысив показатели фоновых значений на 10-й, 30-й и 60-й дни, соответственно, в 1,01 и 1,05 раза (на 0,07 и 0,23), в 1,05 и 1,08 раза (на 0,22 и 0,33), в 1,07 и 1,09 раза (на 0,31 и 0,39).

Фагоцитарное число нейтрофилов в крови поросят пятой и седьмой опытных групп превысило фоновый уровень к 10-му дню исследований – в 1,04 и 1,06 раза (на 0,28 и 0,25), к 30-му дню – в 1,08 раза (на 0,36 и 0,34), к 60-му дню – в 1,1 и 1,11 (на 0,43 и 0,45), соответственно.

Высокое фагоцитарное число в крови поросят было зарегистрировано в третьей и четвертой опытной группах. К 10-му дню опыта уровень фагоцитарного числа в крови животных этих групп был выше показателей фона в 1,12 и 1,09 раза (на 0,44 и 0,39), к 30-му дню – в 1,16 и 1,12 раза (на 0,67 и 0,48) и к 60-му дню – в 1,17 и 1,18 раза (на 0,72 и 0,71).

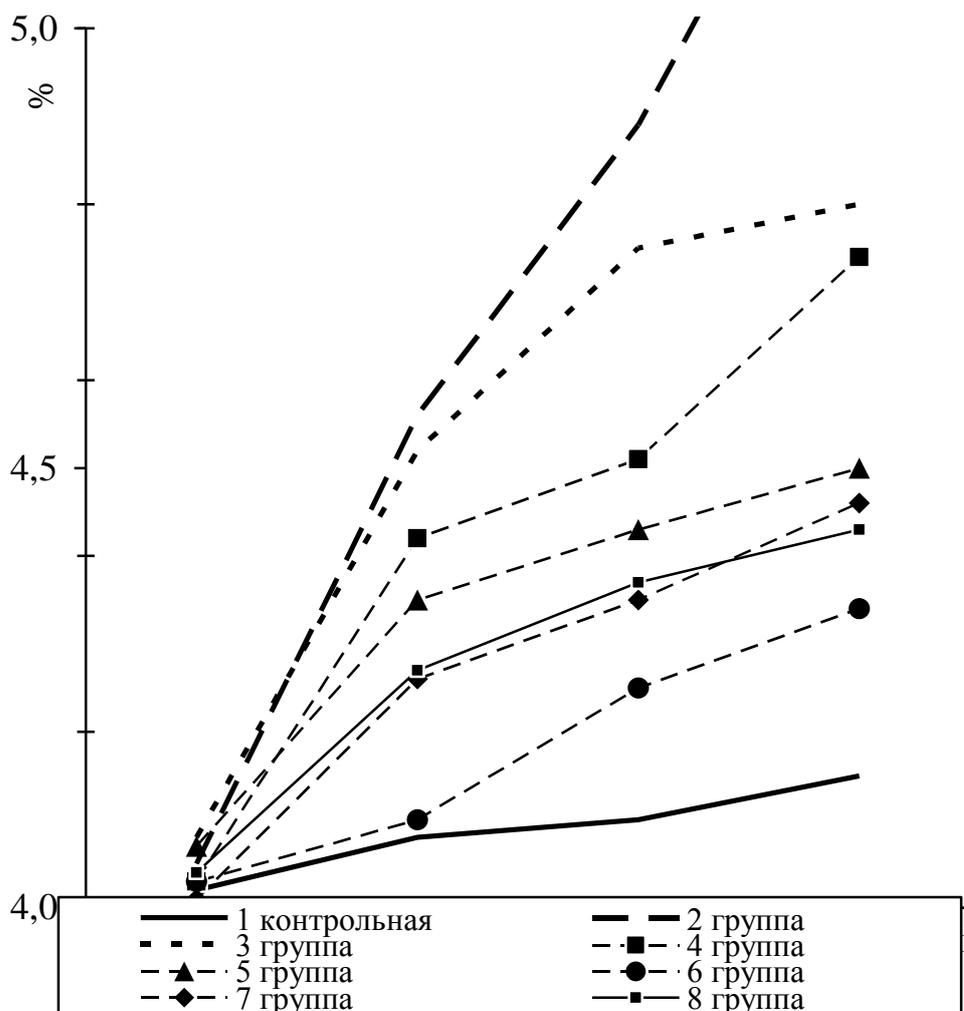


Рисунок 13 Фагоцитарное число нейтрофилов в крови поросят 45-дневного отъема.

Максимальное фагоцитарное число нейтрофилов в крови животных отмечали во второй опытной группе, где показатели превышали фоновые значения на 10-й день исследования – в 1,12 раза (на 0,51), на 30-й день – в 1,2 раза (на 0,84) и на 60-й день – в 1,32 раза (на 1,3), соответственно.

Результаты исследований динамики фагоцитарного числа нейтрофилов в сыворотке крови поросят 60-дневного отъема представлены на рисунке 14.

В крови поросят отъёмшей контрольной группы фагоцитарное число нейтрофилов колебалось в пределах 3,59 - 4,66.

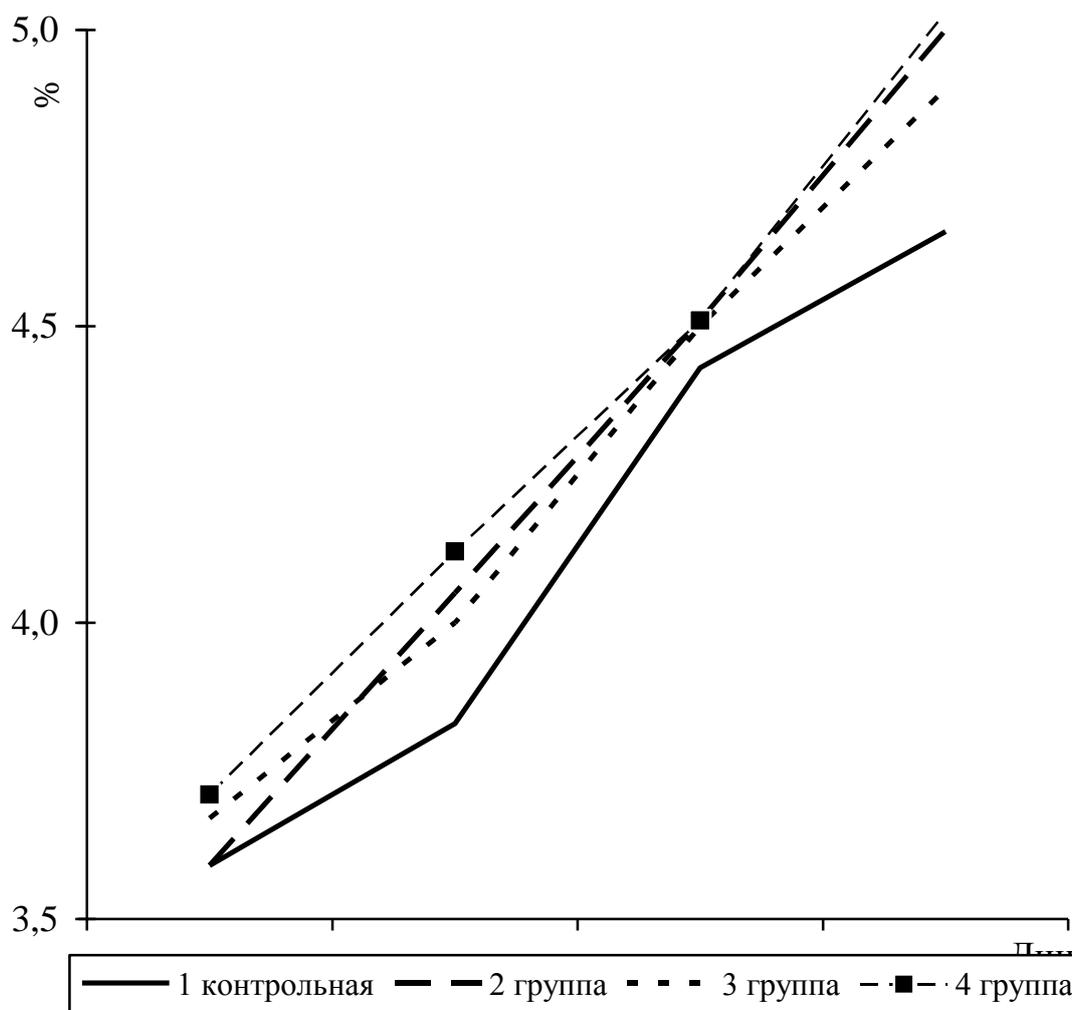


Рисунок 14 Фагоцитарное число нейтрофилов в крови поросят 60-дневного отъема.

Фоновый уровень фагоцитарного числа нейтрофилов в крови животных опытных групп (вторая, третья и четвертая) находился в пределах от  $3,59 \pm 0,03$  до  $3,71 \pm 0,03$ .

Уровень фагоцитарного числа нейтрофилов в крови животных второй и четвертой опытных групп превышал по срокам опыта показатели фоновых значений на 10-й, 30-й и 60-й дни опыта, соответственно, в 1,13 и 1,11 раза (на 0,46 и 0,41), в 1,25 и 1,21 раза (на 0,92 и 0,8), в 1,39 и 1,35 раза (на 1,41 и 1,32).

Фагоцитарное число в крови поросят-отъемышей третьей опытной группы имел тенденцию к динамичному повышению по сравнению с фоновым уровнем к 10-му дню – в 1,08 раза (на 0,33), к 30-му дню – в 1,22 раза (на 0,83), к 60-му дню – в 1,33 раза (на 1,23).

#### 2.4.4 Фагоцитарный индекс нейтрофилов крови

У поросят первой контрольной группы 45-дневного отъемного возраста фагоцитарный индекс нейтрофилов крови находился на уровне  $1,31 \pm 0,01$  -  $1,36 \pm 0,01$ , у остальных опытных групп колебался в пределах от  $1,3 \pm 0,02$  до  $2,35 \pm 0,02$  (рисунок 15).

В период исследования у животных восьмой опытной группы регистрировалось динамичное повышение уровня фагоцитарного индекса нейтрофилов крови по сравнению с фоновыми значениями: на 10-й день опыта – в 1,09 раза (на 0,13), на 30-й день – в 1,26 раза (на 0,34) и на 60-й день – в 1,36 раза (на 0,47).

Данные показатели фагоцитарного индекса шестой и седьмой опытных групп превышали показатели фона на 10-й день исследования – в 1,16 и 1,28 раза (на 0,21 и 0,37), на 30-й день – в 1,34 и 1,37 раза (на 0,45 и 0,5) и на 60-й день – в 1,42 и 1,5 раза (на 0,55 и 0,67).

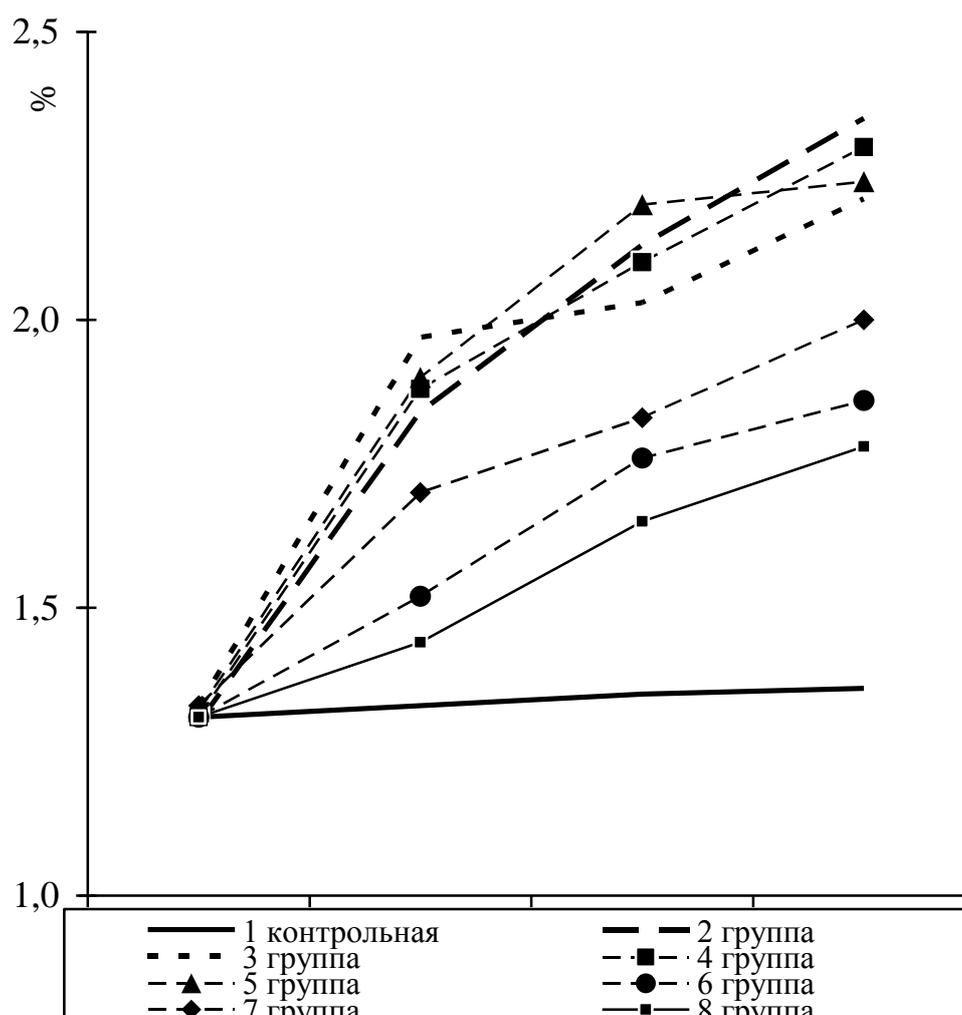


Рисунок 15 Фагоцитарный индекс нейтрофилов крови поросят 45-дневного отъема.

Более значительные изменения фагоцитарного индекса были получены у животных третьей и пятой групп, где они превысили фоновые значения на 10-й день - в 1,48 и 1,44 раза (на 0,64 и 0,58), на 30-й день – в 1,52 и 1,66 раза (на 0,7 и 0,88), на 60-й день – в 1,66 и 1,69 раза (на 0,88 и 0,92).

Самого высокого уровня фагоцитарный индекс достиг в нейтрофилах крови животных второй и четвертой опытных групп. Данные показатели превысили фоновые и контрольные значения на 10-й день в 1,41; в 1,43 раза (на 0,54 и 0,57) и в 1,38; в 1,41 раза (на 0,51 и 0,55), на 30-й день – в 1,63; в 1,6 (на 0,83 и 0,79) и в 1,58; в 1,56 раза (на 0,78 и 0,75); на 60-й день – в 1,8; 1,75 (на 1,05 и 0,99) и в 1,73; в 1,69 раза (на 0,99 и 0,85), соответственно.

Показатели исследования фагоцитарного индекса крови поросят при отъеме в 60-дневном возрасте приведены на рисунке 16.

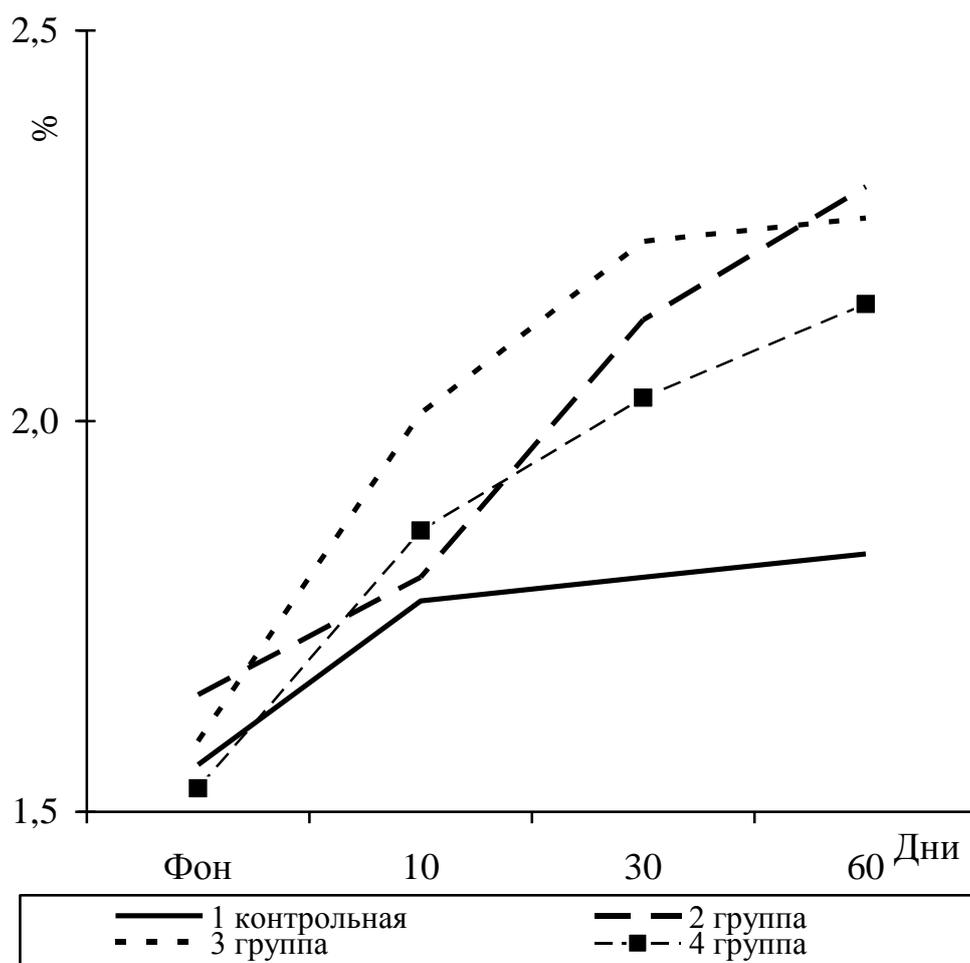


Рисунок 16 Фагоцитарный индекс нейтрофилов крови поросят 60-дневного отъема.

У поросят контрольной группы фагоцитарный индекс находился на уровне 1,56 - 1,83, у животных второй, третьей и четвертой опытных групп – от 1,53 до 1,65, соответственно.

Во время исследования у животных всех опытных групп наблюдался динамичный рост фагоцитарного индекса. Так, по сравнению с фоновыми значениями на 10-й день опыта разница составила во второй группе – в 1,09 раза (на 0,15), в третьей группе – в 1,26 раза (на 0,42) и в четвертой группе – в 1,21 раза (на 0,33); на 30-й день: во второй - в 1,29 раза (на 0,48), в третьей – в 1,4 раза (на 0,64) и в четвертой – в 1,32 раза (на 0,5); на 60-й день: во второй – в 1,39 раза (на 0,65), в третьей – в 1,42 раза (на 0,67) и в четвертой – в 1,4 раза (на 0,62).

## **2.5 Комплексная оценка Т- и В- систем иммунитета**

### **2.5.1 Динамика содержания Т-лимфоцитов в крови поросят**

Динамика содержания Т-лимфоцитов в крови поросят 45-дневного отъема представлена в таблице 12.

Фоновый показатель количества Т-лимфоцитов в крови поросят первой контрольной группы составил  $49,1 \pm 0,04$  %, в опытных группах находился в пределах от  $47,8 \pm 0,04$  до  $51,4 \pm 0,02$  %.

Содержание Т-лимфоцитов в крови животных шестой, седьмой и восьмой опытных групп превышало фоновый уровень на 10-й день опыта – в 1,05; 1,07 и в 1,02 раза (на 2,9; 3,53 и 1,13 %), на 30-й день – в 1,12; в 1,13 и в 1,1 раза (на 6,36; 7 и 4,31 %), на 60-й день – в 1,16; в 1,18 и в 1,12 раза (на 8,06; 9,01 и 6,44 %).

В крови поросят опытных групп количество Т-лимфоцитов имело тенденцию к динамичному увеличению. У поросят четвертой и пятой опытных групп количество Т-лимфоцитов в крови было выше значений фонового уровня на 10-й день опыта – в 1,11 (на 5,54 %) и 1,1 раза (на 4,84 %), на 30-й день – в 1,2 (на 10,2 %) и в 1,15 раза (на 7,41 %) и на 60-й день – в 1,26 (на 13,1 %) и в 1,21 раза (на 10,4 %).

Максимальное содержание Т-лимфоцитов в крови было зарегистрировано у поросят-отъемышей второй и третьей опытных групп. Так, на 10-й день исследования, данный показатель был выше значений фо-

на в 1,12 и 1,32 раза (на 6,12 и 15,7 %), на 30-й день – в 1,32 и 1,54 раза (на 16,2 и 26,2 %), на 60-й день – в 1,38 и 1,36 раза (на 19,3 и 17,7 %).

Таблица 12 Динамика содержания Т-лимфоцитов в крови поросят 45-дневного отъема (%)

Группа животных (n=10)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	49,1±0,04	50,6±0,2	55,7±0,4	57,1±0,02
	cv%	4,5	4,2	2,5	1,2
	p		***	***	***
2	M±m	50,2±0,05	56,32±0,07	66,4±0,05	69,5±0,07
	cv%	2,4	4,2	2,5	3,2
	p		***	***	***
3	M±m	48,54±0,05	64,3±0,04	74,8±0,05	66,3±0,07
	cv%	4,2	2,35	2,44	4,5
	p		***	***	***
4	M±m	50,1±0,04	55,64±0,04	60,35±0,03	63,2±0,32
	cv%	4	5	2,6	4,1
	p		*	***	***
5	M±m	47,8±0,04	52,64±0,4	55,21±0,4	58,2±0,5
	cv%	1,5	3,2	5	3,1
	p		***	***	***
6	M±m	49,64±0,05	52,54±0,01	56±0,2	57,7±0,3
	cv%	2,8	4,5	4	4
	p		***	***	***
7	M±m	50,22±0,02	53,75±0,04	57,22±0,02	59,2±0,08
	cv%	4,6	2,2	2,9	2,8
	p		***	***	***
8	M±m	51,4±0,02	52,5±0,03	55,71±0,03	57,8±0,5
	cv%	3,3	4	4,5	4,6
	p		*	***	***

Результаты исследования динамики содержания Т-лимфоцитов в крови поросят 60-дневного отъема представлены в таблице 13.

В крови поросят контрольной группы уровень Т-лимфоцитов в крови за период опытов находился в пределах 61,9±0,04 – 70,1±0,02 %.

В крови поросят-отъёмышей второй и третьей опытных групп количество Т-лимфоцитов было выше значений фона на 60-й день – в 1,27 (на 1,77 %) и в 1,28 раза (на 1,61 %) соответственно.

Таблица 13 Динамика содержания Т-лимфоцитов в крови поросят 60-дневного отъема (%)

Группа животных (n=15)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	61,9±0,0 4	64±0,4	67,9±0,4	70,1±0,0 2
	cv%	2,5	2,3	2,2	1,31
	p		***	***	***
2	M±m	63,8±0,0 5	72,1±0,0 8	74,4±0,0 5	81,5±0,0 7
	cv%	3,44	4,47	2,75	3,62
	p		***	***	***
3	M±m	56,2±0,0 7	64,3±0,0 4	74,8±0,0 5	75,8±0,0 7
	cv%	5,03	2,35	2,44	3,5
	p		***	***	***
4	M±m	50,6±0,0 6	70,3±0,0 8	76,3±0,0 6	82±0,32
	cv%	4,39	4,6	3	2,1
	p		*	***	***

Максимальное содержание Т-лимфоцитов в крови было зарегистрировано у поросят-отъёмышей четвертой группы, где показатели данной группы превышали фоновые на 60-й день исследования – в 1,6 раза (на 3,14 %).

### 2.5.2 Динамика содержание Т-хелперов в крови поросят

Результаты исследования содержания Т-хелперов в крови поросят 45-дневного отъема представлены в таблице 14.

Фоновое значение Т-хелперов в крови поросят контрольной и опытных групп находилось на уровне 14,6-14,77 %.

Содержание Т-хелперов в крови поросят первой группы по срокам опыта колебалось в пределах  $14,77 \pm 0,2$  -  $19 \pm 0,2$  %.

Таблица 14 Динамика содержания Т-хелперов в крови поросят 45-дневного отъема (%)

15	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	$14,7 \pm 0,2$	$16,57 \pm 0,15$	$17 \pm 0,15$	$19 \pm 0,2$
	cv%	3,8	3,53	3,48	4,3
	p		***	***	***
2	M±m	$14,5 \pm 0,15$	$15,9 \pm 0,14$	$17,8 \pm 0,06$	$23,5 \pm 0,3$
	cv%	2,2	3,4	1,24	4,6
	p		***	***	***
3	M±m	$14,63 \pm 0,15$	$15,5 \pm 0,12$	$17,5 \pm 0,21$	$22,4 \pm 0,2$
	cv%	3	3,1	4,7	2,9
	p		***	***	***
4	M±m	$14,6 \pm 0,4$	$17,6 \pm 0,18$	$18,47 \pm 0,1$	$22,1 \pm 0,2$
	cv%	4	4,18	2,4	3,2
	p		***	***	***
5	M±m	$14,42 \pm 0,3$	$17,7 \pm 0,2$	$18,6 \pm 0,3$	$20,3 \pm 0,2$
	cv%	3,8	3,5	3,5	3
	p		***	***	***
6	M±m	$14,6 \pm 0,3$	$16,2 \pm 0,12$	$18,2 \pm 0,04$	$19,7 \pm 0,3$
	cv%	2,5	2,7	2,5	2,8
	p		***	***	***
7	M±m	$14,7 \pm 0,15$	$15,7 \pm 0,14$	$17,7 \pm 0,24$	$21,4 \pm 0,3$
	cv%	4,4	2,1	4	1,3
	p		***	***	***
8	M±m	$14,63 \pm 0,15$	$15,32 \pm 0,15$	$18,5 \pm 0,11$	$19,5 \pm 0,4$
	cv%	2,3	3,2	2,5	4
	p		***	***	***

Т-хелперы в крови поросят пятой и седьмой опытных групп превышали фоновый уровень на 10-й, 30-й и 60-й дни опыта, соответственно, в 1,22 и в 1,06 раза (на 1 и 3,28 и %), в 1,2 и 1,28 раза (на 3 и 4,18 и %), в 1,45 и 1,4 раза (на 6,73 и 5,88 и %), соответственно.

Уровень Т-хелперов в крови поросят-отъемышей шестой и восьмой опытных групп к 10-му дню эксперимента превзошел фоновые показатели в 1,1 и 1,04 раза (на 1,6 и 0,69 %), к 30-му дню – в 1,24 и 1,26 раза (на 3,6 и 3,87 %), к 60-му дню – в 1,35 и 1,33 раза (на 5,14 и 4,87 %).

Самого высокого значения содержание Т-хелперов достигло в крови животных второй, третьей и четвертой опытных групп, превысив фоновый уровень на 60-й день – в 1,62; в 1,53 и в 1,51 раза (на 9,03; 7,78 и 7,51 %).

Данные по исследованию содержания Т-хелперов в крови поросят 60-дневного отъема представлены в таблице 15.

Таблица 15 Динамика содержания Т-хелперов в крови поросят 60-дневного отъема (%)

Группа животных (n=15)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	13,64±0,1	16,57±0,15	17±0,15	18,8±0,2
	cv%	3,2	3,53	3,48	4,3
	p		***	***	***
2	M±m	14,53±0,15	15,89±0,142	17,83±0,06	20,27±0,2
	cv%	4,2	3,4	1,24	4,2
	p		***	***	***
3	M±m	14,9±0,15	15,5±0,12	17,5±0,21	19,46±0,24
	cv%	3,9	3,1	4,7	4,9
	p		***	***	***
4	M±m	15,47±0,19	17,6±0,18	18,47±0,11	20,75±0,2
	cv%	4,8	4,18	2,4	3,9
	p		***	***	***

В начале исследования (фон) уровень Т-хелперов в крови поросят первой контрольной и всех опытных групп находился в пределах 13,64-15,47 %.

Содержание Т-хелперов в крови поросят первой группы по срокам опыта колебалось в пределах от 13,64±0,1 до 18,8±0,2 %.

В крови поросят-отъемышей опытных групп (вторая, третья и четвертая) уровень Т-хелперов повысился по сравнению с фоновыми показателями на 10-й день опыта – в 1,09; в 1,04 и в 1,13 раза (на

1,36; 0,6 и 2,2 %), на 30-й день – в 1,22; в 1,17 и в 1,19 раза (на 3,3; 2,6 и 3 %), на 60-й день – в 1,4; в 1,38 и в 1,34 (на 5,74; 4,56 и 5,3 %).

### 2.5.3 Динамика содержание Т-супрессоров в крови поросят

Данные исследования содержания Т-супрессоров в крови поросят 45-дневного отъема представлены в таблице 16.

Таблица 16 Динамика содержания Т-супрессоров в крови поросят 45-дневного отъемного возраста (%)

Группа животных (n=10)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	14,2±0,2	13,86±0,26	11,64±0,1	10,2±0,3
	cv%	4,1	3,3	4	4,2
	p		***	***	***
2	M±m	14,18±0,12	11,53±0,13	10,2±0,21	7,85±0,2
	cv%	3,34	4,1	4,4	4,1
	p		***	***	***
3	M±m	13,87±0,2	10,32±0,124	9,9±0,21	8,45±0,04
	cv%	3	4,4	4,1	3,2
	p		***	***	***
4	M±m	14,3±0,16	11,34±0,13	10,64±0,1	8,3±0,04
	cv%	4,1	4,32	4,1	3,7
	p		***	***	***
5	M±m	14,66±0,12	12,1±0,13	10,75±0,13	8,6±0,3
	cv%	2,5	3,2	2,5	2,4
	p		***	***	***
6	M±m	14,3±0,14	11,53±0,13	9±0,31	8,8±0,1
	cv%	2,2	3,5	2,3	2,3
	p		***	***	***
7	M±m	14,12±0,16	12,41±0,21	10,3±0,11	8,5±0,02
	cv%	4,2	4,6	5	2,9
	p		***	***	***
8	M±m	14,2±0,15	12,64±0,17	10,4±0,11	8,76±0,04
	cv%	4,4	4,3	2,5	2,2

	p		***	***	***
--	---	--	-----	-----	-----

Фоновое значение содержания Т-супрессоров в крови поросят 45-дневного отъемного возраста контрольной и опытных групп находилось на уровне 13,87-14,6 %. Содержание Т-супрессоров в крови поросят первой контрольной группы по срокам опыта было в пределах от  $14,2 \pm 0,2$  до  $10,2 \pm 0,3$  %.

Количество Т-супрессоров в крови поросят шестой и восьмой групп имело тенденцию к понижению по сравнению с фоновым уровнем: на 10-й, 30-й и 60-й дни опыта, соответственно, в 1,24 и 1,12 раза (на 2,77 и 1,56 %); в 1,58 и 1,36 раза (на 5,3 и 3,8 %); в 1,62 раза (на 5,5 и 5,44 %), соответственно.

Содержание Т-супрессоров в крови животных третьей и седьмой опытной групп было ниже фонового значения на 10-й день исследования – в 1,34 и 1,13 раза (на 3,55 и 1,71 %), на 30-й день – в 1,37 и 1,4 раза (на 3,82 и 3,97 %) и на 60-й день – в 1,66 и 1,64 раза (на 5,62 и 5,42 %).

В крови животных четвертой и пятой групп наблюдалось снижение уровня Т-супрессоров, что на 10-й день исследования составило – в 1,26 и 1,21 раза (на 2,98 и 2,56 %), на 30-й день – в 1,34 и 1,36 раза (на 3,66 и 3,91 %), на 60-й день – в 1,72 и 1,7 раза (на 6 и 6,06 %).

Интенсивный процесс снижения количества Т-супрессоров в крови регистрировался у поросят второй опытной группы. В данных группах уровень Т-супрессоров понизился по сравнению с фоном на 10-й, 30-й и 60-й день опыта, в 1,23 раза (на 2,65 и 3,55 %); в 1,39 раза (на 3,98 и 3,97 %) и в 1,8 раза (на 6,33 и 5,42 %).

Данные по изучению содержания Т-супрессоров в крови поросят 60-дневного отъема представлены в таблице 17.

Фоновый показатель количества Т-супрессоров в крови поросят 60-дневного отъемного возраста контрольной и опытных групп находился на уровне 14,33-14,93 %. Число Т-супрессоров в крови поросят первой контрольной группы по срокам опыта колебалось в пределах  $14,33 \pm 0,15$  -  $9,2 \pm 0,1$  %.

По сравнению с показателями фона, содержание Т-супрессоров в опытных группах (вторая, третья и четвертая) поросят-отъемышей имело тенденцию к понижению, соответственно, на 10-й день опыта - в 1,13; в 1,13 и в 1,21 раза (на 1,7; 1,73 и 2,66 %), на 30-й день – 1,55; в 1,54 и в 1,61 (на 5,1; 5,23 и 5,66 %) и на 60-й день – в 1,72; в 1,7 и в 1,82 раза (на 6,03; 6,1 и 6,74 %), соответственно.

Таблица 17 Динамика содержания Т-супрессоров в крови поросят 60-дневного отъема (%)

Группа животных (n=15)	Статистический показатель	Сроки исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	14,33±0,15	13,47±0,16	9,73±0,11	9,2±0,1
	cv%	4,3	4,75	4,7	4,5
	p		***	***	***
2	M±m	14,37±0,12	12,67±0,15	9,27±0,11	8,34±0,1
	cv%	3,34	4,87	4,94	4,9
	p		***	***	***
3	M±m	14,93±0,15	13,2±0,14	9,7±0,11	8,8±0,06
	cv%	3,97	4,24	4,69	2,88
	p		***	***	***
4	M±m	14,93±0,18	12,27±0,15	9,27±0,11	8,19±0,07
	cv%	4,71	4,83	4,94	3,49
	p		***	***	***

#### 2.5.4 Динамика содержания В-лимфоцитов в крови поросят

Содержание В-лимфоцитов в крови поросят первой контрольной группы к началу опыта составило 3,45±0,03 %, а к концу исследований 4±0,07 % (таблица 18).

В опытных группах количество В-лимфоцитов в крови животных на начало опыта находилось на уровне 3,3-3,64 % и в течение срока исследования изменялось с различной степенью интенсивности.

Увеличение числа В-лимфоцитов наблюдалось в крови поросят седьмой и восьмой опытных групп. Показатели данных групп превысили фоновые значения на 10-й день исследования – в 1,16 и

1,11 раза (на 0,6 и 0,42 %), на 30-й день – в 1,31 и 1,23 раза (на 1,14 и 0,85 %), на 60-й день – в 1,37 и 1,36 раза (на 1,36 и 1,3 %).

Содержание В-лимфоцитов в крови животных пятой и шестой опытных групп динамично повышалось по сравнению с фоновым уровнем, на 10-й,30-й и 60-й дни опыта, соответственно, в 1,28 и 1,24 раза (на 0,98 и 0,82 %); в 1,39 и 1,4 раза (на 1,35 и 1,33 %) и в 1,5 и 1,47 раза (на 1,75 и 1,57 %).

Таблица 18 Динамика содержания В-лимфоцитов в крови поросят при 45-дневном отъеме (%)

Группа животных (n=10)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	3,45±0,03	3,75±0,03	3,92±0,03	4±0,07
	cv%	4	4,6	4,1	2,78
	p		***	***	***
2	M±m	3,3±0,01	4,65±0,02	5,62±0,04	6,2±0,02
	cv%	3,5	3,2	4,1	2,3
	p		***	***	***
3	M±m	3,44±0,02	4,31±0,03	5,1±0,03	5,82±0,02
	cv%	4,3	3,2	3,1	3
	p		***	***	***
4	M±m	3,31±0,04	4,11±0,03	4,84±0,02	5,79±0,03
	cv%	4	2,1	1,8	2,3
	p		***	***	***
5	M±m	3,45±0,03	4,43±0,04	4,8±0,02	5,2±0,01
	cv%	2,4	4,2	4,5	3,1
	p		***	***	***
6	M±m	3,3±0,05	4,12±0,03	4,63±0,06	4,87±0,02
	cv%	4	3,2	3,2	2,6
	p		***	***	***
7	M±m	3,64±0,03	4,24±0,02	4,78±0,04	5±0,03
	cv%	4,5	3,6	4,2	4,1
	p		***	***	***
8	M±m	3,58±0,04	4±0,02	4,43±0,04	4,88±0,05
	cv%	4,2	3,1	2,7	3,2
	p		***	***	***

Количество В-лимфоцитов в крови поросят-отъемышей третьей опытной группы увеличивалось по срокам опыта (10-й, 30-й и 60-й день) и превышало фоновые показатели, соответственно, в 1,25 раза (на 0,87 %), на 30-й день – в 1,48 раза (на 1,66 %), на 60-й день – в 1,7 раза (на 2,3 %).

Наиболее выраженные изменения динамики содержания В-лимфоцитов в крови наблюдались во второй и четвертой группах. Их значение превышало фоновые на 10-й день исследования, соответственно по группам, в 1,4 и 1,24 раза (на 1,35 и 0,8 %), на 30-й день – в 1,7 и 1,46 раза (на 2,32 и 1,53 %), на 60-й день – в 1,87 и 1,75 раза (на 2,9 и 2,48 %).

Данные исследования количества В-лимфоцитов в крови поросят 60-дневного отъема представлены в таблице 19.

Таблица 19 Динамика содержания В-лимфоцитов в крови поросят 60-дневного отъема (%)

Группа животных (n=15)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	3,6±0,04	4,41±0,05	4,7±0,04	4,9±0,07
	cv%	4,5	4,46	4,16	2,78
	p		***	***	***
2	M±m	3,16±0,02	4,76±0,03	6,12±0,06	7,48±0,03
	cv%	3,09	3,42	4,5	2,11
	p		***	***	***
3	M±m	3,21±0,03	4,45±0,04	5,53±0,05	6,41±0,03
	cv%	4,11	3,68	3,37	2
	p		***	***	***
4	M±m	3,25±0,04	4,71±0,02	6,29±0,03	7,55±0,04
	cv%	4,98	1,9	2,2	2,17
	p		***	***	***

В начале опыта содержание В-лимфоцитов в крови поросят контрольной группы составило 3,6±0,04 % и к концу исследования 4,9±0,07 %.

В опытных группах количество В-лимфоцитов в крови животных на начало опыта находилось на уровне 3,16-3,25 % и в течение срока исследования изменялось с различной степенью интенсивности.

Содержание В-лимфоцитов в крови животных второй, третьей и четвертой опытных групп увеличивалось по срокам опыта и превысило фоновый уровень: на 10-й день – в 1,5; в 1,38 и в 1,45 раза (на 1,6; 1,24 и 1,46 %), на 30-й день – в 1,93; в 1,72 и в 1,93 раза (на 2,96; 2,32 и 3,04 %), на 60-й день – в 2,36; в 2 и в 2,32 раза (на 4,32; 3,2 и 4,3 %), соответственно.

### **2.5.5 Динамика содержания иммуноглобулинов А, М, G в сыворотке крови поросят**

У поросят-отъемышей контрольной группы иммуноглобулины класса А в период опыта находились на уровне  $0,68 \pm 0,01$  мг/мл –  $0,79 \pm 0,03$  мг/мл (рисунок 17).

В крови поросят четвертой и пятой групп уровень содержания иммуноглобулинов А превышал фоновые значения на 10-й день опыта: в 1,2 и 1,67 раза (на 0,14 и 0,45 мг/мл), на 30-й день – в 2,16 и 2,0 раза (на 0,79 и 0,67 мг/мл), на 60-й день – в 2,42 и 2,34 раза (на 0,97 и 0,9 мг/мл), соответственно.

Количество иммуноглобулинов А в крови поросят пятой и шестой опытных групп увеличивалось более динамично и превышало фоновые значения на 10-й день исследования – в 1,67 и 1,76 раза (на 0,45 и 0,52 мг/мл), на 30-й – в 2,0 и 1,97 раза (на 1,34 и 0,66 мг/мл), на 60-й – в 2,34 и 2,28 раза (на 0,9 и 0,87 мг/мл).

Содержание иммуноглобулинов А в крови животных четвертой, седьмой и восьмой опытных групп превышало фоновые показатели к 10-му дню опыта – в 1,67; в 1,78 и в 2,04 раза (на 0,45; 0,52 и 0,68 мг/мл), к 30-му дню – в 2,16; 1,97 и 2,12 раза (на 0,79; 0,66 и 0,74 мг/мл) и к 60-му дню – в 2,42; в 2,42 и в 2,4 раза (на 0,9; 0,94 и 0,91 мг/мл), соответственно.

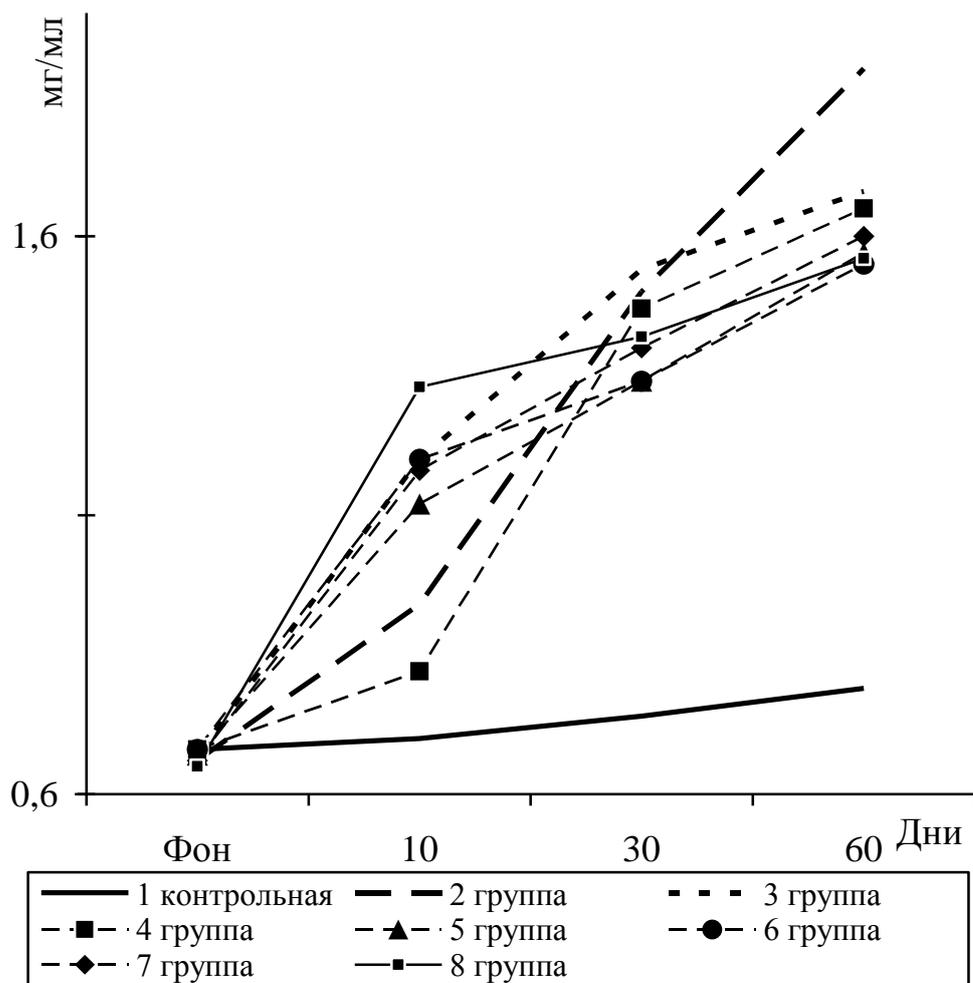


Рисунок 17 Динамика содержания иммуноглобулинов А в сыворотке крови поросят 45-дневного отъема (мг/мл).

Максимального значения содержание иммуноглобулинов А достигло в крови поросят второй и третьей групп: на 10-й день опыта в 1,42 и 1,79 раза (на 0,28 и 0,53 мг/мл), на 30-й день – в 2,27 и 2,3 раза (на 0,84 и 0,87 мг/мл), на 60-й день – в 2,8 и 2,5 раза (на 1,24 и 1,01 мг/мл).

Данные по изучению иммуноглобулинов А в сыворотке крови поросят 60-дневного отъема представлены на рисунке 18.

У поросят-отъёмшей контрольной группы иммуноглобулины класса А в процессе опыта находились на уровне  $0,48 \pm 0,01$  мг/мл –  $0,82 \pm 0,01$  мг/мл.

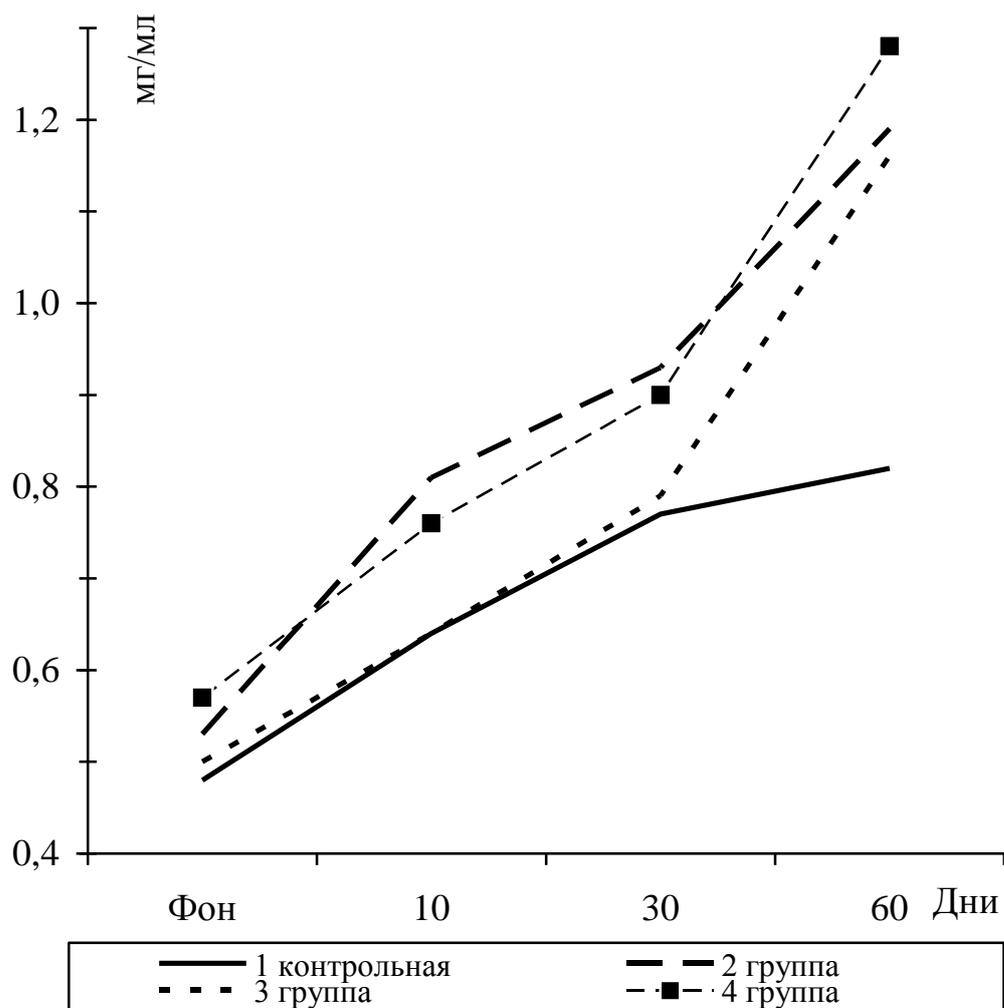


Рисунок 18 Динамика содержания иммуноглобулинов А в сыворотке крови поросят 60-дневного отъема (мг/мл).

Содержание иммуноглобулинов А в крови животных опытных групп (второй, третьей и четвертой) увеличивалось по отношению к фоновым значениям: на 10-й день от начала исследования – в 1,53; в 1,28 и в 1,33 раза (на 0,28; 0,14 и 0,19 мг/мл), на 30-й день – в 1,75; в 1,58 и в 1,57 раза (на 0,4; 0,3 и 0,33 мг/мл), на 60-й день – в 2,24; в 2,32 и в 2,24 раза (на 0,66; 0,66 и 0,71 мг/мл), соответственно.

Уровень иммуноглобулинов М в крови поросят первой контрольной группы 45-дневного отъемного возраста за период опыта колебался в пределах 1,72 - 1,8 мг/мл (рисунок 19).

В крови поросят пятой и седьмой групп количество иммуноглобулинов М превышало фоновый уровень на 10-й день опыта – в 1,15

и 1,2 раза (на 0,25 и 0,73 мг/мл), на 30-й день – в 1,43 и 1,3 раза (на 0,7 и 0,49 мг/мл), на 60-й день – в 1,56 и 1,54 раза (на 0,91 и 0,87 мг/мл).

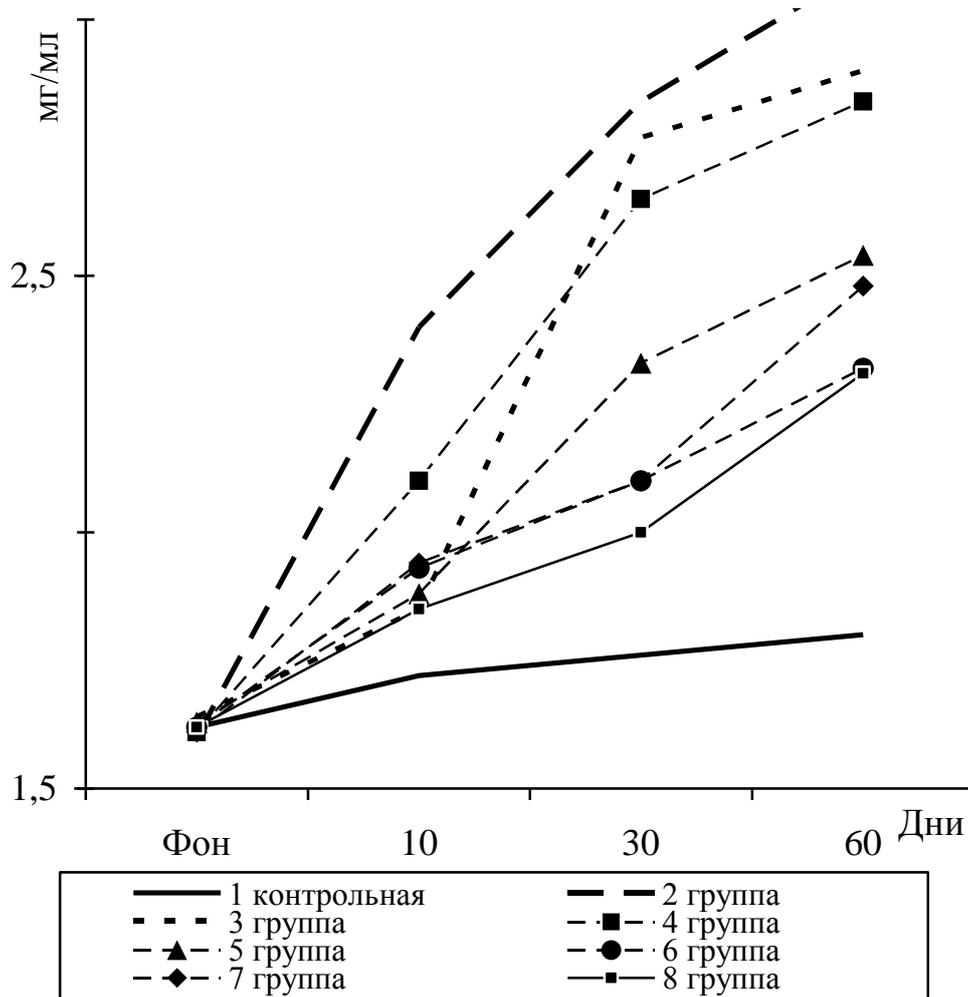


Рисунок 19 Динамика содержания иммуноглобулинов М в сыворотке крови поросят 45-дневного отъема (мг/мл).

Иммуноглобулины М в крови поросят шестой и восьмой групп превысили фоновые значения на 10-й день исследования - в 1,19 и 1,14 раза (на 0,31 и 0,37 мг/мл), на 30-й день – в 1,29 и 1,23 раза (на 0,48 и 0,37 мг/мл) и на 60-й день – в 1,43 и 1,42 раза (на 0,7 и 0,69 мг/мл), соответственно.

Более высокое содержание иммуноглобулинов М, по сравнению с данными фона, наблюдалось в крови поросят-отъемышей второй, третьей и четвертой опытных групп. Так, во все сроки опыта (10-й, 30-й, 60 дни) их уровень превышал показатели фоновых значений - в 1,5, в 1,13 и в 1,3 раза (на 0,8; 0,21 и 0,49 мг/мл); в 1,77, в 1,69 и в 1,64 раза (на 1,24;

1,13 и 1,04 мг/мл); в 1,93, в 1,77 и в 1,76 раза (на 1,5; 1,26 и 1,23 мг/мл), соответственно.

Уровень иммуноглобулинов М в крови поросят первой контрольной группы 60-дневного отъема за период опытов колебался в пределах от 1,5 до 2,48 мг/мл (рисунок 20).

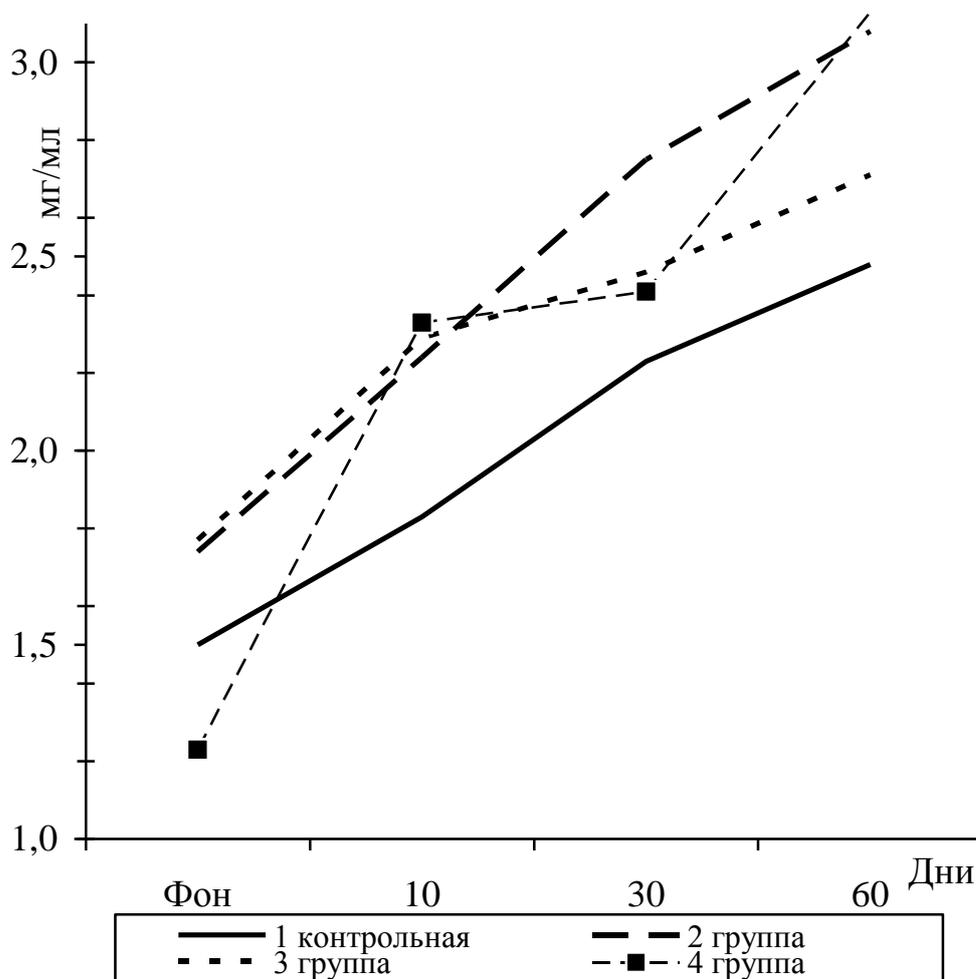


Рисунок 20 Динамика содержания иммуноглобулинов М в сыворотке крови поросят 60-дневного отъема (мг/мл).

Количество иммуноглобулинов М в крови поросят второй, третьей и четвертой опытных групп превысило фоновый уровень: на 10-й день - в 1,28, в 1,3 и в 1,89 раза (на 0,5; 0,52 и 1,1 мг/мл); на 30-й день – в 1,58, в 1,38 и в 1,96 раза (на 1,01; 0,69 и 1,18 мг/мл); на 60-й день – в 1,77, в 1,53 и в 2,54 раза (на 1,34; 0,94 и 1,9 мг/мл).

Динамика содержания иммуноглобулинов класса G в сыворотке крови поросят 45-дневного отъема представлены на рисунке 21.

Иммуноглобулины G в крови поросят-отъемышей контрольной группы находились в пределах  $4,21 \pm 0,03$  мг/мл -  $4,8 \pm 0,03$  мг/мл.

В крови поросят шестой и седьмой опытных групп иммуноглобулины G превысили фоновые значения на 10-й день опыта - в 1,36 и 1,26 раза (на 1,54 и 1,1 мг/мл), на 30-й день – в 1,5 и 1,52 раза (на 2,12 и 2,22 мг/мл), на 60-й день – в 1,65 раза (на 2,76 и 2,77 мг/мл).

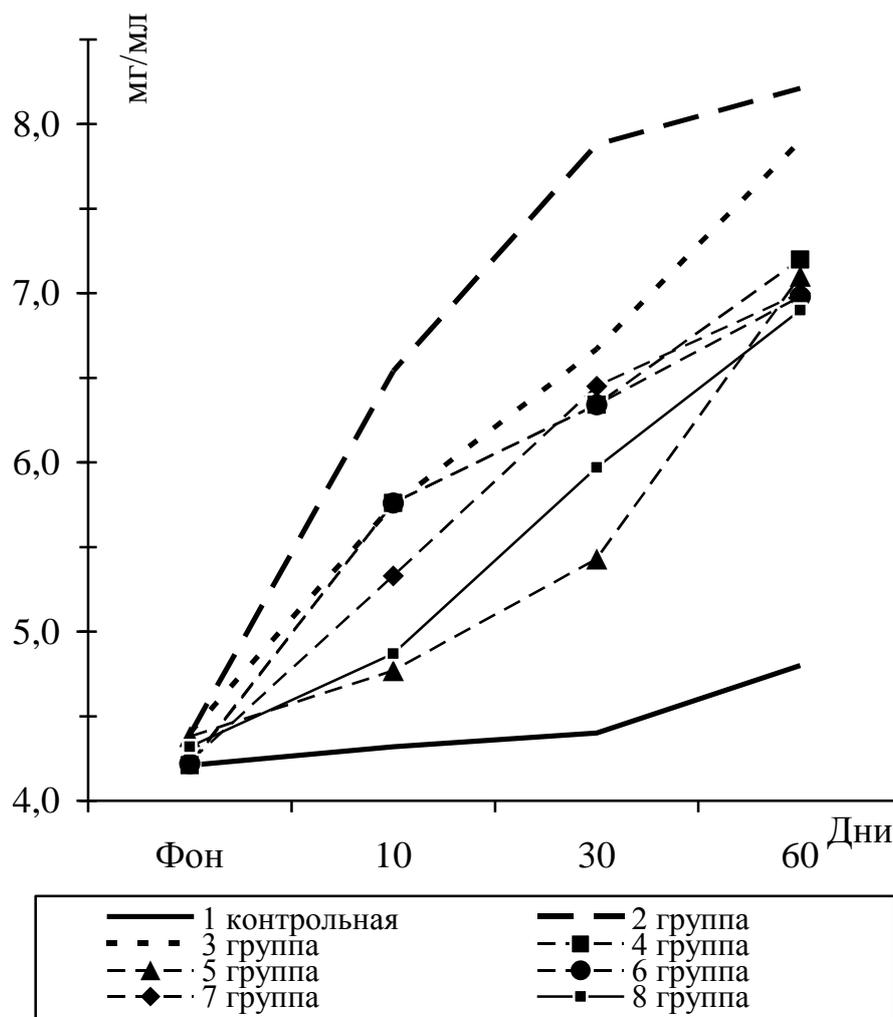


Рисунок 21 Динамика содержания иммуноглобулинов G в сыворотке крови поросят 45-дневного отъема (мг/мл).

Количество иммуноглобулинов G в сыворотке крови поросят-отъемышей пятой и восьмой групп динамично увеличивалось: на 10 день в 1,08 и 1,12 раза (на 0,39 и 0,55 мг/мл), на 30 день – в 1,24 и 1,38 раза (на 1,05 и 1,65 мг/мл), на 60 день – в 1,62 и 1,6 раза (на 2,72 и 2,58 мг/мл).

Выраженное увеличение содержания иммуноглобулинов G наблюдалось в крови поросят-отъемышей третьей и четвертой групп. Так, на

60-й день их содержание превысило фоновый уровень в 1,79 и 1,71 раза (на 3,5 и 2,99 мг/мл).

Максимальное количество иммуноглобулинов G регистрировалось у животных второй опытной группы и данные значения превысили фоновые, соответственно, на 60-й дни исследования: в 1,87 раза (на 3,82 мг/мл).

Иммуноглобулины G в сыворотке крови поросят контрольной группы находились в пределах 5,2 мг/мл - 7,5 мг/мл (рисунок 22).

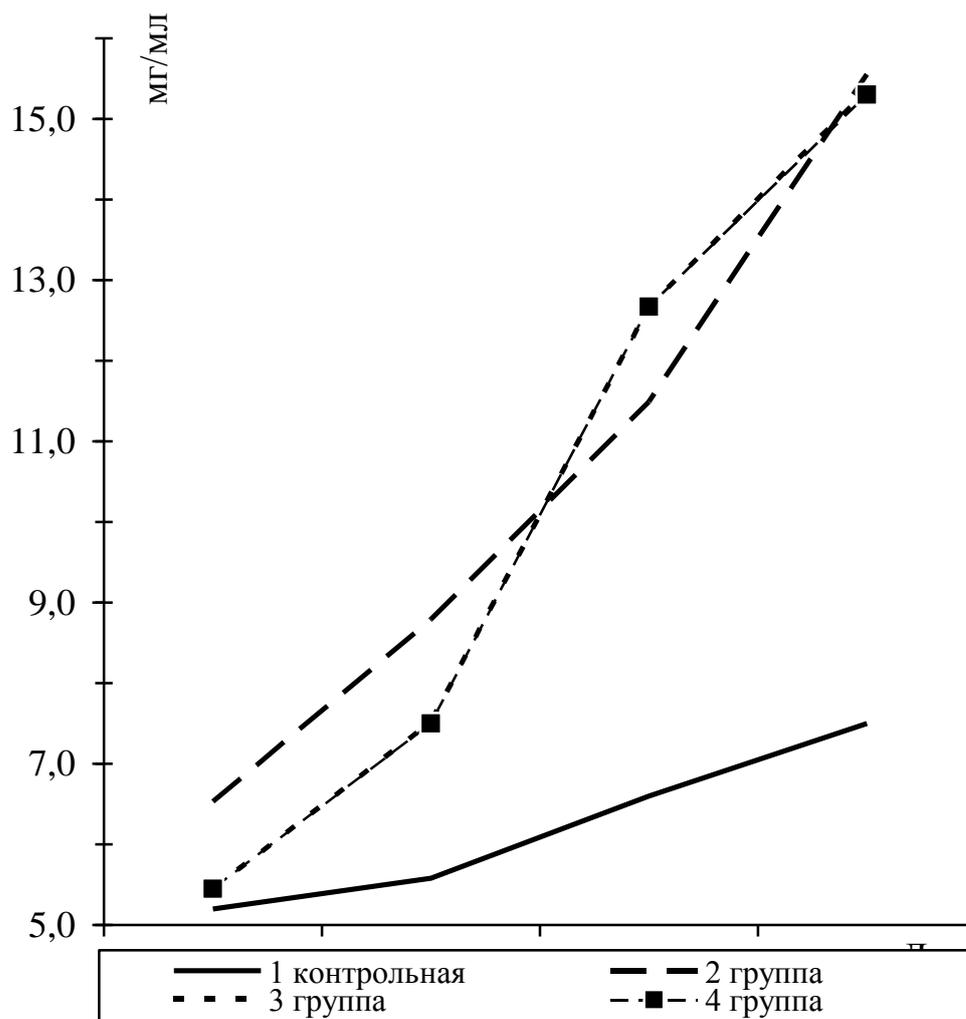


Рисунок 22 Динамика содержания иммуноглобулинов G в сыворотке крови поросят 60-дневного отъема (мг/мл).

В крови поросят второй, третьей и четвертой опытных групп иммуноглобулины G превышали фоновый уровень на 10-й день опыта - в 1,35, в 1,28 и в 1,37 раза (на 2,26; 1,59 и 2,07 мг/мл), на 30-й день - в 1,76, в 1,94 и в 2,32 раза (на 4,96; 5,28 и 4,22 мг/мл), на 60-й день - в 2,38, в 2,81 и в 2,85 раза (на 8,47; 9,9 и 9,85 мг/мл).

## 2.6 Состояние микробиоценоза кишечника поросят

### 2.6.1 Динамика содержания нормофлоры в кишечнике поросят (лакто- и бифидобактерии)

В кишечнике поросят (45-дневного отъемного возраста) содержание бифидобактерий за период опыта находилось на уровне 6,22 - 9,14 lg КОЕ/г.

Фоновый показатель бифидобактерий в кишечнике поросят-отъемышей колебался от 6,22 до 6,81 lg КОЕ/г (таблица 20).

Таблица 20 Динамика содержания бифидобактерий в кишечнике поросят 45-дневного отъема (lg КОЕ/г)

Группа животных (n=10)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	6,64±0,0 5	7,18±0,0 5	7,62±0,0 5	7,67±0,0 8
	cv%	3	2,6	2,44	4,9
	p		***	***	***
2	M±m	6,81±0,0 4	7,5±0,09 7	7,81±0,0 7	8,87±0,1 8
	cv%	2,6	4,8	3,4	4,6
	p		***	***	***
3	M±m	6,22±0,0 7	7,21±0,0 6	7,8±0,05 7	8,11±0,0 7
	cv%	4,3	3,4	2,7	3,56
	p		***	***	***
4	M±m	6,67±0,0 8	7,25±0,0 8	8,84±0,0 4	9,14±0,1 9
	cv%	4,7	4,5	2	4,9
	p		***	***	***
5	M±m	6,5±0,04 8	7,4±0,06 8	7,7±0,03 4	8±0,05 9
	cv%	4,3	2,9	2,2	5
	p		***	***	***
6	M±m	6,58±0,0 3	7,3±0,06 4	7,65±0,0 4	8,3±0,2 3
	cv%	2,2	4,3	3,2	3,6
	p		***	***	***
7	M±m	6,42±0,0	7±0,04	7,4±0,04	7,9±0,04

		6			
	cv%	3,5	3,8	2,2	3,2
	p		***	***	***
8	M±m	6,4±0,06	7,2±0,05	7,6±0,06	7,8±0,19
	cv%	4,3	1,5	4	4,9
	p		***	***	***

Выраженное увеличение количества бифидофлоры наблюдалось в кишечнике животных второй и третьей опытных групп: к 10-му дню от начала исследования – в 1,1 и 1,16 раза (на 0,69 и 0,99 lg КОЕ/г); к 30-му дню – в 1,14 и 1,25 раза (на 1,0 и 1,58 lg КОЕ/г) и к 60-му дню – в 1,3 раза (на 2,06 и 1,89 lg КОЕ/г).

У поросят-отъемышей пятой и шестой опытных групп содержание бифидобактерий в кишечнике на 10-й день исследования превышало показатели фона: - в 1,13 (на 0,9 lg КОЕ/г) и 1,11 раза (на 0,72 lg КОЕ/г); на 30-й день – в 1,18 (на 1,2 lg КОЕ/г) и 1,16 раза (на 1,07 lg КОЕ/г) и 60-й день – в 1,23 (на 1,5 lg КОЕ/г) и 1,26 раза (на 1,72 lg КОЕ/г).

В кишечнике поросят-отъемышей седьмой и восьмой опытных групп также наблюдалась тенденция к повышению количества бифидобактерий: к 10-му дню исследования - в 1,09 (на 0,58 lg КОЕ/г) и 1,12 раза (на 0,8 lg КОЕ/г); к 30-му дню – в 1,15 (на 0,98 lg КОЕ/г) и 1,18 раза (на 1,2 lg КОЕ/г) и к 60-му дню – в 1,23 (на 1,48 lg КОЕ/г) и 1,22 раза (на 1,4 lg КОЕ/г).

Самое высокое количество бифидобактерий наблюдалось у поросят четвертой опытной группы. Их содержание было выше фоновых показателей: на 10-й день опыта в 1,1 раза (на 0,58 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,32 раза (на 2,17 lg КОЕ/г), на 60-й день – в 1,37 раза (на 2,47 lg КОЕ/г), соответственно.

В кишечнике поросят 60-дневного отъема содержание бифидобактерий за весь период опыта находилось на уровне 6,22 - 8,87 lg КОЕ/г. Фоновый показатель бифидобактерий в кишечнике поросят-отъемышей колебался от 6,22 до 6,81 lg КОЕ/г (таблица 21).

Уровень бифидофлоры поросят, получавших аскорбиновую кислоту в период исследования заметно не изменялся и находился на уровне 6,22±0,07 - 8,11±0,07 lg КОЕ/г.

Более выраженная активизация бифидофлоры наблюдалась в кишечнике поросят-отъемышей четвертой опытной группы. Так, к 10-му дню от начала опыта показатели превышали фоновое значение - в 1,08 раза (на 0,58 lg КОЕ/г), к 30-му дню – в 1,32 раза (на 2,17 lg КОЕ/г), 60-му дню – в 1,37 раза (на 2,47 lg КОЕ/г).

Таблица 21 Динамика содержания бифидобактерий в кишечнике поросят 60-дневного отъема (lg КОЕ/г)

Группа животных (n=15)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	6,64±0,05	7,18±0,05	7,62±0,05	7,67±0,08
	cv%	3	2,6	2,44	4,9
	p		***	***	***
2	M±m	6,81±0,04	7,5±0,09	7,81±0,07	8,87±0,1
	cv%	2,6	4,8	3,4	4,6
	p		***	***	***
3	M±m	6,22±0,07	7,21±0,06	7,8±0,05	8,11±0,07
	cv%	4,3	3,4	2,7	3,56
	p		***	***	***
4	M±m	6,67±0,08	7,25±0,08	8,84±0,04	9,14±0,19
	cv%	4,7	4,5	2	4,9
	p		***	***	***

Относительно фоновых показателей во второй и третьей опытных группах наблюдалась тенденция к увеличению числа бифидобактерий: на 10-й день исследования - в 1,1 (на 0,69 lg КОЕ/г) и 1,16 раза (на 0,99 lg КОЕ/г); на 30-й день – в 1,14 (на 1 lg КОЕ/г) и 1,25 раза (на 1,58 lg КОЕ/г) и на 60-й день – в 1,3 раза (на 2,06 и 1,89 lg КОЕ/г), соответственно.

Содержание лактобактерий в кишечнике поросят контрольной и опытных групп при 45-дневном отъеме находилось на уровне 3,65 - 4,42 lg КОЕ/г (таблица 22).

Уровень лактобактерий в кишечнике поросят второй, пятой и седьмой опытных групп превысил показатели фона на 10-й день исследования - в 1,35, в 1,27 и в 1,38 раза (на 1,43; 1,0 и 1,43 lg КОЕ/г),

на 30-й день – в 1,62, в 1,4 и в 1,61 раза (на 2,57; 1,5 и 2,33 lg КОЕ/г), на 60-й день – в 1,77, в 1,84 и в 1,72 раза (на 3,2; 3,1 и 2,73 lg КОЕ/г).

Подобная тенденция регистрировалась и в кишечнике животных третьей, шестой и восьмой опытных групп: на 10-й день от начала опыта – в 1,28, в 1,27 и в 1,31 раза (на 1,13; 1,18 и 1,28 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,5, в 1,47 и в 1,45 раза (на 2,03; 2,08 и 1,88 lg КОЕ/г) и на 60-й день – в 1,6, в 1,58 и в 1,55 раза (на 2,04; 2,58 и 2,28 lg КОЕ/г).

Таблица 22 Динамика содержания лактобактерий в кишечнике поросят 45 - дневного отъема (lg КОЕ/г)

Группа животных (n=10)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	3,65±0,05	4,07±0,03	4,45±0,05	4,01±0,02
	cv%	4,9	2,73	4,48	4,9
	p		***	***	***
2	M±m	4,12±0,03	5,55±0,07	6,69±0,05	7,31±0,08
	cv%	2,7	4,8	2,8	4,2
	p		***	***	***
3	M±m	3,97±0,03	5,1±0,05	6±0,04	6,37±0,08
	cv%	3,3	3,7	2,46	4,79
	p		***	***	***
4	M±m	4,22±0,05	5,71±0,07	7,11±0,04	8,07±0,05
	cv%	5	4,6	2,28	2,63
	p		***	***	***
5	M±m	3,7±0,04	4,7±0,02	5,2±0,05	6,8±0,02
	cv%	4,1	2,8	4,4	5
	p		***	***	***
6	M±m	4,42±0,02	5,6±0,05	6,5±0,04	7±0,05
	cv%	3	4,3	2,3	4,3
	p		***	***	***
7	M±m	3,77±0,03	5,2±0,04	6,1±0,03	6,5±0,07
	cv%	3,4	3,9	2,6	4,7
	p		***	***	***
8	M±m	4,12±0,03	5,4±0,02	6±0,03	6,4±0,05
	cv%	4	4,2	2,7	3
	p		***	***	***

Максимальное содержание лактобактерий в кишечнике поросят наблюдалось в четвертой опытной группе, что превысило фоновые показатели на 10-й день: в 1,35 раза (на 1,49 lg КОЕ/г), на 30-й – в 1,68 раза (на 2,89 lg КОЕ/г), на 60-й – в 1,91 раза (на 3,85 lg КОЕ/г), соответственно.

Количество лактобактерий в кишечнике поросят контрольной и опытных групп 60-дневного отъема находилось на уровне 3,65 - 4,22 lg КОЕ/г (таблица 23).

Таблица 23 Динамика содержания лактобактерий в кишечнике поросят 60-дневного отъема (lg КОЕ/г)

Группа животных (n=15)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	3,65±0,0 5	4,07±0,0 3	4,45±0,0 5	4,01±0,0 2
	cv%	4,9	2,73	4,48	4,9
	p		***	***	***
2	M±m	4,12±0,0 3	5,55±0,0 7	6,69±0,0 5	7,31±0,0 8
	cv%	2,7	4,8	2,8	4,2
	p		***	***	***
3	M±m	3,97±0,0 3	5,1±0,05	6±0,04	6,37±0,0 8
	cv%	3,3	3,7	2,46	4,79
	p		***	***	***
4	M±m	4,22±0,0 5	5,71±0,0 7	7,11±0,0 4	8,07±0,0 5
	cv%	5	4,6	2,28	2,63
	p		***	***	***

В кишечнике поросят третьей группы лактофлора превысила уровень фона на 10-й день - в 1,28 раза (на 1,13 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,51 раза (на 2,03 lg КОЕ/г), на 60-й день – в 1,6 раза (на 2,4 lg КОЕ/г).

В кишечнике животных второй опытной группы наблюдали тенденцию к повышению количества лактобактерий по сравнению с фоновыми и контрольными показателями к 10-му дню от начала опыта - в 1,35 и 1,36 раза (на 1,43 и 1,48 lg КОЕ/г), к 30-му дню – в 1,62 и

1,5 раза (на 2,57 и 2,24 lg КОЕ/г), к 60-му дню – в 1,77 и 1,82 раза (на 3,19 и 3,3 lg КОЕ/г), соответственно.

Наиболее выраженные изменения в динамике содержания лактобактерий регистрировались у поросят-отъемышей четвертой опытной группы, по отношению к контрольному и фоновому значениям: на 10-й день исследования – в 1,4 и 1,35 раза (на 1,64 и 1,49 g КОЕ/г), на 30-й день – в 1,6 и 1,68 раза (на 2,66 и 2,89 lg КОЕ/г), на 60-й день – в 2,0 и 1,91 раза (на 4,06 и 3,85 lg КОЕ/г).

### **2.6.2 Динамика содержания условно-патогенной микрофлоры (кишечная палочка, гемолитическая кишечная палочка, золотистый стафилококк, энтерококки, клостридии и дрожжеподобные грибы) в кишечнике поросят**

Динамика содержания кишечной палочки (*E.coli*) в кишечнике поросят 45-дневного отъема представлена в таблице 24.

Таблица 24 Динамика содержания кишечной палочки в кишечнике поросят 45-дневного отъема (lg КОЕ/г)

Группа животных (n=10)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	9,5±0,03	9,4±0,03	9,3±0,02	9,2±0,03
	cv%	3,2	4,2	3,4	2,1
	p		***	***	***
2	M±m	9,3±0,05	9,1±0,03	8,9±0,03	7,72±0,03
	cv%	4,1	4,2	4,2	4,6
	p		***	***	***
3	M±m	8,95±0,02	8,63±0,04	8,45±0,04	7,88±0,02
	cv%	4,3	1,8	4,2	4,7
	p		***	***	***
4	M±m	8,95±0,06	8,85±0,05	8,55±0,02	8,32±0,02
	cv%	4,2	3,2	4	4,2
	p		***	***	***
5	M±m	9,2±0,01	8,94±0,02	8,33±0,03	8,23±0,02
	cv%	2,6	3,2	4,1	2,8
	p		***	***	***

6	M±m	9,3±0,04	8,34±0,04	7,64±0,023	7,89±0,02
	cv%	4,1	2,5	4,3	4,1
	p		***	***	***
7	M±m	9,1±0,02	8,45±0,0 3	8,23±0,02	8±0,05
	cv%	4,6	2,4	3,8	1,3
	p		***	***	***
8	M±m	9,3±0,02	8,34±0,0 6	7,54±0,05	7,75±0,0 4
	cv%	4,3	3,3	1,2	2
	p		***	***	***

Фоновый уровень кишечной палочки в кишечнике поросят контрольной и опытных групп колебался в пределах от 8,95 до 9,5 lg КОЕ/г.

Уровень *E.coli* в кишечнике поросят четвертой и пятой опытных групп за период исследования имел статистически достоверную тенденцию к уменьшению. Так, по сравнению с фоном количество кишечной палочки уменьшалось по срокам опыта (10-й, 30-й и 60-й дни), соответственно, в 1,01 (на 0,1 lg КОЕ/г) и 1,03 раза (на 0,26 lg КОЕ/г); в 1,05 (на 0,4 lg КОЕ/г) и 1,1 раза (на 0,87 lg КОЕ/г); в 1,07 (на 0,63 lg КОЕ/г) и 1,12 раза (на 0,97 lg КОЕ/г).

В кишечнике поросят-отъемышей третьей и седьмой опытных групп регистрировалось динамичное уменьшение *E. coli*. Так, по сравнению с фоновыми значениями данный показатель был ниже на 10-й день опыта, соответственно по группам, в 1,03 и 1,08 раза (на 0,32 и 0,65 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,06 и 1,10 раза (на 0,5 и 0,87 lg КОЕ/г), на 60-й день – в 1,14 раза (на 1,07 и 1,1 lg КОЕ/г).

Наиболее яркие изменения в содержании *E.coli* наблюдались в кишечнике животных второй, шестой и восьмой опытных групп, которые выражались снижением их по сравнению с фоновыми значениями на 10-й день исследования - в 1,02, в 1,11 и в 1,11 раза (на 0,2; 0,96 и 0,96 lg КОЕ/г), на 30-й - в 1,04, в 1,22 и в 1,23 раза (на 0,4; 1,66 и 1,76 lg КОЕ/г) и на 60-й - в 1,2, в 1,14 и в 1,2 раза (на 1,58; 1,41 и 1,55 lg КОЕ/г), соответственно.

Содержание кишечной палочки в кишечнике поросят 60-дневного отъема представлена в таблице 25.

Уровень содержания *E.coli* в кишечнике животных контрольной и опытных групп колебался в пределах от 6,18 до 4,11 lg КОЕ/г.

Фоновый уровень содержания *E.coli* в кишечнике поросят контрольной и опытных групп колебался на уровне 6,19 - 6,49 lg КОЕ/г.

Содержание *E. coli* в кишечнике поросят третьей группы по сравнению с фоном было ниже по срокам опыта, соответственно, на 10-й день от начала исследования – в 1,03 раза (на 0,22 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,06 раза (на 0,37 lg КОЕ/г) и на 60-й день – в 1,24 раза (на 2,28 lg КОЕ/г).

Таблица 25 Динамика содержания кишечной палочки в кишечнике поросят 60-дневного отъема (lg КОЕ/г)

Группа животных (n=10)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1 (контрольная)	M±m	6,19±0,04	6,6±0,08	6,6±0,07	6,65±0,05
	cv%	2,47	4,95	4	2,88
	p		***	***	***
2	M±m	6,18±0,07	6,12±0,03	5,47±0,07	4,55±0,05
	cv%	4,74	2,24	4,9	4,38
	p		***	***	***
3	M±m	6,49±0,08	6,27±0,047	6,12±0,06	5,23±0,09
	cv%	4,92	2,8	3,76	4,54
	p		***	***	***
4	M±m	6,39±0,08	6,23±0,08	5,22±0,06	4,11±0,05
	cv%	4,98	4,8	4,9	4,4
	p		***	***	***

Тенденция к понижению количества кишечной палочки регистрировалась в кишечнике поросят второй опытной группы: на 10-й день – на 0,06 lg КОЕ/г, на 30-й день – на 0,66 lg КОЕ/г и на 60-й день – на 1,63 lg КОЕ/г, соответственно.

Ярко выраженные изменения в динамике содержания *E.coli* наблюдались в кишечнике животных четвертой опытной группы. Данные показатели были ниже фоновых к 10-му дню исследования – в 1,02 раза

(на 0,16 lg КОЕ/г), к 30-му дню – в 1,22 раза (на 1,17 lg КОЕ/г) и к 60-му дню – в 1,55 раза (на 2,28 lg КОЕ/г).

Динамика содержания гемолитической кишечной палочки в кишечнике поросят 45-дневного отъема приведена в таблице 32.

Уровень содержания гемолитической кишечной палочки в кишечнике поросят контрольной группы колебался в пределах от 31,22 до 29,65 lg КОЕ/г.

У животных пятой и шестой опытных групп уровень гемолитической кишечной палочки динамично снижался по сравнению с фоновыми значениями: на 10-й день от начала опыта – в 1,08 (на 2,5 lg КОЕ/г) и 1,1 раза (на 2,8 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,37 (на 8,46 lg КОЕ/г) и 1,23 раза (на 5,79 lg КОЕ/г), соответственно.

Содержание гемолитической кишечной палочки в кишечнике поросят седьмой и восьмой опытных групп уменьшилось по сравнению с фоном на 10-й и 30-й дни опыта, соответственно, в 1,12 и 1,15 раза (на 3,4 и 4,2 lg КОЕ/г); в 1,7 и 1,62 раза (на 12,9 и 12,1 lg КОЕ/г), соответственно.

Уровень гемолитической кишечной палочки в кишечнике поросят третьей и четвертой опытных групп был ниже фонового на 10-й день исследования: в 1,14 раза (на 4,0 и 3,9 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,7 раза (на 13,1 и 12,8 lg КОЕ/г).

Наиболее выраженные изменения количества гемолитической *E.coli* наблюдались в кишечнике поросят второй опытной группы, так на 10-й день от начала исследования данные значения были ниже фоновых – в 1,21 раза (на 5,68 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,84 раза (на 14,58 lg КОЕ/г), соответственно.

Таблица 26 Динамика содержания гемолитической *E. coli* в кишечнике поросят 45-дневного отъема (lg КОЕ/г)

Группа животных (n=10)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60

1	2	3	4	5	6
1 (контроль- ная)	M±m	31,22±0,037	31±0,07	29,21±0,03	29,65±0,2
	cv%	2,3	3,21	4,3	3,4
	p		***	***	***
2	M±m	32±0,01	26,32±0,12	17,42±0,02	не выдел
	cv%	4,3	3,7	4,22	
	p		***	***	
3	M±m	31,53±0,03	27,54±0,01	18,42±0,02	не выдел
	cv%	2,4	1,2	4,3	
	p		***	***	
4	M±m	31,3±0,03	27,43±0,03	18,5±0,02	не выдел
	cv%	3,2	2,17	3,8	
	p		***	***	
Продолжение таблицы 26					
1	2	3	4	5	6
5	M±m	31,11±0,03	28,65±0,02	22,64±0,03	не выдел
	cv%	4,12	4,2	4	
	p		***	***	
6	M±m	31,21±0,03	28,43±0,04	25,42±0,03	не выдел
	cv%	4,12	2,42	4,7	
	p		***	***	
7	M±m	31,21±0,03	27,86±0,03	18,3±0,03	не выдел
	cv%	3,6	3,21	3,21	
	p		***	***	
8	M±m	31,65±0,02	27,43±0,02	19,54±0,04	не выдел
	cv%	1,6	3,11	4,22	
	p		***	***	

На 60-й день опыта гемолитическая кишечная палочка в кишечнике поросят отъёмшей всех подопытных групп не выделялась.

Количество гемолитической кишечной палочки в кишечнике поросят 60-дневного отъема представлена в таблице 27.

Таблица 27 Динамика содержания гемолитической E. coli в кишечнике поросят 60-дневного отъема (lg КОЕ/г)

Группа животных (n=15)	Статистический показатель	Срок исследования (день от начала опыта)			
		фон	10	30	60
1	M±m	29,7±0,07	28,2±0,07	27,5±0,07	26,4±0,1

(контрольная)	cv%	0,9	1	1	1,45
	p		***	***	***
2	M±m	28,6±0,11	21,9±0,17	15,25±0,06	не вы- дел.
	cv%	1,47	3,1	1,4	
	p		***	***	
3	M±m	27,8±0,07	24,2±0,1	16,49±0,08	не вы- дел.
	cv%	0,9	1,7	1,9	
	p		***	***	
4	M±m	27,9±0,07	18,1±0,05	14,65±0,05	не вы- дел.
	cv%	0,9	1,17	1,28	
	p		***	***	

В кишечнике животных третьей опытной группы наблюдалось динамичное снижение уровня гемолитической кишечной палочки по отношению к фоновому уровню: к 10-му дню от начала исследования – в 1,15 раза (на 3,6 lg КОЕ/г) и к 30-му дню – в 1,68 раза (на 11,3 lg КОЕ/г).

Яркие изменения в динамике содержания кишечной палочки наблюдались у поросят второй и четвертой опытных групп, которые выражались их снижением по сравнению с фоном на 10-й и 30-й дни опыта, соответственно, в 1,3 и 1,54 раза (на 6,7 и 9,8 lg КОЕ/г); в 1,87 и 1,9 раза (на 13,3 и 13,2 lg КОЕ/г).

На 60-й день опыта гемолитическая кишечная палочка в кишечнике поросят отъемышей опытных групп не выделялась.

Динамика содержания золотистого стафилококка в кишечнике поросят 45-дневного отъема представлена на рисунке 23.

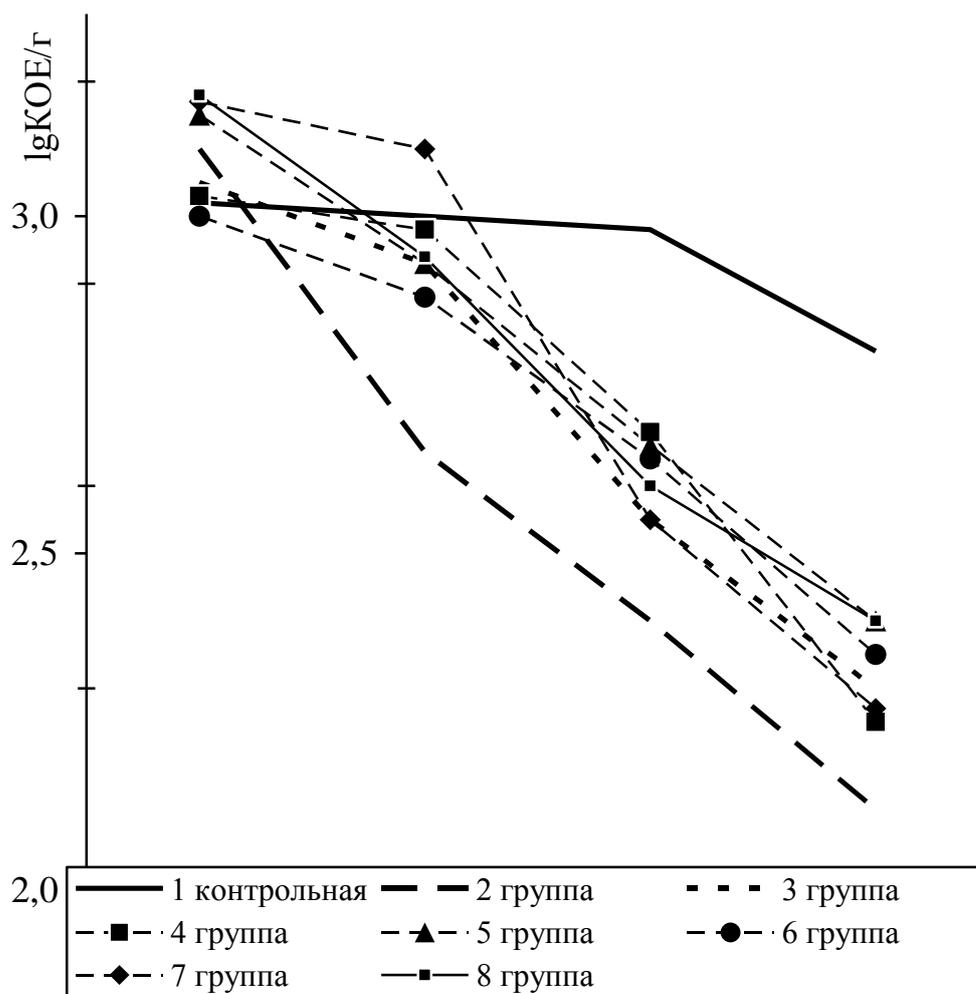


Рисунок 23 Динамика содержания золотистого стафилококка в кишечнике поросят 45-дневного отъема.

У поросят, первой контрольной группы количество стафилококков, выделенных из кишечника во все периоды исследования, изменялось незначительно: от  $3,02 \pm 0,03$  до  $2,8 \pm 0,03$  lg КОЕ/г.

За период исследования в кишечнике поросят пятой и шестой опытных групп содержание стафилококков имело тенденцию к понижению по сравнению с фоном на 60-й – в 1,3 и 1,27 раза (на 0,75 и 0,65 lg КОЕ/г), соответственно.

Количество стафилококков в кишечнике поросят третьей, четвертой и восьмой опытных групп также имело тенденцию к закономерному понижению во все сроки опыта. Так, на 10-й день исследования, данный показатель был ниже значений фона в 1,04; 1,01 и 1,08 раза (на 0,12; 0,05 и 0,24 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,19; 1,13 и 1,22

раза (на 0,5; 0,35 и 0,58 lg КОЕ/г), на 60-й день – в 1,32; 1,34 и 1,32 раза (на 0,75; 0,78 и 0,78 lg КОЕ/г), соответственно.

На рисунке 24 представлена динамика содержания золотистого стафилококка в кишечнике поросят 60-дневного отъема.

У поросят первой контрольной группы количество стафилококков в кишечнике за весь период исследования колебалось от  $4,84 \pm 0,06$  до  $3,39 \pm 0,04$  lg КОЕ/г.

В процессе опыта (60 дней) в кишечнике животных третьей группы содержание стафилококков имело тенденцию к уменьшению по сравнению с фоновыми показателями на 10-й день исследования – в 1,2 раза (на 0,86 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,35 раза (на 1,21 lg КОЕ/г), на 60-й день – в 1,6 раза (на 1,72 lg КОЕ/г).

Выраженное понижение уровня стафилококков во все сроки опыта наблюдалось в четвертой и второй опытной группах: на 10-й день - в 1,39 и 1,42 раза (на 1,28 и 1,4 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,55 и 1,72 раза (на 1,63 и 1,97 lg КОЕ/г), на 60-й день – в 1,97 и 1,87 раза (на 2,26 и 2,02 lg КОЕ/г).

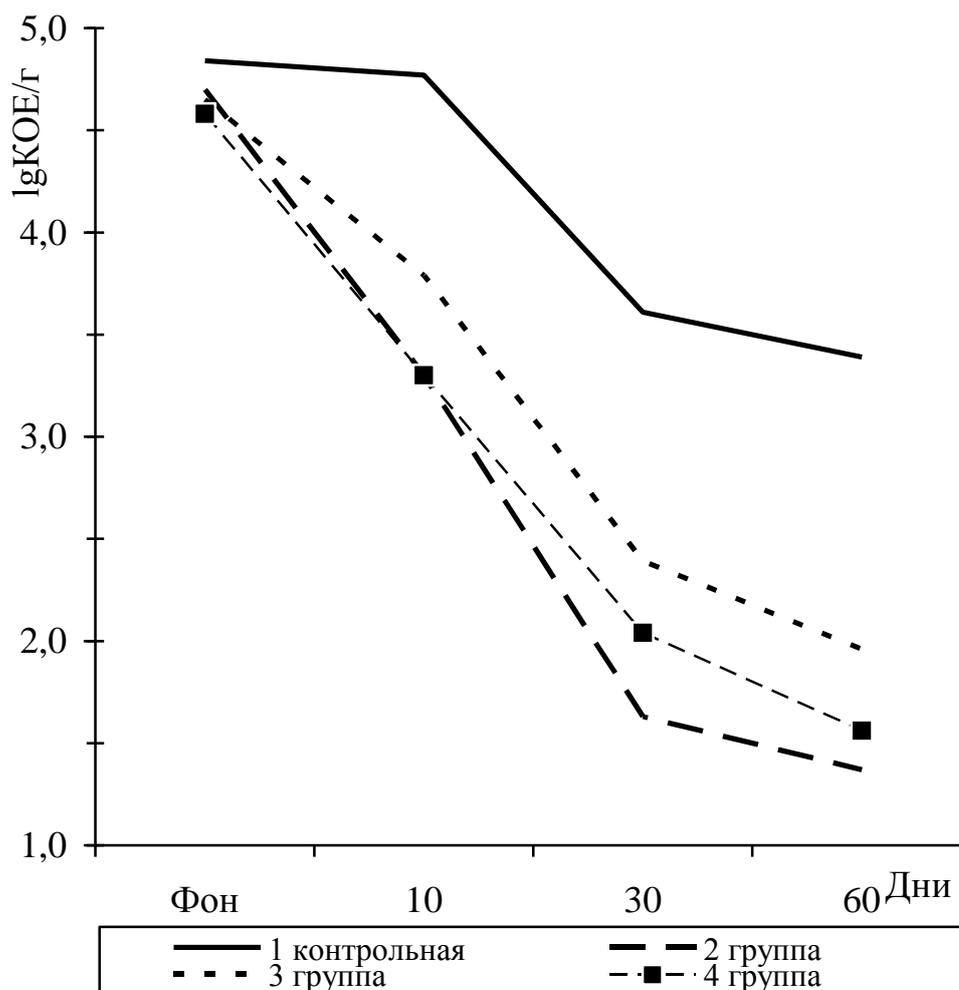


Рисунок 24 Динамика содержания золотистого стафилококка в кишечнике поросят 60-дневного отъема (lg КОЕ/г).

Динамика содержания энтерококков в кишечнике поросят 45-дневного отъема представлена на рисунке 25.

В кишечнике поросят-отъёмышей первой контрольной группы количество энтерококков находилось на уровне 3,72-3,5 lg КОЕ/г.

Уровень энтерококков в кишечнике поросят пятой, шестой и восьмой опытных групп понизился по сравнению с фоновыми значениями на 10-й день от начала исследования - в 1,08, в 1,01 и в 1,03 раза (на 0,29; 0,05 и 0,11 lg КОЕ/г); на 30-й - в 1,13, в 1,09 и в 1,12 раза (на 0,43; 0,33 и 0,4 lg КОЕ/г) и на 60-й - в 1,2, в 1,18 раза (на 0,64; 0,59 и 0,57 lg КОЕ/г), соответственно.

Содержание энтерококков в кишечнике поросят четвертой и седьмой опытных групп имело тенденцию к значительному понижению

по сравнению с предыдущими группами животных и составило: на 10-й день - в 1,03 и 1,04 раза (на 0,12 и 0,13 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,18 и 1,04 раза (на 0,58 и 0,7 lg КОЕ/г), на 60-й день – в 1,26 и 1,24 раза (на 0,78 и 0,73 lg КОЕ/г), соответственно.

Самый низкий уровень содержания энтерококков в кишечнике наблюдали у поросят второй и третьей опытных групп, где их содержание снизилось по отношению к фоновому уровню на 10-й день опыта – в 1,09 и 1,05 раза (на 0,31 и 0,18 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,2 и 1,17 раза (на 0,63 и 0,56 lg КОЕ/г), на 60-й день – в 1,3 и 1,32 (на 0,87 и 0,95 lg КОЕ/г).

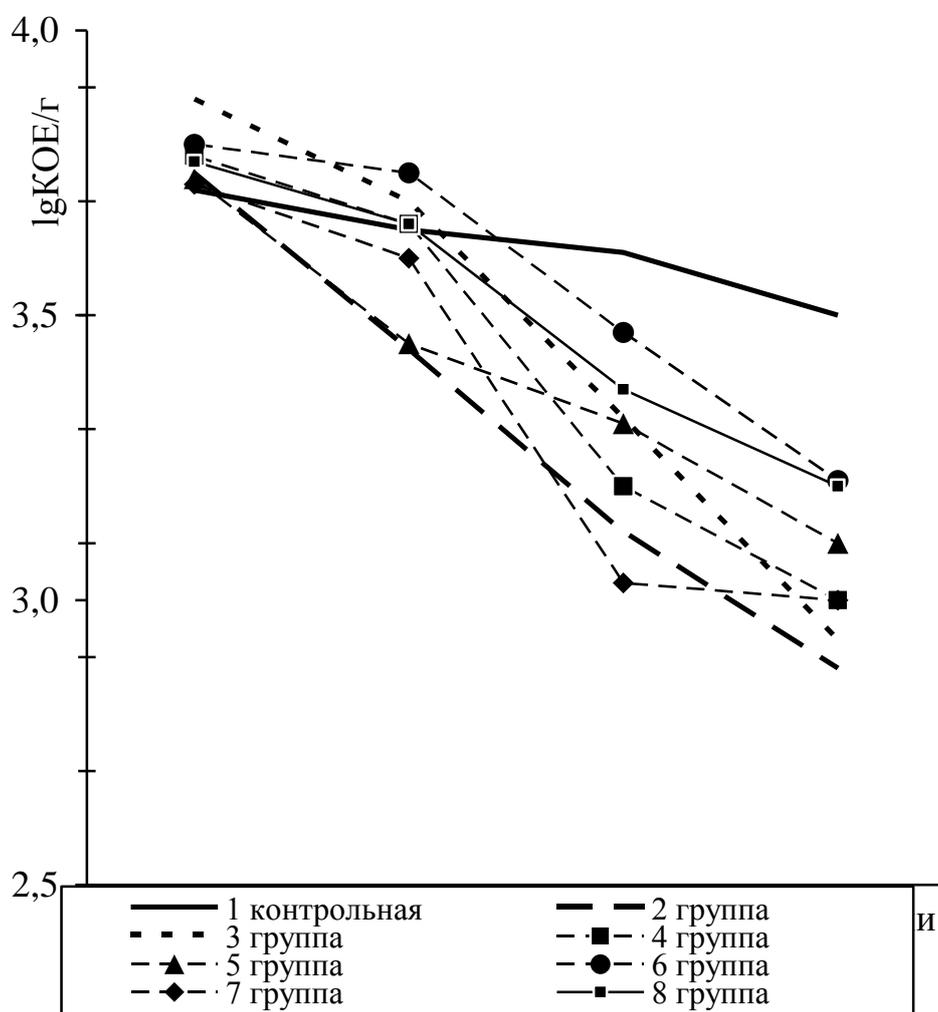


Рисунок 25 Динамика содержания энтерококков в кишечнике поросят 45-дневного отъема (lg КОЕ/г).

Динамика содержания энтерококков в кишечнике поросят 60-дневного отъема представлена на рисунке 26.

В кишечнике поросят-отъёмышей первой контрольной группы количество энтерококков находилось на уровне 3,64-3,11 lg КОЕ/г.

Содержание энтерококков в кишечнике животных третьей опытной группы имело тенденцию к понижению: на 10-й день опыта количество энтерококков было ниже фоновых показателей - в 1,11 раза (на 0,37 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,21 раза (на 0,66 lg КОЕ/г), на 60-й день – в 1,24 раза (на 0,76 lg КОЕ/г), и показателей контрольной группы, соответственно – на 0,03, на 0,1 и на 0,02 lg КОЕ/г.

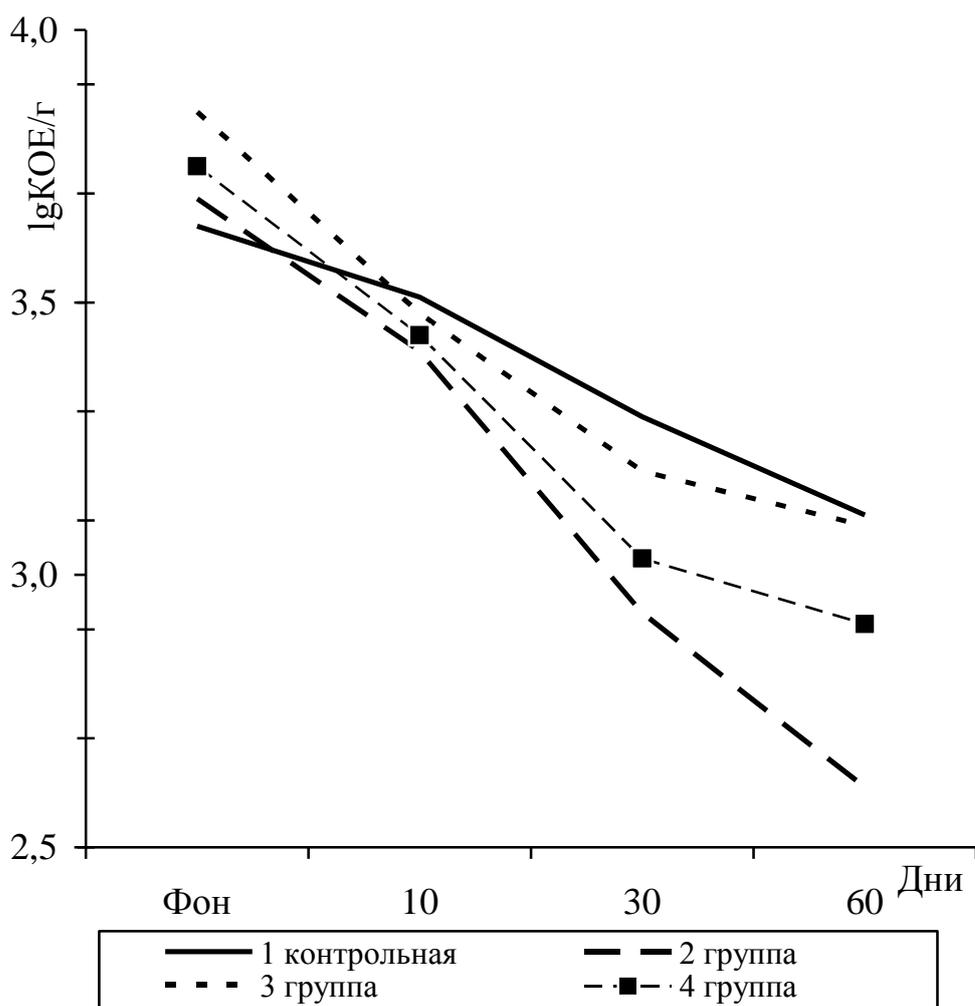


Рисунок 26 Динамика содержания энтерококков в кишечнике поросят 60-дневного отъема (lg КОЕ/г).

Значительное снижение содержания энтерококков отмечено в кишечнике поросят четвертой группы по сравнению к фоновому значению: на 10, 30 и 60-й дни опыта, что составило, соответственно, в 1,09 раза (на 0,31 lg КОЕ/г); в 1,24 раза (на 0,72 lg КОЕ/г); в 1,29 раза (на 0,84 lg КОЕ/г).

Максимальное понижение количества энтерококков регистрировалось в кишечнике животных второй опытной группы. Так, на 10-й день от начала исследования данный показатель был ниже фонового в 1,08 раза (на 0,28 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,26 раза (на 0,76 lg КОЕ/г) и на 60-й день – в 1,41 раза (на 1,08 lg КОЕ/г), соответственно.

Клостридии из кишечника поросят первой контрольной группы в начале опыта (фон) выделялись в количестве  $3,65 \pm 0,01$  lg КОЕ/г и в конце опыта их количество достигло уровня  $3,4 \pm 0,01$  lg КОЕ/г (рисунок 27).

В кишечнике поросят-отъёмышей шестой опытной группы процесс понижения активности клостридий был слабо выражен: на 10-й день от начала исследования – в 1,03 раза (на 0,11 lg КОЕ/г), на 30-й – в 1,06 раза (на 0,33 lg КОЕ/г), на 60-й – в 1,1 раза (на 0,31 lg КОЕ/г), соответственно.

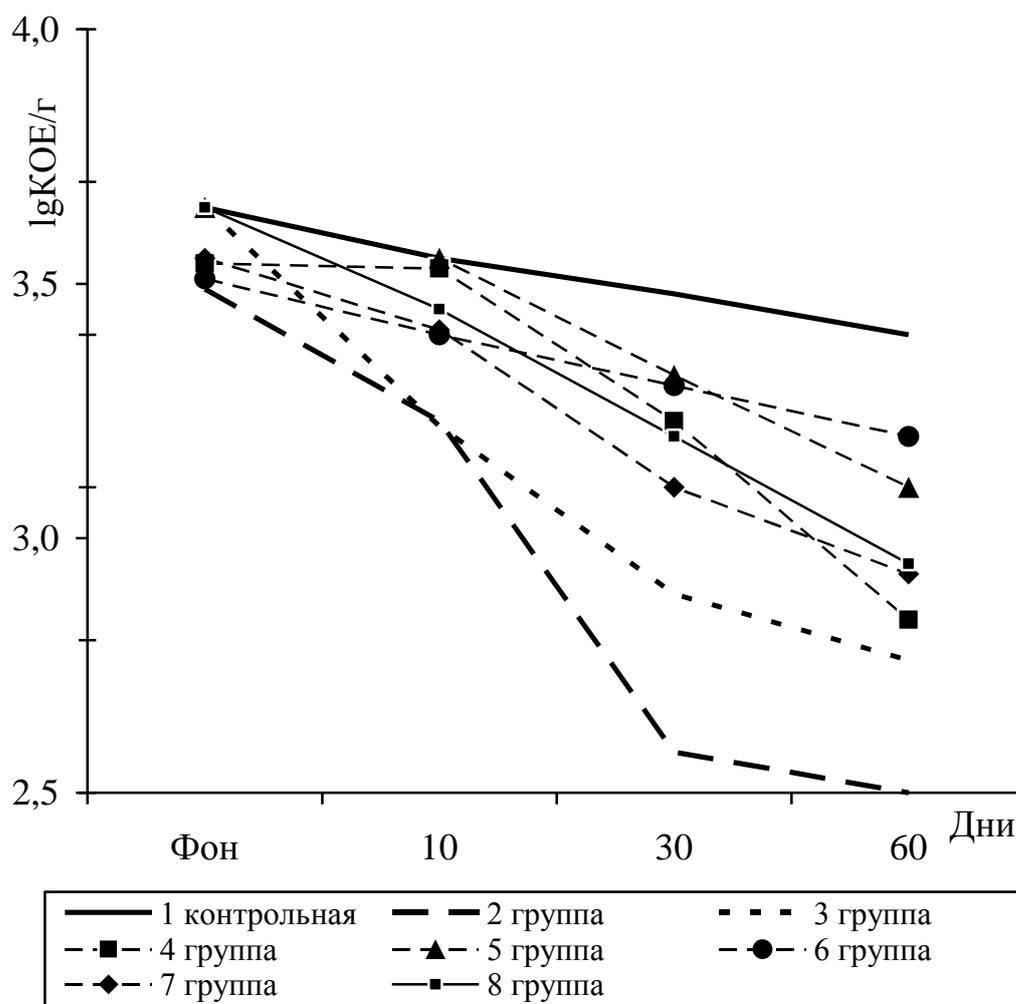


Рисунок 27 Динамика содержания клостридий в кишечнике поросят 45-дневного отъема (lg КОЕ/г).

В кишечнике животных пятой группы количество клостридий превысило данные шестой группы на 10-й день в 1,04 раза (на 0,15 lg КОЕ/г), а на 60-й день уступало в 1,03 раза (на 0,1 lg КОЕ/г).

Более выраженный процесс понижения количества клостридий наблюдался у животных четвертой, седьмой и восьмой опытных групп. Здесь уровень содержания клостридий на 10-й, 30-й и 60-й дни опыта был ниже показателей фона, соответственно, в 1,0, в 1,04 и в 1,06 раза (на 0,01; 0,14 и 0,2 lg КОЕ/г); в 1,09, в 1,14 и в 1,31 раза (на 0,31; 0,45 и 0,88 lg КОЕ/г); в 1,25, в 1,21 и в 1,24 раза (на 0,7; 0,62 и 0,7 lg КОЕ/г).

Самая яркая тенденция к снижению содержания клостридий регистрировалась в кишечнике поросят второй и третьей опытных групп: на 10-й день опыта - в 1,08 и 1,13 раза (на 0,26 и 0,43 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,35 и 1,26 раза (на 0,91 и 0,76 lg КОЕ/г), на 60-й день – в 1,41 и 1,32 раза (на 1,02 и 0,89 lg КОЕ/г).

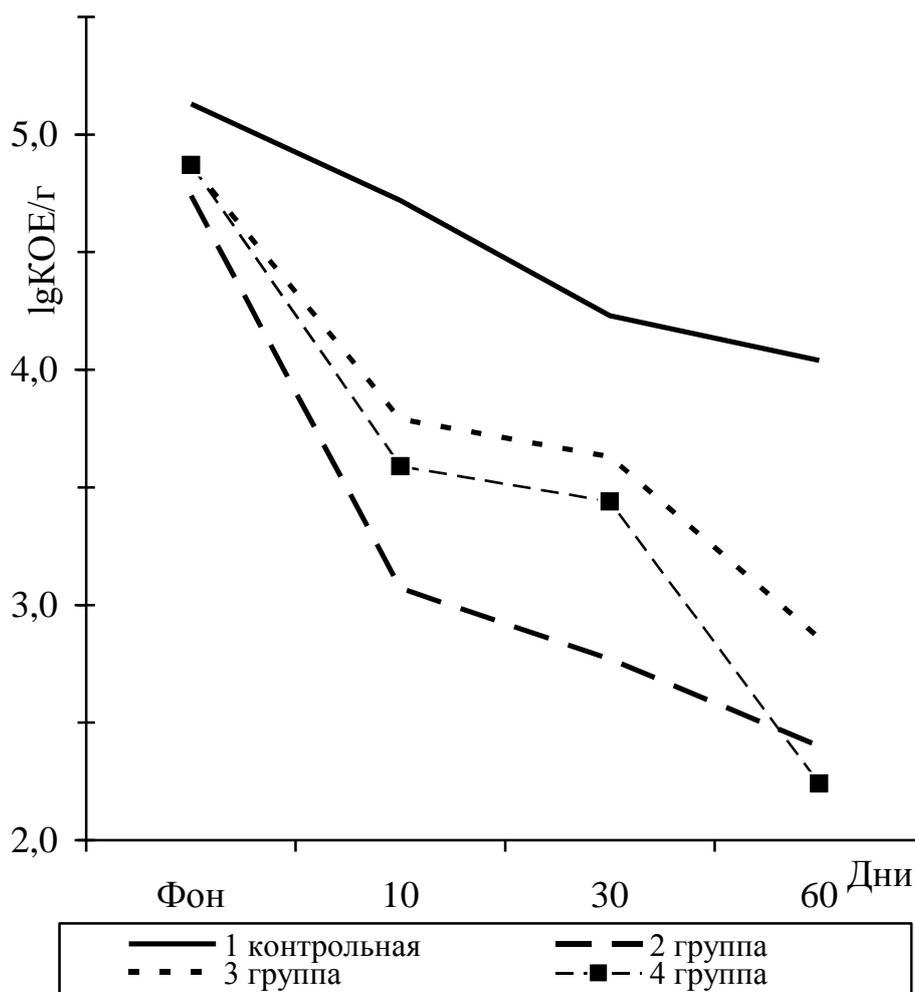


Рисунок 28 Динамика содержания клостридий в кишечнике поросят 60-дневного отъема (lg КОЕ/г).

Уровень клостридий в кишечнике поросят первой контрольной группы 60-дневного отъемного возраста колебался в пределах от  $5,13 \pm 0,06$  lg КОЕ/г до  $4,04 \pm 0,02$  lg КОЕ/г (рисунок 28).

В кишечнике поросят третьей опытной группы количество клостридий было ниже показателей фона на 10-й день исследования – в 1,28 раза (на 1,67 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,34 раза (на 1,97 lg КОЕ/г), на 60-й день – в 1,7 раза (на 2,34 lg КОЕ/г), соответственно.

Более выраженный процесс понижения клостридий наблюдался в кишечнике животных второй и четвертой опытных групп: на 60 день опыта - в 1,98 и 2,17 раза (на 2,34 и 2,63 lg КОЕ/г).

Динамика содержания дрожжеподобных грибов в кишечнике поросят при отъеме в 45-дневном возрасте представлена на рисунке 29.

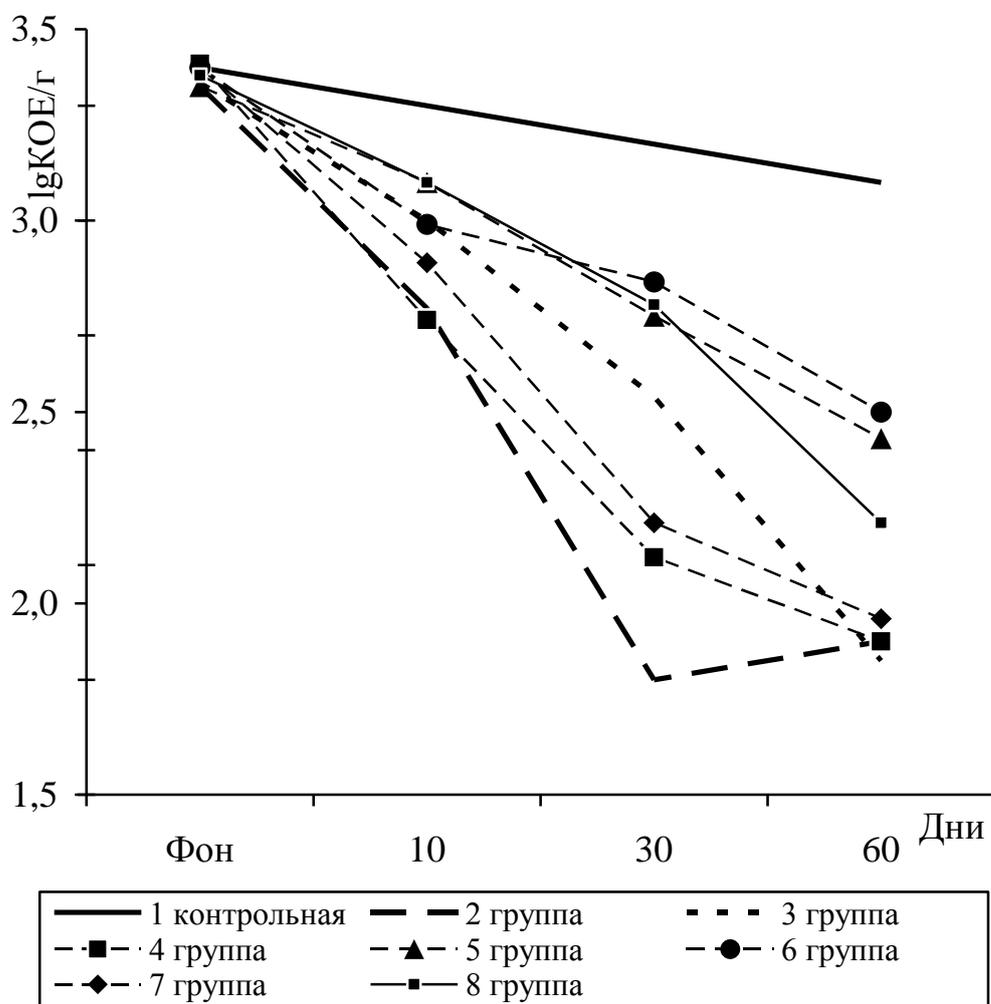


Рисунок 29 Динамика содержания дрожжеподобных грибов в кишечнике поросят 45-дневного отъема (lg КОЕ/г).

В кишечнике поросят первой контрольной группы содержание дрожжеподобных грибов колебалось в пределах от 3,4 до 3,1 lg КОЕ/г. У поросят пятой, шестой и восьмой групп количество дрожжеподобных грибов было ниже фоновых значений на 60-й день – в 1,38, в 1,36 и в 1,53 раза (на 0,92; 0,9 и 1,17 lg КОЕ/г).

У поросят второй и седьмой опытных групп также регистрировался активный процесс снижения количества дрожжеподобных грибов. На 10-й день опыта их уровень в данных группах был ниже фонового в 1,2 и 1,17 раза (на 0,58 и 0,51 lg КОЕ/г), на 30-й день – в 1,86 и 1,53 раза (на 1,55 и 1,19 lg КОЕ/г), на 60-й день – в 1,76 и 1,73 раза (на 1,45 и 1,44 lg КОЕ/г).

Выраженный процесс понижения уровня дрожжеподобных грибов регистрировался в кишечнике поросят третьей и четвертой опытных групп на 60-й день – в 1,82 и 1,79 раза (на 1,51 и 1,51 lg КОЕ/г).

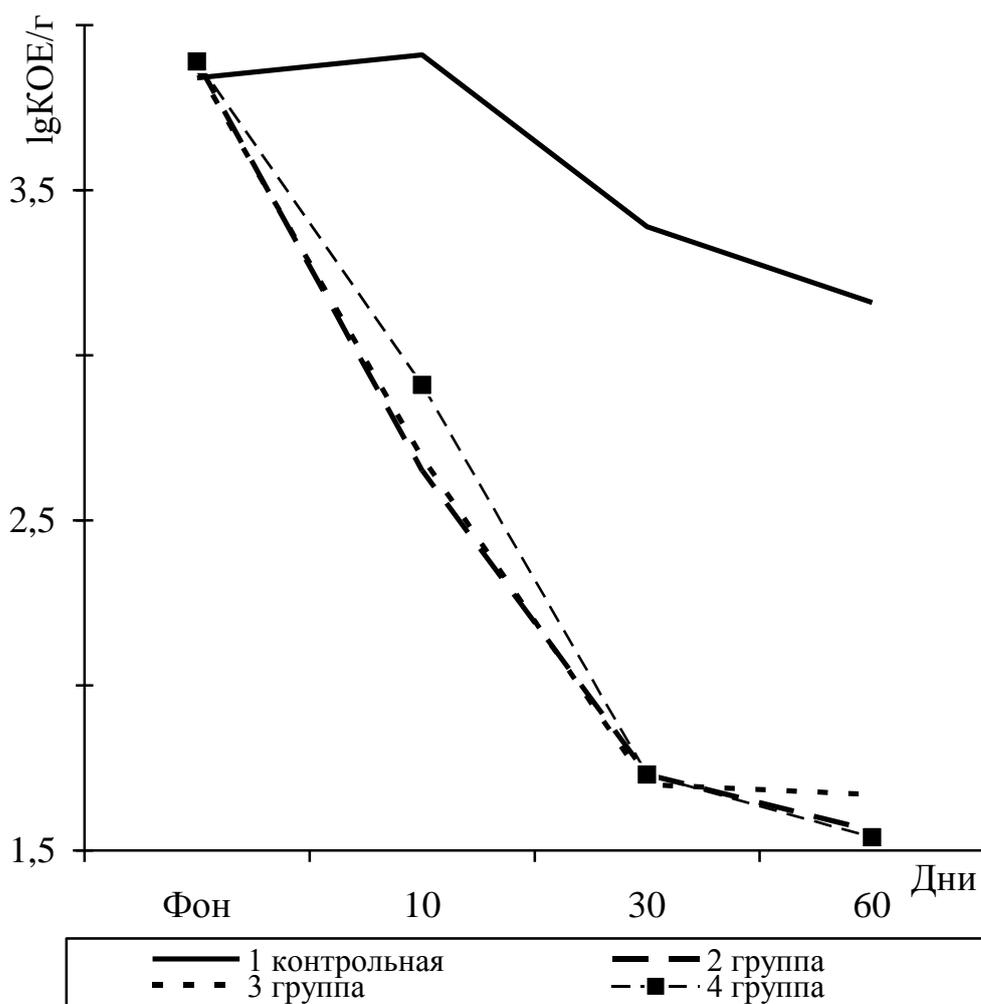


Рисунок 30 Динамика содержания дрожжеподобных грибов в кишечнике поросят 60-дневного отъема (lg КОЕ/г).

Динамика содержания дрожжеподобных грибов в кишечнике поросят 60-дневного отъема представлена на рисунке 30.

В кишечнике поросят контрольной группы содержание дрожжеподобных грибов колебалось от 3,84 до 3,16 lg КОЕ/г.

У поросят отъёмышей третьей опытной группы количество дрожжеподобных грибов было ниже фонового значения на 10-й день исследования – в 1,43 раза (на 1,18 КОЕ/г), на 30-й – в 2,27 раза (на 2,17 lg КОЕ/г), на 60-й – в 2,32 раза (на 2,2 lg КОЕ/г).

Более выраженный процесс снижения в кишечнике дрожжеподобных грибов наблюдался во второй и четвертой опытных группах, что по срокам исследования было ниже показателей фона, соответственно, в 1,46 и 1,33 раза (на 1,24 и 0,98 lg КОЕ/г); в 2,24 раза (на 2,16 и 1,38 lg КОЕ/г); в 2,49 и 2,52 раза (на 2,33 и 2,35 lg КОЕ/г), соответственно.

## **2.7 Применение пробиотика «Споровит» в комплексе с прополисным молочком и аскорбиновой кислотой для профилактики послеотъемного стресса у поросят**

При изучении оценки эффективности применения пробиотика «Споровит», аскорбиновой кислоты и прополисного молочка за основные показатели были взяты живая масса и прирост массы тела. Поэтому в исследовании главное внимание было уделено на выявление отличий показателей роста и развития разных групп поросят.

Из данных таблицы 28 видно, что живая масса поросят опытных групп превышает массу поросят контрольной группы во все сроки исследования. Живая масса поросят третьей и шестой групп к 105 дневному возрасту превысила показатели контроля в 1,48 раза (на 9,2 и 9,1 кг). Показатели животных пятой и восьмой групп превысили показатели контроля к 10-дневному возрасту в 1,45 и 1,42 раза (на 8,5 и 8,0 кг). Наиболее высокие показатели живой массы наблюдали в четвертой и седьмой группах поросят, где пре-

вышение живой массы к 105 дневному возрасту составило, соответственно, в 1,58 и 1,59 раза (на 11,1 и 11,25 кг). Максимальное значение живой массы зарегистрировано у животных второй группы, что составило  $33,9 \pm 0,29$  кг, превысив контрольное значение в 1,78 раза (на 14,9 кг).

Среднесуточный прирост массы тела поросят контрольной группы за период опыта составил 214,3 г. В пятой и восьмой группах среднесуточный прирост поросят превысил показатели контроля в 1,65 и 1,6 раза (на 140,3 и 128,5 г). Превышение показателя контроля по среднесуточному приросту в третьей и шестой группах составило в 1,78 и 1,73 раза (167,1 и 157,0 г). Среднесуточный прирост массы тела поросят в четвертой и седьмой группах несколько уступала данным второй группы, превысив показатели контроля в 1,8 раза (173 и 172 г). Максимальное значение среднесуточного прироста массы тела отмечено во второй группе, которое превысило показатели контроля в 2,1 раза (237 г).

Таблица 28 Показатели живой массы поросят 45-дневного отъема

Группа животных, n=10	Живая масса в 45-дневном возрасте, кг	Живая масса в 55-дневном возрасте, кг	Живая масса в 105-дневном возрасте, кг	Среднесуточный прирост, г	Абсолютный прирост, кг	Относительный прирост, %
1-К	$6,17 \pm 0,19$	$9,15 \pm 0,14$	$19 \pm 0,28$	$214,3 \pm 0,16$	$12,83 \pm 0,14$	$102 \pm 0,31$
2	$6,8 \pm 0,08$	$12,5 \pm 0,18$	$33,9 \pm 0,29$	$451,3 \pm 0,32$	$27,1 \pm 0,11$	$199,2 \pm 0,21$
3	$5,3 \pm 0,09$	$11,7 \pm 0,16$	$28,2 \pm 0,31$	$381,4 \pm 0,17$	$22,9 \pm 0,11$	$136,7 \pm 0,27$
4	$6,85 \pm 0,11$	$12,65 \pm 0,14$	$30,1 \pm 0,46$	$387,1 \pm 0,11$	$23,25 \pm 0,14$	$125,8 \pm 0,26$
5	$6,2 \pm 0,09$	$12,85 \pm 0,11$	$27,5 \pm 0,3$	$354,6 \pm 0,17$	$21,3 \pm 0,16$	$127,1 \pm 0,19$
6	$5,8 \pm 0,09$	$12,5 \pm 0,18$	$28,1 \pm 0,25$	$371,3 \pm 0,16$	$22,3 \pm 0,16$	$124,4 \pm 0,17$
7	$7,05 \pm 0,09$	$12,75 \pm 0,14$	$30,2 \pm 0,29$	$386,3 \pm 0,16$	$23,2 \pm 0,14$	$131,5 \pm 0,24$
8	$6,4 \pm 0,11$	$12,5 \pm 0,21$	$27 \pm 0,31$	$342,8 \pm 0,31$	$20,6 \pm 0,17$	$123,3 \pm 0,18$

Абсолютный прирост живой массы поросят опытных групп (со второй по восьмую) к 60-му дню от начала исследования пре-

высил показатель первой контрольной группы в 2,11; в 1,78; в 1,81; в 1,66; в 1,74; в 1,81 и в 1,60 раза, соответственно.

Результаты профилактической эффективности пробиотика «Споровит» в комплексе с аскорбиновой кислотой и прополисным молочком при послеотъемном стрессе поросят представлены в таблице 29.

Таблица 29 Профилактическая эффективность применения пробиотика «Споровит», прополисного молочка и аскорбиновой кислоты при послеотъемном стрессе поросят (45-дневный отъем)

Показатель	Группа животных							
	1 (контрольная)	2	3	4	5	6	7	8
Количество животных, гол.	10	10	10	10	10	10	10	10
Заболело, гол.	7	3	3	3	4	5	4	4
Заболеваемость, %	70	30	30	30	40	50	40	40
Продолжительность болезни, сут.	5,9	3,1	3,4	3,3	3,9	3,3	4,1	4,5
Количество погибших, гол.	2	0	1	1	1	1	0	1
Сохранность, %	80	100	90	90	90	90	100	90

Клиническое наблюдение за животными опытных групп показало, что при использовании пробиотика «Споровит» в комплексе с аскорбиновой кислотой и прополисным молочком заболело, соответственно, три, три, три, четыре, пять, четыре и четыре поросенка, а в контрольной группе – семь животных. Следует отметить, что поросята второй, третьей, четвертой, пятой и восьмой опытных групп переболели легко, и клинические признаки заболевания исчезали на третий день.

Из данных таблицы 30 видно, что во все сроки исследования живая масса поросят опытных групп превышала живую массу животных контрольной группы. К 120-дневному возрасту живая мас-

са поросят второй и третьей групп была выше показателей контроля в 1,33 и 1,22 раза (на 10,1 и 6,87 кг). Максимальное значение живой массы зарегистрировано у животных второй группы, что превысило контрольные показатели в 1,4 раза (на 12,1 кг).

Таблица 30 Показатели живой массы поросят 60-дневного отъема

Группа животных (n=15)	Живая масса в 60-дневном возрасте, кг	Живая масса в 70-дневном возрасте, кг	Живая масса в 120-дневном возрасте, кг	Среднесуточный прирост, г	Абсолютный прирост, кг	Относительный прирост, %
1-К	6,8±0,08	11,3±0,13	30,6±0,22	397±0,09	23,83±0,27	127±0,06
2	7,53±0,07	15,5±0,18	40,7±0,22	553±0,16	33,17±0,23	137,5±0,13
3	6,73±0,08	14,1±0,15	37,5±0,14	512,4±0,16	30,77±0,15	139±0,09
4	7,7±0,09	16,3±0,13	42,7±0,09	587,5±0,16	35±0,06	138,8±0,17

Среднесуточный прирост поросят контрольной группы составил 397 г. В третьей группе показатель среднесуточного прироста превысил показатели контрольной группы в 1,29 раза (на 116 г). Значительное превышение среднесуточного прироста относительно контроля регистрировалось во второй опытной группе и составило в 1,39 раза (на 156 г). Максимальное значение среднесуточного прироста массы тела отмечено в четвертой группе, данные которой превысили контроль в 1,47 раза (на 187 г), соответственно.

Абсолютный прирост живой массы поросят второй, третьей и четвертой опытных групп к 60-му дню от начала исследования превысил данные первой контрольной группы в 1,39, в 1,29 и в 1,47 раза, соответственно.

В таблице 31 представлены результаты профилактической эффективности использования пробиотика «Споровит» и аскорбиновой кислоты.

Таблица 31 Профилактическая эффективность применения пробиотика «Споровит» и аскорбиновой кислоты

Показатель	Группа животных			
	1 (контрольная)	2	3	4
Количество животных, голов	15	15	15	15
Заболело, голов	11	7	8	4
Заболеваемость, %	73,3	46,7	53,3	26,7
Продолжительность болезни, сутки	6,2	3,2	4,1	2,8
Количество погибших, голов	3	1	2	0
Сохранность, %	80	93,3	86,7	100

В начальный период исследования у поросят опытных и контрольной групп наблюдали клинические признаки дисбактериоза - диарея, анемичность слизистых оболочек, отказ от корма и воды, слабость. Всего в опытных группах заболело, соответственно, семь, восемь и четыре поросенка, тогда как в контрольной группе – 11 животных. Следует отметить, что поросята второй и четвертой опытных групп, получавших пробиотик «Споровит» в комплексе с аскорбиновой кислотой, переболели легко, и клинические признаки заболевания исчезали на третий день.

## ЗАКЛЮЧЕНИЕ

В условиях интенсификации животноводства усиливается негативное влияние стресс-факторов различной природы, сопровождающееся значительной заболеваемостью животных иммунодефицитными состояниями, поэтому контроль за состоянием неспецифической резистентности организма имеет важное значение при разработке и осуществлении профилактических и лечебных мероприятий (Е.Малик, 2007).

Причиной иммунных дефицитов у молодняка чаще всего являются погрешности в кормовом рационе. Различают три возрастных иммунных дефицита у молодняка. Первый - в раннем постнатальном периоде, возникает как результат дефицита в молозиве иммуноглобулинов и лейкоцитов, нарушением режима выпойки молозива или усвоения защитных его факторов вследствие патологии в желудочно-кишечном тракте. Второй - диагностируется на 2-3-й неделе жизни и является следствием повышенного расходования коллоидальных защитных факторов и недостаточностью собственного иммунопоэза. Третий отмечается в период отъема при переводе, особенно резком, молодняка на растительный корм. В этом случае механизм его развития связан с кормовым стрессом, обуславливающим истощение механизмов защиты и нарушением образования Ig A. Иммунные дефициты у молодняка сопровождаются в основном нарушением гуморальных факторов (П.А. Красочко, 2008).

Основные изменения при иммунодефицитах отмечаются в крови. При дефиците клеточного иммунитета, как следствие стрессиро-

вания животных, отмечается не только снижение количества Т- лимфоцитов, но и низкая функциональная их активность. Недостаточность гуморального иммунитета сопровождается уменьшением количества В-лимфоцитов и иммуноглобулинов. Очень часто встречается приобретенный иммунодефицит вследствие большой потери иммуноглобулинов при поражении желудочно-кишечного тракта и почек. При этом уменьшение иммуноглобулинов в крови сопровождается увеличением его в кале и моче.

Дефицит системы фагоцитов сопровождается уменьшением количества нейтрофилов, эозинофилов, моноцитов или снижением их функциональных возможностей. Вследствие этого возникают инфекционные заболевания с поражением кожи, лимфатических узлов, легких и других органов.

Проблема иммунной недостаточности у молодняка сельскохозяйственных животных выходит на первое место, особенно при переводе хозяйств на промышленную основу и создания комплексов с большой концентрацией поголовья животных на малой территории. Это способствует тому, что у животных создается недостаточный иммунный фон и возможно снижение напряженности иммунитета. Болезни органов пищеварения у молодняка, как правило, протекают на фоне пониженной резистентности организма и стрессового состояния. Поэтому особую актуальность представляет разработка новых препаратов и схем профилактики стрессов у молодняка, способствующих повышению неспецифической резистентности организма (С.Н. Полозюк , 1997; С.С. Абрамов, 1990).

В связи с вышеизложенным, изучение иммунологических, гематологических, биохимических показателей крови, микробиоценоза кишечника поросят – отъемышей в условиях животноводства, а также разработка методов и средств профилактики послеотъемного стресса, является актуальным.

На основании проведенных нами исследований, была определена схема опыта, заключающаяся в изучении иммунологических, гематологических и биохимических показателей крови, микробиологи-

ческого состава кишечника, ростостимулирующей активности и профилактической эффективности использования пробиотика «Споровит», аскорбиновой кислоты и прополисного молочка при послеотъемном стрессе у поросят.

При анализе рациона поросят отъемного возраста было установлено, что рацион сбалансирован по всем питательным веществам, аминокислотам, макро- и микроэлементам. Отношение кальция к фосфору составило 0,8:1, что является предельно допустимой нормой.

На следующем этапе нашего исследования необходимо было изучить гематологические и биохимические показатели крови животных при послеотъемном стрессе и возможность их коррекции пробиотиком «Споровит» в комплексе с аскорбиновой кислотой и прополисным молочком.

Гематологические показатели поросят находились в пределах физиологической нормы. Это указывает на нормальное течение обменных процессов в организме животных опытных групп. У поросят 45-дневного отъема в опытных группах к концу периода исследования отмечена закономерная тенденция к увеличению содержания гемоглобина в крови животных и форменных элементов в крови. Так, уровень гемоглобина второй, четвертой и шестой групп оказался значительно выше фонового показателя к концу исследования в 1,3, в 1,32 и в 1,33 раза (на 24,6; 23,4 и 23,7 г/л); количество эритроцитов во второй, третьей и шестой опытных групп – в 1,29, в 1,28, в 1,33 и в 1,32 раза (на  $1,53$ ;  $1,53$  и  $1,67 \times 10^{12}$ /л); и лейкоцитов (вторая, четвертая, шестая и седьмая группы) - в 1,43, в 1,57, в 1,49 и в 1,5 раза (на  $3,3$ ;  $3,94$ ;  $3,53$  и  $3,57 \times 10^9$ /л), соответственно.

У поросят 60-дневного отъема тенденция увеличения количества гемоглобина и форменных элементов в крови ярко наблюдалась во второй и четвертой опытных группах. Уровень гемоглобина оказался выше фоновых значений на конец исследования - в 1,38 и 1,39 раза (26,8 и 27,8 г/л); количество эритроцитов и лейкоцитов, соответственно, в 1,15 и 1,26 раза ( $0,9$  и  $1,5 \times 10^{12}$ /л); в 1,6 и 1,55 раза ( $4$  и  $3,9 \times 10^9$ /л).

При анализе лейкограммы необходимо отметить возрастные изменения и созревание клеток белой крови. Уровень эозинофилов в крови поросят 45-дневного отъема первой контрольной группы находился в пределах от  $1,3 \pm 0,01$  до  $1,25 \pm 0,01$  %. В опытных группах фоновый показатель колебался в пределах от  $1,26 \pm 0,01$  до  $1,33 \pm 0,02$  %. По сравнению с фоновыми показателями яркие изменения в динамике содержания эозинофилов в крови поросят было достигнуто к концу опытного периода в шестой и восьмой опытных группах. Данный показатель был ниже фонового в 1,04 раза (на 0,05 %). Напротив, в третьей и пятой опытных группах уровень эозинофилов превышал фоновый к 60-му дню – в 1,01 и 1,02 раза (на 0,02 и 0,03 %).

Количество эозинофилов в крови животных 60-дневного отъема первой контрольной группы за весь период опыта составило от  $1,27 \pm 0,01$  до  $1,29 \pm 0,01$  %. Фоновый показатель содержания эозинофилов в крови животных опытных групп колебался в пределах от  $1,24 \pm 0,01$  до  $1,27 \pm 0,01$  %. На всех этапах исследования количество эозинофилов в крови поросят динамично повышалось.

Содержание моноцитов в крови поросят 45-дневного отъема первой контрольной группы на начало опыта составило  $3,44 \pm 0,04$ % и к концу исследования  $3,03 \pm 0,03$  %. Самые яркие изменения содержания моноцитов в крови животных наблюдали в пятой и шестой опытных группах. Данные показатели были ниже фоновых на 10-й, 30-й и 60-й дни – в 1,39 и 1,36 раза (на 1,03 и 0,95 %), в 1,4 и 1,27 раза (на 1,04 и 0,76 %) и в 1,19 и 1,18 раза (0,58 и 0,55 %), соответственно.

Содержание моноцитов в крови поросят 60-дневного отъема первой контрольной группы на начало опыта составило  $3,3 \pm 0,05$ % и к концу исследования  $3,0 \pm 0,03$  %. На 10-й, 30-й и 60-й дни исследования наблюдали закономерное уменьшение количества моноцитов в крови поросят опытных групп (вторая, третья и четвертая) по сравнению с фоновыми показателями – в 1,0, в 1,03 и в 1,06 раза (на 0,1; 0,1 и 0,2 %), в 1,07, в 1,06 и в 1,1 раза (на 0,2; 0,2 и 0,3 %) и в 1,08, в 1,1 и в 1,14 раза (на 0,25; 0,3 0,4 %), соответственно.

Изменения в крови содержания нейтрофилов обусловлены функциями этих клеток в организме - фагоцитарная и бактерицидная. Самый высокий уровень сегментоядерных нейтрофилов у поросят 45-дневного отъема регистрировался в третьей, четвертой и седьмой опытной группах, что превышало фоновый уровень в 1,9, в 2,04 и в 1,99 раза (7,9; 8,29 и 8,54%), а у поросят 60-дневного отъема яркие изменения относительно фона наблюдались во второй, третьей и четвертой опытных группах: на 10-й, 30-й и 60 дни, соответственно, в 1,21, в 1,1 и в 1,17 раза (на 1,7; 0,9 и 1,5 %), в 1,68, в 1,51 и в 1,68 раза (на 5,5; 4,3 и 1,68 %), в 2,03, в 1,85 и в 2,0 раза (на 8,3; 7,1 и 8,5 %).

Содержание палочкоядерных нейтрофилов в крови поросят 45-дневного отъема первой контрольной группы находилось на уровне  $9,71 \pm 0,06$  % -  $6,85 \pm 0,1$  %. Затем наблюдалось динамичное понижение данного показателя. Наиболее яркая динамика регистрировалась во второй, третьей, четвертой и шестой группах. Так, к концу опытного периода количество палочкоядерных нейтрофилов было ниже фонового значения во второй группе – в 1,44 раза (на 2,96 %), в третьей – 1,43 раза (на 2,94 %), в четвертой - в 1,45 раза (на 3,03 %) и в шестой - в 1,4 раза (на 2,59 %), соответственно.

Количество палочкоядерных нейтрофилов в крови поросят первой контрольной группы при отъеме в 60-дневном возрасте находилось на уровне от  $9,6 \pm 0,03$  % до  $6,7 \pm 0,2$  %. Наиболее яркие изменения были зарегистрированы к 60-му дню исследования. Так, по сравнению с фоновым уровнем, количество палочкоядерных нейтрофилов в крови поросят было ниже во второй группе – в 1,46 раза (на 3,03 %), в третьей группе – в 1,45 раза (на 2,95 %), в четвертой группе – в 1,45 раза (на 2,97 %).

Содержание достаточно большого количества лимфоцитов ( $63,9 \pm 0,5$  –  $69,8 \pm 0,81$ % и  $63 \pm 0,3$  –  $65 \pm 0,4$ %) у поросят связано с физическим перенапряжением и стрессовыми реакциями на отъем и формирование групп доращивания. При введении в рацион пробиотика, аскорбиновой кислоты и прополисного молочка, данный показатель снижался в пределах физиологической нормы.

По данным И. П. Кондрахина (1989), С. И. Лютинского с соавт., (1989), Г. И. Боряева (2000) белки крови выполняют разнообразные функции. Учитывая новые условия содержания и кормления в результате отъема от свиноматки следовало прогнозировать изменение интенсивности обменных процессов в организме поросят – отъемышей, что и было подтверждено полученными нами данными. Как показали наши исследования насыщенность крови общим белком у поросят-отъемышей опытных групп, получавших пробиотик «Споровит» в комплексе с аскорбиновой кислотой и прополисным молочком, была выше фоновых показателей к концу опытного периода. Максимальное содержание общего белка в сыворотке крови поросят 45-дневного отъема наблюдалось во второй, и четвертой опытных группах, что было выше показателей фона на 10-й, 30-й и 60-й дни опыта, соответственно, в 1,17 и 1,15 раза (на 9,6 и 7,9 г/л), в 1,21 и 1,3 раза (на 12,1 и 15,9 г/л), в 1,28 и 1,3 раза (на 16 и 17,3 г/л), и в сыворотке крови поросят 60-дневного отъема: во второй и четвертой группах количество общего белка в сыворотке крови превышало фоновые показатели на 10-й, 30-й и 60-й дни, соответственно, в 1,08 раза (на 4,3 и 4,2 г/л), в 1,15 и 1,17 раза (на 8,2 и 9 г/л), в 1,27 и 1,28 раза (на 14,5 и 15 г/л), соответственно.

Аналогичная тенденция наблюдалась и при изучении изменений белковых фракций. У поросят 45-дневного отъема отмечено повышение уровня альбуминов во второй, четвертой и шестой опытной группах. Так, данный показатель превышал фоновые значения в 1,22 и в 1,2 раза (на 5,62; 4,79 и 5,25 г/л), соответственно.

У поросят 60-дневного отъема отмечено повышение уровня альбуминов во второй и четвертой опытных группах - в 1,25 и 1,36 раза (на 6,5 и 3,9 г/л).

Уровень гамма-глобулинов поросят 45-дневного отъема был наиболее высоким во второй и шестой опытных группах и превышал по срокам опыта фоновые значения - в 1,69 и 1,59 раза (6,38 и 5,46 г/л). Уровень гамма-глобулинов поросят 60-дневного отъема был наиболее высоким во

второй и четвертой опытной группах и был выше фонового уровня к 60-дню исследования - в 1,27 и 1,31 раза (на 2,6 и 3 г/л).

Гуморальные факторы неспецифической резистентности представлены разнообразными белками и пептидами, содержащимися в крови и других жидкостях организма. Основным из них является бактерицидная активность сыворотки крови. Отмечено, что наибольшая бактерицидная активность сыворотки крови к концу опытного периода наблюдалась у поросят 45-дневного отъема во второй, пятой и седьмой опытной групп, что было выше фоновых значений в 1,19, в 1,14 и в 1,16 раза (на 8,6; 6,4 и 7,2 %). У поросят 60-дневного отъема во второй и четвертой опытных групп - в 1,22 и 1,2 раза (9,1 %).

Центральным звеном неспецифической защиты организма считается фагоцитарная активность макро- и микрофагов. Минимальная активность нейтрофилов нами отмечена у животных первой контрольной группы -  $34,3 \pm 0,5$  -  $35,8 \pm 0,05$  % при фагоцитарном числе 4,02 - 4,15 и индексе фагоцитоза 1,31-1,36 (45-дневный отъем) и  $30,3 \pm 0,21$  -  $31,29 \pm 0,08$  %, при фагоцитарном числе 3,59 - 4,66 и индексе фагоцитоза 1,56 - 1,83 (60-дневный отъем). Фагоцитарная активность была хорошо выражена у поросят, получавших пробиотик «Споровит» в комплексе с аскорбиновой кислотой и прополисным молочком. Данный показатель был выше фоновых значений к концу опытного периода во второй, четвертой и пятой опытных группах - в 1,54 (на 18,08 %), в 1,44 (на 14,6 %) и 1,43 раза (на 14,27 %) (45-дневный отъем) и в 1,21 и 1,4 раза (на 7,05 и 13,5 %) (60-дневный отъем). Полученные нами данные позволяют утверждать, что отъемный стресс существенно влияет на фагоцитарную активность нейтрофилов крови.

Как показали наши исследования при 45-дневном отъеме поросят количество Т-лимфоцитов в крови на начало опыта находилось на уровне  $47,8 \pm 0,04$  –  $51,4 \pm 0,02$  %, Т-хелперов -  $14,6 \pm 0,3$  –  $14,77 \pm 0,2$ %, Т-супрессоров –  $13,8 \pm 0,2$  –  $14,66 \pm 0,12$ %, В – лимфоцитов –  $3,3 \pm 0,01$  –  $3,64 \pm 0,03$ %, а при 60-дневном отъеме количество Т-лимфоцитов в крови поросят-отъемышей находилось на уровне  $50,6 \pm 0,06$  –  $63,8 \pm 0,05$  %, Т-хелперов –  $13,64 \pm 0,1$  –  $15,47 \pm 0,19$ %, Т-супрессоров –  $14,33 \pm 0,17$  –

14,93±0,18 %, В – лимфоцитов – 3,16±0,02 – 3,6±0,04%, соответственно. Полученные данные свидетельствуют о развитии иммунодефицитного состояния в организме поросят, так как количество лимфоцитов находится на нижней границе физиологической нормы. Применение в рационах пробиотика «Споровит» и в комплексе с аскорбиновой кислотой и прополисным молочком стимулировало антигензависимую дифференцировку лимфоцитов. Так, к концу опытного периода количество Т- лимфоцитов у поросят второй и третьей опытных групп 45-дневного отъема было выше фона в 1,38 и 1,36 раза (19,3 и 17,7 %), а у животных 60-дневного отъема – в 1,28 и 1,6 раза (на 1,61 и 3,14 %). Содержание В-лимфоцитов у животных второй и четвертой опытных групп (45-дневный отъем) превышало фоновый уровень в 1,87 (на 2,9 %) и 1,75 раза (на 2,48 %) и у животных 60-дневного отъема – в 2,36 и 2,32 (на 4,32 и 4,3 %), соответственно. Данный уровень содержания лимфоцитов соответствовал физиологическим нормам.

Известно, что иммунологический статус животного и устойчивость к заболеваниям определяется также уровнем иммуноглобулинов в крови, которые они получают с молозивом матери (Г. И. Боряев, 2000). Наблюдения показали, что применение пробиотика «Споровит», аскорбиновой кислоты и прополисного молочка существенно изменяет насыщение крови иммуноглобулинами. Содержание иммуноглобулинов А в крови поросят 45-дневного отъема второй и третьей опытных групп было выше фоновых значений на 10-й день опыта – в 1,42 и 1,8 раза (на 0,28 и 0,53 мг/мл), на 30-й день – в 2,27 и 2,3 раза (на 0,84 и 0,87 мг/мл), на 60-й день – в 2,8 и 2,5 раза (на 1,24 и 1,01 мг/мл).

Содержание иммуноглобулинов А в крови поросят 60-дневного отъема второй и четвертой опытных групп было выше фоновых значений на 10-й день опыта – в 1,5 и 1,33 раза (на 0,28 и 0,19 мг/мл), на 30-й день – в 1,75 и 1,57 раза (на 0,4 и 0,33 мг/мл), на 60-й день – в 2,24 раза (на 0,66 и 0,71 мг/мл).

Наиболее высокого содержания иммуноглобулины М достигли в крови поросят-отъемышей (45-дневный отъем) третьей и четвертой групп. Так, во все сроки опыта (10-й, 30-й, 60 день) их уровень превы-

шал показатели фона, соответственно, в 1,13 и 1,3 раза (на 0,21 и 0,49 мг/мл), в 1,69 и 1,64 раза (на 1,13 и 1,04 мг/мл), в 1,77 и 1,76 раза (на 1,26 и 1,23 мг/мл).

У поросят 60-дневного отъемного возраста максимальное содержание иммуноглобулинов М за весь период опыта наблюдалось во второй и четвертой опытных группах. Так, на 10-й, 30-й и 60-й дни опыта их содержание по сравнению с фоном было выше, соответственно, в 1,28 и 1,89 раза (на 0,5 и 1,1 мг/мл), в 1,58 и 1,95 раза (на 1,01 и 1,18 мг/мл), в 1,77 и 2,54 раза (на 1,34 и 1,9 мг/мл).

Иммуноглобулины G в крови поросят-отъемышей (45-дневный отъем) второй и третьей групп на 10-й день превысили фоновый уровень в 1,48 и 1,3 раза (на 2,15 и 1,35 мг/мл), на 30-й день – в 1,79 и 1,51 раза (на 3,5 и 2,27 мг/мл), на 60-й день – в 1,87 и 1,79 раза (на 3,82 и 3,5 мг/мл).

В крови поросят-отъемышей 60-дневного отъема максимальный уровень иммуноглобулинов G регистрировался в третьей и четвертой опытных группах и превысил показатели фона к 10-му дню исследований в 1,28 и 1,37 раза (на 1,59 и 2,07 мг/мл), к 30-му дню – в 1,94 и 2,32 раза (на 5,28 и 4,22 мг/мл), к 60-му дню – в 2,81 и 2,85 раза (на 9,9 и 9,85 мг/мл).

При исследовании микробиоценоза кишечника поросят – отъемышей контрольной и опытных групп были установлены дисбиотические нарушения, которые можно охарактеризовать, как дисбактериоз. Так, титр лактобактерий был снижен (6,22 – 6,81 lg КОЕ/г), количество кишечной палочки повышено (8,95 – 9,5 lg КОЕ/г и 6,19 – 6,34 lg КОЕ/г), кроме того, из фекалий высевалась гемолитическая кишечная палочка. Современные представления о дисбактериозах кишечника предполагают последовательное развитие двух процессов – снижение численности грамположительной кишечной флоры и увеличение численности условно-патогенных грамотрицательных микроорганизмов. При этом в составе популяций нормальных и условно-патогенных микроорганизмов накапливаются варианты с измененными экологическими характеристиками. У представителей нормальной микрофлоры снижается антагонистическая, адгезивная и биохи-

мическая активность, а у грамотрицательных бактерий усиливаются вирулентные свойства. Нарушения анатомических, физиологических и иммунологических механизмов защиты организма создают условия для развития инфекционного процесса, вызванного его собственной в обычных условиях непатогенной микрофлорой или сапрофитными микроорганизмами из окружающей среды (Н. Малик, 2000). Установлено, что при использовании пробиотика «Споровит» и в комплексе с аскорбиновой кислотой и прополисным молочком с 10-го дня опыта наблюдается достоверное повышение уровня лакто- и бифидофлоры. Так, количество лактобактерий и бифидобактерий у поросят 45-дневного отъема к концу опытного периода во второй, третьей, четвертой, пятой и седьмой опытных группах было выше фоновых значений в 1,77, в 1,3, в 1,37, в 1,23 и в 1,72 раза и в 1,3, в 1,3, в 1,37, в 1,23 и в 1,23 раза, тогда как в шестой и восьмой группе, соответственно, в 1,26 и 1,2 раза; в 1,26 и 1,21 раза.

Количество лактобактерий и бифидобактерий у поросят 60-дневного отъемного возраста к концу опытного периода во второй и четвертой опытных группах было выше фоновых значений в 1,77 и 1,91 раза; в 1,3 и 1,37 раза, тогда как в контрольной и третьей группе, соответственно, в 1,09 и 1,6 раза и в 1,15 и 1,3 раза.

Достоверное увеличение популяционного уровня представителей нормальной микрофлоры у поросят опытных групп можно расценить как положительный фактор влияния пробиотика «Споровит» и в комплексе с аскорбиновой кислотой и прополисным молочком.

Во всех опытных группах поросят, получавших пробиотик «Споровит» и «Споровит» в комплексе с аскорбиновой кислотой и прополисным молочком наблюдалось динамичное снижение условно-патогенной микрофлоры. Так, у поросят 45-дневного отъема второй и седьмой опытных групп на 60-й день исследования количество золотистого стафилококка было ниже значений фона в 1,46 и 1,4 раза (0,98 и 0,9 lg КОЕ/г). У поросят 60-дневного отъема на 60-й день исследований количество золотистого стафилококка было ниже значений фона во второй и четвертой опытных группах - в 1,97 и 1,87 раза (на 2,26 и 2,02 lg КОЕ/г).

Количество энтерококков в кишечнике поросят (45-дневный отъем) максимально понизилось относительно фонового уровня во второй и третьей опытных группах, соответственно, в 1,3 и 1,32 раза (0,87 и 0,95 lg КОЕ/г). Количество энтерококков в кишечнике поросят (60-дневный отъем) понизилось относительно фонового уровня во второй, третьей и четвертой опытных группах, соответственно, в 1,41, в 1,24 и в 1,29 раза (на 1,08; 0,76 и 0,84 lg КОЕ/г).

Содержание клостридий в кишечнике поросят значительно уменьшилось (45-дневный отъем) во второй и третьей опытных группах. К концу исследований их уровень был ниже фоновых значений в 1,41 и 1,32 раза (на 1,02 и 0,89 lg КОЕ/г). Количество клостридий в кишечнике поросят 60-дневного отъема уменьшилось к концу исследований относительно фона во второй и четвертой опытных группах в 1,98 и 2,17 раза (на 2,34 и 2,63 lg КОЕ/г).

Аналогичная динамика характерна и для гемолитической кишечной палочки. К 60-му дню исследований она не выделялась у поросят (45 и 60-дневного отъема), получавших пробиотик «Споровит» в комплексе с аскорбиновой кислотой и прополисным молочком.

В последние годы многие ученые подчеркивают этиологическое значение дрожжевых грибов рода *Candida* в развитии дисбактериозной диареи. Микроскопические грибы и дрожжи относятся к оппортунистическим микроорганизмам. Обычно они слабо вирулентны и широко распространены в окружающей среде. Пробиотик «Споровит», аскорбиновая кислота и прополисное молочко значительно сдерживают развитие дрожжеподобной флоры в кишечнике поросят. Так, к концу исследований у поросят (45-дневного отъема) третьей и четвертой опытных групп количество дрожжевой флоры было ниже фоновых значений в 1,82 и 1,79 раза (на 1,45 и 1,51 lg КОЕ/г), а у поросят 60-дневного отъема количество дрожжеподобных грибов было снижено относительно фоновых значений во второй, третьей и четвертой группах в 2,49 и 2,52 раза (на 2,33 и 2,35 lg КОЕ/г).

Снижение количества условно-патогенной микрофлоры в кишечнике поросят, получавших пробиотик «Споровит» в комплексе с

аскорбиновой кислотой и прополисным молочком можно объяснить свойством лактобактерий синтезировать антибиотики и антибиотикоподобные вещества, действующие бактериостатически (Г.И. Гончарова с соавт., 1989). Данная динамика в количестве микрофлоры желудочно-кишечного тракта говорит о положительном влиянии пробиотика на повышение колонизационной резистентности слизистой оболочки кишечника поросят отъемного возраста.

Вследствие повышения естественной резистентности и иммунологической реактивности, а также коррекции послеотъемного стресса пробиотиком, аскорбиновой кислотой и прополисным молочком снизилась заболеваемость поросят желудочно-кишечными болезнями. Так, в период наблюдений у поросят 45-дневного отъема контрольной группы зарегистрировано нарушение функции желудочно-кишечного тракта (70% от общего поголовья). Во второй, третьей, четвертой, пятой, шестой, седьмой и восьмой опытной группах число заболевших поросят с клиникой дисбактериоза было равно три, три, три, четыре, пять, четыре и четыре поросенка. Падеж поросят в контрольной составил – два поросенка и в третьей, четвертой, пятой, шестой и восьмой опытных группах по одному животному.

Таким образом, сохранность поросят к концу опытного периода по контрольной и опытной группам составила 90 и 100%.

Важно отметить разницу среднесуточного прироста массы тела поросят контрольной и опытных групп. Масса тела поросят в начале опыта (45 дней) по контрольной и опытной группам равнялась  $6,17 \pm 0,09$  -  $7,05 \pm 0,09$  и 60-дневном возрасте  $6,73 \pm 0,08$  –  $7,7 \pm 0,09$ . Среднесуточный прирост массы тела в период с 45 по 105-й и с 60 по 120-й дни жизни составил по контрольной группе 214,3 и 397 г, а абсолютный прирост – 12,8 и 23,8 кг.

У поросят 60-дневного отъема контрольной группы зарегистрировано нарушение функции желудочно-кишечного тракта (73,3% от поголовья). Во второй, третьей и четвертой опытной группах число заболевших поросят с клиникой дисбактериоза было равно семь,

всемь и четыре головы. Падеж поросят в контрольной составил – три головы, во второй один и в третьей – два.

Сохранность поголовья к концу опытного периода по контрольной и опытной группам составила 80 - 100%.

Следовательно, комплекс - пробиотик, аскорбиновая кислота и прополисное молочко обладают выраженным ростостимулирующим действием и профилактируют расстройства функции желудочно-кишечного тракта поросят при послеотъемном стрессе.

В результате проведенных исследований установлено, что использование пробиотика «Споровит», аскорбиновой кислоты и прополисного молочка позитивно влияет на эритро- и лейкопоз, повышает насыщенность эритроцитов гемоглобином, что имеет важное значение в профилактике анемических процессов в послеотъемный период. Вышеназванный комплекс не только способствует повышению общего количества лейкоцитов, но стабилизирует их популяционный состав, (в частности количество нейтрофилов), а также сокращает срок созревания юных форм лимфоцитов. Результаты опытов показали, что введение поросят в основной рацион пробиотика и аскорбиновой кислоты способствует повышению у них обмена веществ, в том числе, нормализует белковый, минеральный обмен, что благоприятно отражается на факторах естественной резистентности поросят в послеотъемный период. Пробиотик, аскорбиновая кислота и прополисное молочко стимулируют Т-, В-клеточное и фагоцитарное звено иммунитета, повышая их количественное содержание и функциональную активность.

Применение пробиотика «Споровит» в комплексе с аскорбиновой кислотой и прополисным молочком оказывает пробиотическое действие за счет нормализации экосистемы желудочно-кишечного тракта, в результате стимулирования размножения собственных лакто- и бифидумбактерий и угнетения условно-патогенной и патогенной микрофлоры.

## БИБЛИОГРАФИЧЕСКИЙ СПИСОК

1. Абрамов, С.С. Профилактика незаразных болезней молодняка / С.С. Абрамов, И.Г. Арестов, И.М. Карпуть.- М., 1990. - С.24-56.
2. Авылов, Ч. К. Влияние стресс-факторов на резистентность организма свиней / Ч. Авылов // Ветеринария сельскохозяйственных животных. – 2006. - № 6. – С. 46-47.
3. Алимов, А. М. Желудочно-кишечные болезни поросят и их профилактика / А. М. Алимов // Ветеринария сельскохозяйственных животных. – 2008. - №3. - С. 25.
4. Андреева, А.В. Иммунный статус при эндометритах коров и методы его коррекции / А.В.Андреева, Р.Т. Маннапова. – Москва-Уфа, 2003. - 323 с.
5. Антипов, В.А. Эффективность и перспективы применения пробиотиков / В. А. Антипов, В. М. Субботин // Ветеринария. - 1990. - С. 55-57.
6. Антипов, В.А. Использование пробиотиков в животноводстве и их применение в ветеринарии / В. А. Антипов // Сельское хозяйство за рубежом. - 1991. - № 2. - С. 43 - 47.
7. Ахмедзянов, Ф.Б. Микрофлора желудочно-кишечного тракта свиней в норме и при некоторых заболеваниях: дис. ... к.в.н. / Ф. Б. Ахмедзянов – Казань. -1996. - 17 с.

8. Ашмарин, Н.П. Статистические методы в микробиологических исследованиях / Н. П. Ашмарин, А. А. Воробьев. - Л.: Мед. лит.- 1999. - 182 с.

9. Бакшеев, А.Ф. Физиологическое обоснование применения иммуномодуляторов в свиноводстве / А. Ф. Бакшеев // Проблемы реализации продовольственной программы сибирского региона в новых условиях хозяйствования: Тез. докл. науч. конф. НСХИ.- Новосибирск, 1989. - С. 55.

10. Бакшеев, А.Ф. Современные проблемы иммунологии свиней / А. Ф. Бакшеев // Проблемы науки и производства в условиях аграрной реформы: Тез. докл. междунар. конф. - Новосибирск, 1993. - С. 64-65.

11. Бакшеев, А.Ф. Функциональное становление иммунной системы у свиней / А. Ф. Бакшеев // Проблемы науки и производства в условиях аграрной реформы: Материалы науч.-практ. конф. - Новосибирск, 1994. - С. 70-74.

12. Бакшеев, А.Ф. Влияние иммунокорректирующих средств на состояние клеточного и гуморального иммунитета у поросят в послеродовой период / А. Ф. Бакшеев, Н. В. Ефанов // Совершенствование методов кормления и содержания с.-х. животных: Сб. науч. тр. / Новосиб. гос. аграр. ун-т. - Новосибирск, 1995. - С. 4-13.

13. Бакшеев, А.Ф. Особенности иммунологической реактивности свиней с различной стрессочувствительностью на фоне применения иммуномодуляторов / А. Ф. Бакшеев, Н. В. Ефанов // Совершенствование методов кормления и содержания с.-х. животных: Сб. науч. тр. / Новосиб. гос. аграр. ун-т. - Новосибирск, 1995. - С. 14-17.

14. Бакшеев, А.Ф. Иммунология свиньи / А.Ф. Бакшеев. - Новосибирск, 2003. - 143 с.

15. Бала, С.С. Пробиотики и антибиотикорезистентность микроорганизмов / С.С. Бала // Актуальные вопросы морфологии и хирургии 21 века: материалы международной научной конференции, т. II Хирургия. – Оренбург - 2001. - С. 11-13.

16. Бала, С. С. Влияние некоторых факторов на рост и спорообразование штамма *B. subtilis* 534. / С.С. Бала // Вестник ветеринарии. – Оренбург: Издат. центр ОГАУ - 2002. - №5. – С. 27-29.
17. Барсков, А.А. Антимикробное действие фракций, выделенных из прополиса / А.А. Барсков // Фитонциды. Бактериальные болезни растений. - Киев-Львов. - 1990. - С. 38-39.
18. Барсков, А.А. Применение лекарственных форм прополиса при акушерско-гинекологических болезнях у коров / А.А. Барсков, М.Г. Миролюбов // Апитерапия. Биология и технология продуктов пчеловодства. - Днепропетровск. - 1988. - Ч. 1.- С. 118-123.
19. Белов, А.И. Пробиотики в сельском хозяйстве / А. Белов // АгроПресс. - 2008. - № 5 – С. 36-38.
20. Блохина, И. Н. Дисбактериозы / И. Н. Блохина, В. Г. Дорофейчук. - М., 1989. - 175 с.
21. Бовкун, Г.Ф. Нормобиоценоз и дисбактериоз молодняка / Г.Ф. Бовкун, Е.П. Ващекин, Н.И. Малик // Ветеринария сельскохозяйственных животных. - 2008. - № 3 – С. 12-15.
22. Боргуль, С. А. Альтернативное свиноводство / С. А. Боргуль // АгроПресс. – 2008. - №5. – С. 52-54.
23. Борисенко, Е.А. Иммунологический статус молодняка скороспелой мясной породы свиней новосибирской селекции / Борисенко Е.А., Жучаев К.В., Магер С.Н. // Зоотехния: Труды НГАУ.- 2003.- Т.183. - Вып.1. - С.7-11.
24. Брент, Дж. Ранний отъем поросят/ Дж. Брент, Ф. Ховелл, Р. Риджен. – М.: Колос, 1990. - 152с.
25. Бригадиров, Ю. Пути профилактики желудочно-кишечных болезней поросят в период их отъема: Рекомендуемые вет. препараты при лечении и для профилактики желудочно-кишечных болезней поросят / Ю. Бригадиров // Свиноводство. – 2005. - № 6. – С. 21-22.
26. Брылин, А. П. Программа повышения сохранности новорожденных поросят / А. П. Брылин, А. В. Бойко, М. Н. Волкова // Ветеринария сельскохозяйственных животных. – 2007. - № 2 – С. 60-62.

27. Бузлама, В.С. Стресс в промышленном свиноводстве / В.С. Бузлама // Сельское хозяйство за рубежом.- 1976. - № 8. - С. 47-50.
28. Буряков, Н. П. Био Мос в кормлении поросят-отъемышей, отстающих в росте / Н. П. Буряков, М. А. Бурякова, Е. Ю. Романова // Ветеринарный вестник. – 2008. - № 9 – С. 4.
29. Вернер, А.А. Эффективность применения пробиотиков в кормлении свиноматок / А. Вернер // Главный зоотехник. – 2008. - № 9 – С. 45-49.
30. Войткевич, А.Ф. Применение ацидофильных культур в животноводстве / А.Ф. Войткевич // Доклады ВАСХНИЛ. - 1990. - в.3. - 14 с.
31. Воронин, Е. С. Иммунология / Е. С. Воронин. - М.: Колос, 2002. – 405 с.
32. Гаврилов, Ю.А. Коррекция обменных процессов у свиней / Ю.А. Гаврилов, Н.Ю. Диких // сб. науч. трудов, посвящ. 70-летию ДальЗНИВИ. - Благовещенск, 2005. – С. 105-108.
33. Ганина, В.И. Действие пробиотических продуктов на возбудителей кишечных инфекций / В. И. Ганина // Молочная промышленность. - № 11. - 2001. - С. 47-50.
34. Гегамян, Н.Н. Состояние отрасли свиноводства в Российской Федерации в 2004 – 2005 гг. / Н. Гегамян, Н. Пономарёв // Свиноводство. – 2007. - № 2. – С. 10 -13.
35. Голиков, А.Н. Адаптация сельскохозяйственных животных / А. Н. Голиков. - М.: Агропромиздат, 1998. - 216с.
36. Гончарова, Г.И. К методике культивирования *Bacterium bifidum* / Г. И. Гончарова // Лабораторное дело. - 1990. - №2 - С. 10.
37. Горизонтов, П. Д. Гомеостаз, его механизмы и значение / П. Д. Горизонтов. - М.: Медицина, 1999. – 570с.
38. Горизонтов, П.Д. Стресс и система крови / П.Д. Горизонтов, О.И. Белоусова. - М.: Медицина, 1983. – 451 с.
39. Городецкий, А.А. Витаминное питание свиней / А. А. Городецкий. – М.: Колос, 1989. – 77с.

40. Горская, Е.М. Механизмы развития микрoэкологическxх нарушений в кишечнике и новые подходы к их коррекции: Дис ... д-ра мед наук. М., 1994 – С. 53.
41. Горский, А. И. Изучение формирования иммунитета у свиней в онтогенезе при применении биологически активных веществ: автореф. дис. ...к. в. н. / А. И. Горский. - Новосибирск, 2001. - 28 с.
42. Григорьева, П. И. Пробиотики - корректоры микробиоценозов крупного рогатого скота / П. И. Григорьева, А. А. Арбузова // Практик. – 2000. - № 11-12. - С. 62-65.
43. Гудков, А.Д. Использование бифидобактерий в животноводстве / А. Д. Гудков // Сб. научн. тр. МНИИЭМ им. Г.М. Габричевского. - 1986.-С. 10-17.
44. Гуськов, А. Н. Влияние стресс-фактора на состояние сельскохозяйственных животных / А. Н. Гуськов. - М.: Агропромиздат, 1994. - С.38 – 41.
45. Данилевская, Н. В. Фармакологические аспекты применения пробиотиков / Н. В. Данилевская // Ветеринария. – 2005. - № 11 – С. 6.
46. Дедкова, А. Повышение жизнеспособности и продуктивности поросят при использовании отваров из лекарственных растений / А. Дедкова, С. Химичева // Свиноводство, - 2006. - №5. - С.25-26.
47. Дементьева, Т. Н. Определение устойчивости свиней к стрессу / Т. Н. Дементьева // Свиноводство. – 1996. - № 4 – С. 21.
48. Джавадов, А. Аскорбиновая кислота в рационах свиноматок / А. Джавадов, В. Мещерякова // Животноводство России. – 2007. - № 6. – С. 56.
49. Донченко, А. С. Применение биологически активных веществ в качестве иммуномодуляторов в ветеринарии и медицине / А. С. Донченко, Ю. С. Аликин., Д. И. Найманов. – Новосибирск, 1989. - С. 8-29.
50. Егоров, Н. С. Основы учения об антибиотиках / Н. С. Егоров. – М.: Высшая школа, 1989. - 341 с.
51. Жанадилов, А. Повышение откормочной и мясной продуктивности свиней на основе реципрокного скрещивания / А. Жанадилов // Свиноводство. – 2005. - № 5. – С. 6.

52. Жданов, П. И. Биологический и эпизоотологический аспекты производства и применения нового пробиотика из бактерий рода *Bacillus subtilis* в свиноводстве: дисс. ... к.в.н. / П. И. Жданов. - Оренбург, 1997. - 330 с.

53. Жучаев, К. В. Связь энергии роста поросят с характером иммунного ответа на сальмонеллы / Жучаев К.В., Гудилин И.И. // Организация направленного выращивания молодняка свиней: сб.науч.тр. / ОС-ХИ. - Одесса, 1989. - С.51-54.

54. Жучаев, К. В. Генетическая характеристика иммунореактивности и естественной резистентности сельскохозяйственных животных / К. В. Жучаев // Сельскохозяйственная биология. - 1992. - №6. - С.36-47.

55. Жучаев, К.В. Генетические аспекты жизнеспособности поросят в пренатальный и ранний постнатальный периоды / Жучаев К.В., С. П. Князев, А. Р. Ерке // Доклады РАСХН. - 1993. - №1. - С.93-96.

56. Жучаев, К.В. Взаимосвязь между иммунореактивностью свиней и их жизнеспособностью в ранний постнатальный период / К. В. Жучаев, С. П. Князев, В. В. Гарт // С.-х. биология. - 1994. - №4. - С.93-96.

57. Завьянцев, В. Е. Чувствительность к антибиотикам штаммов *E. coli*, выделенных от больных колибактериозом поросят / В. Е. Завьянцева // Ветеринария. – 1988. - №4. - С. 54 – 55.

58. Зинченко, Е. В. Иммунопробиотические препараты для профилактики и лечения сельскохозяйственных животных: автореф. дисс. ... д.б.н. / Е. В. Зинченко. - Москва, 2001. - 46 с.

59. Зинченко, Е. В. Практические аспекты применения пробиотиков / Е. В. Зинченко, А. Н. Панин // Ветеринарный консультант. - 2003. - №3. - С. 12-14.

60. Зорикова, А.А. Специальные ферментные добавки в стартерных комбикормах для поросят / А. А. Зорикова / Материалы III международного симпозиума. СПб, 2005. - С. 132-134.

61. Иванов, Д. П. Профилактика болезней свиней на комплексах / Д.П. Иванов, В.И. Геведзе, Н. М. Андросик. - Минск: Ураджай, 1982. - С. 23.
62. Ильченко, А.А. Эрозивно-язвенные поражения органов пищеварительного тракта / А.А. Ильченко. - М., 1982.- С. 26-27.
63. Йегер, Л. М. Клиническая иммунология и аллергология / Л.М. Йегер. - М.: Медицина, 1990. - Т.3. - С. 193-197, 485.
64. Кареева, Э. П. Этиологическая структура и профилактика желудочно-кишечных болезней поросят / Э. П. Кареева, А. И. Клименко Современные проблемы интенсификации производства свинины / Ульян. гос. с.-х. акад., 2007; т.3. - С. 322.
65. Карелин, А. И. Гигиена содержания поросят-отъемышей / А. И. Карелин // Гигиена промышленного свиноводства. - М., 1979. - С. 67-100.
66. Карпуть, И. М. Аутоиммунная диспепсия новорожденных животных / И.М. Карпуть, Л.М. Пивовар // Ветеринарная наука - производству. - Минск: Ураджай, 1984. - С. 22.
67. Кивалкина, В.П. Лекарственные формы прополиса / В.П. Кивалкина, А.А. Барсков // Пчеловодство. - 1991. - № 11. - С. 36-37.
68. Кирсанов, А.Ф. Эффективность использования БАД «Этиран» при выращивании ремонтных свинок / А.Ф. Кирсанов, Н.Ф. Буянкин, А.А. Вельмякина // Материалы научно-практической конференции. Том.2. - Ульяновск. - 2005. - С.136-142.
69. Клоуз, В. Этот трудный послеотъемный период. Кормление и содержание поросят-отъемышей / В. Клоуз // Животноводство России. - 2007. - № 9. - С. 31-33.
70. Князев, С. П. Внутрипопуляционная дифференциация по специфической устойчивости свиней к заболеваниям / С. П. Князев, К. В. Жучаев, В. В. Гарт // Доклады РАСХН. - 1993. - №4. - С.51-53.
71. Князев, С.П. Популяционно-генетические особенности иммунореактивности и стрессоустойчивости свиней / С. П. Князев, К. В. Жучаев, В. В. Гарт // Генетика.- 1995. - Т.31. -№ 3. - С.400-404.

72. Ковалев, В.К. Антибиотики, сульфаниламиды и нитрофураны в ветеринарии: Справочник / В.К. Ковалев, И.Б. Волков, Б.В. Виолин и др. - М.: Агропромиздат, 1998. - 233 с.
73. Ковальчикова, М. Адаптация и стресс при содержании и разведении сельскохозяйственных животных / М. Ковальчикова. - М: Колос, 1986. - 270с.
74. Ковальчук, Н.М. Желудочно-кишечные болезни новорожденных поросят в современных условиях: рекомендации / Н. М. Ковальчук, А. А. Лёзова / Краснояр. гос. аграр. ун-т. – Красноярск, 2006. - 35 с.
75. Козловский, В.Г. Технология промышленного свиноводства / В.Г. Козловский. – Москва: Россельхозиздат, 1984. – 334 с.
76. Козьменко, В.П. Адаптация поросят-отъемышей / В. Козьменко, Е. Павличенко, Н. Наливайская // Животноводство России. – 2007. - № 6. – С. 27.
77. Колмацкий, В. Н. Этология свиней / В. Н. Колмацкий. – М: Лань, 2005. -365 с.
78. Коломыцев, А. А. Роль стрессов и профилактика инфекционной колиэнтеротоксемии поросят / А. А. Коломыцев, Ю. Ф. Калантаенко, А. Ф. Середя // Проблемы и перспективы развития инновационной деятельности в агропромышленном производстве. – Уфа, 2007. – С. 129-131.
79. Кондрахин, И. П. Методы ветеринарной клинической лабораторной диагностики / И. П. Кондрахин. - М.: Колос, 2004. - 520 с.
80. Корнева, Г.В. Влияние синдрома стресса на заболеваемость и падеж поросят на свинокомплексе «Ворожино» / Г.В. Корнева // Ветеринария сельскохозяйственных животных. - 2006. - №5. - С.53-54.
81. Корочкин, И.М. Лечение хронических гастродуоденальных язв местными аппликациями прополиса / И.М. Корочкин, М.В. Пословский // Советская медицина. - 1986. - № 10. - С. 105-107.
82. Кравчук А.П. Прополис / А.П. Кравчук. - Киев: Здоровье, 1982. - С. 49-82.
83. Крапивина, Е.В. Влияние биологически активных препаратов на резистентность поросят /Е.В. Крапивина //Ветеринария. - 2001.

- №6. - С. 38-43.

84. Красочко, П.А. Иммунокоррекция в практической ветеринарной медицине / П.А. Красочко. - Минск: Техноперспектива, 2008. – 507 с.

85. Крашенинникова, В. М. Комплексная схема терапии поросят отъемышей при гастроэнтерите / Б.М. Анохин, В.М. Крашенинникова // Тез. докл. конф. Ветеринарные проблемы промышленного свиноводства. – Киев, 1983. – С.75-77.

86. Крашенинникова, В.М. Клиническая и патологическая характеристика острого катарального гастроэнтерита у поросят-отъемышей / В.М. Крашенинникова, В.А. Черванев // Рукопись деп. В ВНИТЭ ИСХ, № 155-84 деп. – Воронеж, 1988. – 44 с.

87. Крашенинникова, В.М. Влияние лечебных средств на секрецию желудка поросят при гастроэнтерите / Б.М. Анохин, В.М. Крашенинникова // Ветеринария. - 1983. - № 12. – С.37-38.

88. Кузнецов, А.Ф. Поросята и стресс: как решать проблему / А.Ф. Кузнецов // Животноводство России. – 2005. - № 2. – С. 27.

89. Кузнецов, А. Ф. Решение проблемы стресса у поросят / А. Кузнецов // Ветеринария сельскохозяйственных животных. - 2008. - № 10. - С. 20-21.

90. Кузнецов, А. Ф. Естественная резистентность поросят-сосунов при добавлении в рацион супоросным свиноматкам природного минерала / А.Ф. Кузнецов // Физические и биохимические основы повышения продуктивности с.-х. животных и пушных зверей: Сб. науч. тр. - СПб., 1993. - С. 80-82.

91. Лазарева, Д.М., Алехин Е.К. Стимуляторы иммунитета / Д. М. Лазарева, Е. К. Елехин. - М., 1995. - 225 с.

92. Лезова, А.А. Становления микробиоценоза желудочно-кишечного тракта поросят раннего постнатального периода на фоне применения энтеросорбента – сахаптина. / А. А. Лезова // Вест. КрасГАУ, Красноярск, 2006. - №12. - С. 188-191.

93. Мазгаров, И.Р. Физиологические и продуктивные особенности свиноматок сrazной стрессовой чувствительностью в связи с их возрастом / И.Р.Мазгаров. - Троицк, 2007. - 186 с.

94. Мазгаров, И.Р. Стресс: механизм развития, влияние его на физиологическое состояние и продуктивность животных, пути и способы предупреждения / И.Р. Мазгаров. - Троицк, 2005. - 80 с.

95. Максимов, Г. Воспроизводительные качества стрессустойчивых и стрессчувствительных хряков и маток / Г. Максимов, А. Максимов // Свиноводство. – 2007. - № 2. - С. 27-31.

96. Максимюк, Н. Н. Физиология кормления животных: теории питания, приём корма, особенности пищеварения / Н.Н. Максимюк, В.Г. Скопичев. - СПб: Лань, 2004. - 256 с.

97. Максимюк, Н.Н. Особенности состояния обмена веществ в организме поросят / Н. Н. Максимюк, Ю. В. Марьяновская, С. В. Смирнова // Ученые записки Института сельского хозяйства и природных ресурсов НовГУ. – 2007. - Т. 15. - вып. 2. - С. 7-9.

98. Малик, Н.Е. Пробиотики в профилактике желудочно-кишечных болезней свиней / Е. Малик // Главный зоотехник. - 2007. - № 11. - С. 49-51.

99. Маннапова, Р. Т. Биологически активные продукты пчеловодства и иммунитет / Р. Т. Маннапова, А. Н. Панин. - М., 1999. - 243 с.

100. Маннапова, Р. Т. Влияние различных доз БАПП: прополиса, цветочной пыльцы и маточного молочка на прирост массы, сохранность поросят и иммуноморфологические перестройки лимфоидных органов / Р. Т. Маннапова, А. Н. Панин, Н. Т. Рафикова. - М.: БГАУ, 1996. - 32 с.

101. Меерсон, Ф. З. Адаптация, стресс, и профилактика / Ф. З. Меерсон.- М.: Наука, 1990.

102. Мильков, М. Болезни поросят-отъемышей / М. Мильков // Ветеринария сельскохозяйственных животных. – 2005. - №8. – С. 47.

103. Мозгов, И.Е. Фармакологические стимуляторы в животноводстве / И. Е. Мозгов. - М.: Колос, 1999. - 352 с.

104. Нетеса, А.И. Воспроизводство в промышленном свиноводстве / А. И. Нетеса. - М. Россельхозиздат, 1984 - 216 с.
105. Никитченко, И.Н. Адаптация, стресс и продуктивность сельскохозяйственных животных / И. П. Никитченко, С. И. Плященко, А. С. Зеньков.- Минск: Урожай, 1988. – 107с.
106. Ноздрин, А.Г. Фармакологические аспекты применения пробиотиков новорожденным телятам: дисс. к.в.н. / А. Г. Ноздрин. - Троицк. 2000. – 152 с.
107. Ноздрин Г.А., Наумкин И.В. Биологически активные вещества и перспективы их применения в ветеринарии / Г. А. Ноздрин, И. В. Наумкин. - Новосибирск, 1992. - 36 с.
108. Олива, Т.В. Выращивание поросят без применения антибиотиков / Т. В. Олива // Безопасность и качество товаров. - 2008. - С. 54-55.
109. Ордман, Р.А., Михин Г.Г., Цибарт А.Э. Апробация энроксила при желудочно-кишечных заболеваниях телят и поросят. / Р. А. Ордман, Г. Г. Михин, А. Э. Цибарт // Ветеринария.- 1995. - № 3. - С. 9.
110. Папшев, С.В. Этологическая характеристика домашней свиньи / Папшев С.В., Жучаев К.В., Барсукова М.А. // С.-х. биология. - 2000. - №2. - С.20-26.
111. Платонов, А.В. Производство препаратов для животноводства на основе микроорганизмов-симбионтов желудочно-кишечного тракта / А. В. Платонов. - М.: 1985. -44 с.
112. Петров, А. М. Формирование колострального иммунитета у животных / А. М. Петров // Ветеринария. – 2006. - № 8. – С. 35-37.
113. Петров, Р. В. Иммунология / Р. В. Петров.- М.: Медицина, 1987. - С. 99-127.
114. Петров, Р. В., Хаитов Р.М. Искусственные антигены и вакцины / Р. В. Петров, Р. В. Хаитов. - М.: Медицина, 1988. - С. 82-231.
115. Петрянкин, Ф. П. Использование БАВ при выращивании молодняка / Ф. П. Петрянкин, Л. В. Пыркина, И. М. Крылова // Ветеринария. - 1994. - № 4.- С. 13-15.

116. Петрухин, И. В. Биологические основы выращивания поросят / И. В. Петрухин. - Россельхозиздат, 1986 – 288 с.
117. Петрушенко, Ю.Н. Биологически активные вещества в рационах поросят / Ю.Н.Петрушенко, П.И. Викторов // Материалы III международной научно-практической конференции. Ставрополь, 2005. - С. 118-119.
118. Плященко, С. И., Предупреждение стрессов у сельскохозяйственных животных / С. И. Плященко, В.Т. Сидоров – Минск: Ураджай. – 1989. – 136с.
119. Плященко, С. И. Естественная резистентность организма животных / С. И. Плященко, В. Т. Сидоров. – Ленинград: Колос. – 1979. – 282 с.
120. Плященко, С. И. Стрессы у сельскохозяйственных животных / С. И. Плященко. – М.: Агропромиздат, 1987. - 243 с.
121. Подобед, Л. Свины лучше растут, когда не скучают / Л. Подобед // Животноводство России. – 2007. - № 4. – С. 33-34.
122. Преображенский, Д. И. Стресс и патология размножения сельскохозяйственных животных / Д. И. Преображенский. - М.: Наука.- 1993. - 22 – 25с.
123. Протасов, Б.И. Повышение реализации генетического потенциала продуктивности сельскохозяйственных животных при применении элеутерококка / Б.И. Протасов, И. М. Комиссаров // Селекц. - генет. методы повышения продуктивности с.-х. животных. СПб, 1999. С. 101-104.
124. Раицкая, В. И. Новые препараты для лечения и профилактики желудочно-кишечных болезней телят / В.И. Раицкая, В. М. Севастьянова // Ветеринария. – 1999. - № 3. – С. 42.
125. Романенко, В.Ф. Инфекционные желудочно-кишечные болезни свиней / В.Ф. Романенко. - М.: Колос, 1984. - С. 88.
126. Романова Е.В. Продукты пчеловодства как сырье для фармацевтической промышленности / Е.В. Романова // Химико-фармацевтический журнал.- 1990. - Т.21.- № 8. - С. 51-53.

127. Топурия, Л. Ю. Фармакоррекция естественной резистентности поросят в подсосный период / Л. Ю. Топурия // Вестн. РАСХН. – 2007. - № 2. - С. 71-72.
128. Сабилов М.Х. Пчела – знахарь, лекарь и аптекарь / М.Х. Сабилов.- М.: ПИА «Абат». - 1993. – С. 19-25.
129. Соколов, В.Д., Андреева Н.А., Соколов А.В. Иммуностимуляторы в ветеринарии / В. Д. Соколов, Н. А. Андреева, А. В. Соколов // Ветеринария. - 1992.- № 7. - С. 58-60.
130. Соколов, Н.А. Перспективы использования генетического потенциала свиней отечественного и импортного происхождения / Н. Соколов // Свиноводство. – 2007. - № 3. – С. 5-7.
131. Сороколетова, В. М. Профилактика и лечение острого катарального гастроэнтерита у поросят-отъемышей / В. М. Сороколетова // Тез. докл. конф. «Проблемы реализации продовольственной программы Сибирского региона в новых условиях хозяйствования». – Новосибирск, 1989. – С.112-113.
132. Сороколетова, В. М. Профилактика и лечение острого катарального гастроэнтерита у поросят-отъемышей / В. М. Сороколетова // Тез. докл. конф. «Проблемы реализации продовольственной программы Сибирского региона в новых условиях хозяйствования». – Новосибирск, 1989. – С.112-113.
133. Субботин, В.В., Данилевская Н.В. Новые пробиотики / В. В. Субботин, Н.В. Данилевская // Животновод.- 1998. - №4. - С.20.
134. Тараканов, Б. В. Механизмы действия пробиотиков на микрофлору пищеварительного тракта и организма животного / Б. В. Тараканов, Т.А. Николичева // Ветеринария. – 2000. - № 1 – С. 47.
135. Татаринцев, В.Ф. Продукты пчеловодства и лекарственные растения в стоматологии / В.Ф. Татаринцев, Р.А. Хасанов, Т.И. Никитина. - Уфа. – 1992. - 110 с.
136. Тетерев, И. И. Применение прополиса при выращивании поросят / И. И. Тетерев, В.И. Белорыбкин / Свиноводство. - 1993. - № 3. - С. 21 -22.

137. Тетерев, И.И. Применение препаратов прополиса в животноводстве и ветеринарии / И. И. Тетерев, Т. А. Тимошенко, С. П. Медведев, В. А. Бадьин // С-х наука Северо-Востока Европейской части России: Сб. научн. тр. НИИСХ Северо-Востока им. Н.В.Рудницкого. - Киров, 1995. - Т.3.С.41-47.

138. Тетерев, И. И. Прополис в животноводстве и ветеринарии / И. И. Тетерев // Вят. гос. с.-х. акад. - Киров, 1998.- С.75-82.

139. Трончук, И.С. Кормление свиней / И.С. Трончук, Б.Е. Фесина, Г.М. Почерняев. - М.: ВО Агропромиздат., 1990. - С. 76-77.

140. Турсуналиев, С.Ш. Применение прополиса при болезнях сельскохозяйственных болезней / С.Ш. Турсуналиев // Фармакологический и токсикологические аспекты применения лекарственных веществ в животноводстве. - М., 1992. - С. 88-89.

141. Урбан, В. П. Болезни молодняка в промышленном животноводстве / В. П. Урбан, В. П. Найманов. - М.: Колос, 1984. - 207 с.

142. Фролов В.М. Апи- и фитотерапия желудочных заболеваний / В.М. Фролов, Н.А. Пересадин // Пчеловодство. - 1993. - №7. - С. 40-42.

143. Хрусталева, Н. В. Иммунокомпетентные структуры млекопитающих и птиц новорожденного периода / Н. В. Хрусталева, Б. В. Криштофорова, В. В. Лемещенко // Ветеринария сельскохозяйственных животных. – 2007. - № 5 – С. 49.

144. Шакиров, Д.Т. Пчеловодство Башкирии / Д.Т. Шакиров. - Уфа.- 1992.- С. 21.

145. Шахов, А.Г. Факторные инфекции свиней /А.Г. Шахов, Л.И. Ануфриев, П.А. Ануфриев // животноводство России. - 2004.-№ 4. - С.14-15.

146. Шевелева, Е. А. Сочетанное применение аскорбиновой кислоты и преднизалона как способ повышения устойчивости организма к токсическому воздействию / Е. А. Шевелева, Т. И. Парфенова // Проблемы и перспективы развития инновационной деятельности в агропромышленном производстве – Уфа, 2007. – С. 165.

147. Шевелева, С. А. Пробиотики, пребиотики и пробиотические продукты. Современное состояние вопроса / С.А. Шевелева // Вопросы питания. - 1999-№2. - С. 32-39.

148. Шульман Ф.И. Прополис в медицине / Ф.И. Шульман // Пчеловодство. - 1969. - № 5. - С. 45.

149. Юдин, М.В. Особенности роста и развития молодняка свиней при использовании в рационах Витартила /М.Юдин, Д. Брюханов // Свиноводство, - 2008. - №2. - С.12-13.

150. Ятусевич, А.И. Новое в патологии животных / А.И. Ятусевич, Н.Н. Андросик, С.С. Абрамов. – Минск: Техноперспектива. - 2008. - 403 с.

151. Anand, S.K. Antibacterial activity associated with *Bifidobacterium bifidum* – 11 / S. K. Anand // Cultured Dairy Prod J. – 1985. - vol.20.

152. Antonyak H., Slebodzinski A., Snitynski V., Brzezinska-Slebozinska E. (1997) Abstr. XXXIII Intern. Congr. of Physiol. Sciences. - St.Petersburg, P.041.15

153. Aisuko, I. Anti-MRSA activity of *Bitidobacterium breve* and its purification / Aisuko// J.Nara Medical Associate. – 1994. - №2. - P. 45-48.

154. Arthur, P. F. Optimum duration of performance tests for evaluating growing pigs for growth and feed efficiency traits 1,2 / P. F. Arthur // Journal of Animal Science.- 2008. - Vol.86. - Iss.5. - P. 1096-1105.

155. Baker, D. H. Ideal amino acid profile for maximal protein accretion and minimal nitrogen excretion in swine and poultry. Proceedings Cornell Nutrition Conference, 1994. – P. 134-139.

156. Berg, R.D. Trends Microbiol. 1995. - P. 149-154.

157. Boyum, A.A. Clinic laboratory. Invest. 1988. – P. 51 - 76.

158. Collins, M.D. Probioiics, prebiotics, and synbiotics: approaches for modulating the microbial ecologi of the gut. /M.D. Collins// Am J Cln. - 1999.

159. Corino, C. Influence of extruded linseed on growth, carcass composition, and meat quality of slaughtered pigs at one hundred ten and

one hundred sixty kilograms of liveweight / C. Corino // Journal of Animal Science. – 2008. - Vol.86. - Iss.8. - P. 1850-1860.

160. Cooperstein, S.J. Biology. Chemistry. 1989. – P. 665-670.

161. Da Silva, F.M., Massart-Leen A.M., Burvenich C. Vet. Q. 16, № 4, 1994. – P. 220.

162. Fuller, R. Modification of the intestinal microflora using probiotic and prebiotics./ Scand J. Gastroenterol. -1997.-Vol.32, suppl.222. - P.28-31.

163. Fuller, R. J Appl Bacteriol 1989. - P. 365-378.

164. Fuller, M. F. The optimum dietary amino acid pattern for growing pigs. 2. Requirements for maintenance and for tissue accretion. Brit. J. Nutr. 62, 1989. – P. 255-267.

165. Gudilin, I. Variability of reproductive traits of sows in crossbreeding / Gudilin I., Zhuchayev K., Kabanenko E. et al. //Proc. XXVIth International Conference on Animal Genetics, 9-14 August, Auckland, NZ. - 1998. - P. 22.

166. Hahn, J. D. & D. H. BAKER (1995): Optimum ratio to lysine of threonine, tryptophan and sulfur amino acids for finishing swine. J. Anim. Sci. 1973, 482-489.

167. Hentges, D. The protective function of the indigenous intestinal flora. / Pediatr. Infect. Dis. - 1996. Vol. 5.

168. Isomaki, O. Serological diagnosis of Salmonella infections by enzyme immunoassay. // Lancet. – 1990, №1. - P. 1411 – 1414.

169. Jephanova, N. The dynamics of immunologic traits in young pigs/ Jephanova N., Zhuchayev K., Knyazev S. et al. //Proc. of the 4th International Vet. Immunology Symp. July 16-21, 1995. Univ.of California, Davis, -1995. - P.317.

170. Kato I., Yokokura T., Mutai M. Microbiol Immunol 1993 – P. 611-614.

171. Kitazawa, H. Dairy Science. – 1991. – P. 2082 - 2088.

172. Knyazev, S. The immune responsiveness to Salmonella' somatic antigens and halothane susceptibility of Siberian meat pigs/ Knyazev S., Zhuchayev K., Hart V. //Animal Genetics. 1994. - Vol.25.-Suppl.2. - P. 62.

173. Knyazev, S. Complex approach to improvement of fitness and performance traits in Siberian pigs / Knyazev S., Zhuchayev K., Hart V. // 14th Int. Pig Veterinary Society Congress. July 7-10, 1996. Bologna, Italy. 1996. - P. 643.

174. Levy S.B. The challenge of antibiotic resistance // Scientific American. – 1998. – V. 278. – P. 32 - 39.

175. LOW, A. G. (1980): Nutrient absorption in pigs. J. Sci. Food Agric. 31, 1087-1130.

176. Lunney J.K., Peskovitz V.D. Phenotypic and functional characterisation of pig lymphocyte populations // Vet. Immunol. Immunopath. - № 17, 1987. – P. 135-144.

177. Lyman, A.D. Diseases of swine. / Ames IOWA state univ. pres. – 1993.

178. Lyons, T.P. The probiotic concept coming age. / Feed Compoundcr. – 1987 - P. 22-25.

179. Nord, C.E. The normal flora of the gastrointestinal tract // Neth. J. Med. - 1984. - Vol. 27. - P. 249-252.

180. Odilia, L.C. Induction of CD<sup>8+</sup> T-lymphocytes by Salmonella typhimurium is independent of Salmonella pathogenecity island 1-mediated host cell death. // The Journal of Immunology. – 2002, № 169, - P. 3275 – 3283.

181. Perdigon, G., Macias M.E.N., Alvarez S. et al. Infect Immun 1986. – P. 404-410.

182. Sauer, W. C. Digestibility of amino acids in swine: Results and their practical applications // A review. Livest. Prod. Sci. 15, 1986. – P. 367-388.

183. Strauss, R.G., Mauer A.M. In: Perinatal Physiology. (Ed. U.Stave). Plenum Medical Book Company. New York - London, 1995. – P.199-213.

184. Steinbach, G. Possibilities for standartization of ELISA for detection of Salmonella antibodies in sera and meat juices of pigs. // Berl. Munch. Tierarztl. Wochenschr. - №113 (9), 2000. - P. 331 – 334.

185. Tanksley, T. D. Ileal digestibilities of amino acids in pig feeds and their use in formulating diets. In: Recent Advances in Animal Nutrition (W. Haresign and D. J. A. Cole, eds.). Butterworths, London, UK. – 1993. – P. 75-95.

186. Thompson, W.G. Nonulcer dyspepsia. / C Med. Assoc. J. 1994 – vol. 130.

187. Thompson, W.G. Dyspepsia: is a trial of therapy appropriate. / Canadian Medical Association Journal - 1995.vol 153.

188. Wiesner R.J., Kurowski T.T., Lak R. (1992) Molecular Endocrinology. 6, 1458.

189. Zhuchaev, K The dynamics of immunologic traits in young pigs / Zhuchaev K., Knyazev S., Baksheev A., Jephanova N., Hart V. // In the same book. - P. 317.

190. Zhuchaev, K. Comparative study of immune response to natural and artificial antigens in pigs: connection with viability/ Zhuchaev K., Knyazev S., Hart V. et al. //Proc. of the 5 World Congress on Genetics Applied to Livestock Production. August 7-12 1994,Guelph.-Guelph,1994. -V.17.- P.506-509.

191. Zhuchaev, K. The genetic aspects of immune responsiveness and stress-resistance in connection with a process of microevolution of domestic pigs/ Zhuchaev K., Knyazev S., Hart V. // 2nd European Congress of Mammology.- 27 March - 1 April 1995.- Southampton, 1995.- P.15.

192. Zhuchaev, K. Genetic analysis of the piglets morbidity and mortality in siberian populations with different phylogenesis/ Zhuchaev K., Knyazev S., Hart V. //14th Int. Pig Veterinary Society Congress. July 7-10, 1996. Bologna, Italy. 1996.- P.639.

193. Zhuchaev, K. Polymorphic loci and the microevolution process in pig populations/ Zhuchaev K., Knyazev S., Hart V. et al. //XXVth International Conference on Animal Genetics. July 21-25, 1996. Tours-France. - 1996.- P.63.

194. Zhuchaev, K. Behavioural reaction of piglets to stress depending on their halothane-sensitivity/ Zhuchaev K., Papshev S., Barsukova M.

et al.// Proc. of the 17th Congress of the IPVS.- June 2-5, 2002.- Iowa State Univ. -Ames, 2002.-V.2.-P.443. 1467.

195. Zhuchaev, K. The study of adaptation potential of pigs with different levels of immune responsiveness/ Zhuchaev K., Knyazev S., Hart V. et al. //Proc.XXIII International Conference on Animal Genetics. 3-7 August 1992, Congress-Center Interlaken Switzerland/ University of Berne.- 1992.- P.46.

196. Zhuchaev, K. Genetic and phenotypic variability of swine immune responses to natural and artificial antigens/ Zhuchaev K., Knyazev S., Weinzettel E. //Animal Genetics.- 1994.- Vol.25.-Suppl.2.- P.26.

## СОДЕРЖАНИЕ

ВВЕДЕНИЕ	3
1 Иммунная система, микробиоценоз кишечника поросят в период отъема и факторы, влияющие на их состояние	
1.1 Иммунная система поросят в период отъема и факторы, влияющие на её реактивность	6
1.2 Микробиоценоза кишечника поросят в период отъема	12
1.3 Средства и методы профилактики отъемного стресса у поросят	17
1.3.1 Применение пробиотиков в животноводстве	20
1.3.2 Применение прополиса в животноводстве	28
1.3.3 Применение аскорбиновой кислоты в животноводстве	43
2. Иммунный статус, микробиоценоз кишечника поросят при отъемном стрессе и их коррекция пробиотиком «споровит» в комплексе с прополисным молочком и аскорбиновой кислотой	
2.1 Материал и методы исследований	47
2.2 Влияние пробиотика «Споровит» в комплексе с прополисным молочком и аскорбиновой кислотой на	

гематологические показатели поросят отъемного возраста	
2.2.1 Динамика содержания эритроцитов в крови	56
2.2.2 Динамика содержания гемоглобина в крови	59
2.2.3 Динамика содержания лейкоцитов в крови	61
2.2.4 Лейкограмма поросят отъемного возраста	64
2.3 Влияние пробиотика «Споровит» в комплексе с прополисным молочком и аскорбиновой кислотой на показатели белкового спектра крови поросят	
2.3.1 Динамика содержания общего белка в сыворотке крови	68
2.3.2 Динамика содержания альбуминов в сыворотке крови	71
2.3.3 Динамика содержания $\alpha$ - глобулинов в сыворотке крови	74
2.3.4 Динамика содержания $\beta$ - глобулинов в сыворотке крови	77
2.3.5 Динамика содержания $\gamma$ - глобулинов в сыворотке крови	79
2.4 Оценка показателей естественной резистентности и фагоцитоза	
2.4.1 Бактерицидной активности сыворотки крови поросят	82
2.4.2 Динамика показателей фагоцитарной активности нейтрофилов	85
2.4.3 Фагоцитарное число нейтрофилов крови	88
2.4.4 Фагоцитарный индекс нейтрофилов крови	91
2.5 Комплексная оценка Т- и В-систем иммунитета	
2.5.1 Динамика содержания Т-лимфоцитов в крови поросят	93
2.5.2 Динамика содержания Т-хелперов в крови поросят	95
2.5.3 Динамика содержания Т-супрессоров в крови поросят	98
2.5.4 Динамика содержания В-лимфоцитов в крови поросят	100
2.5.5 Динамика содержания иммуноглобулинов А, М, G в сыворотке крови поросят	103
2.6 Состояние микробиоценоза кишечника поросят	
2.6.1 Динамика содержания нормофлоры в кишечнике поросят (лакто- и бифидобактерии)	110
2.6.2 Динамика содержания условно-патогенной микрофлоры (кишечная палочка, гемолитическая кишечная палочка, золо-	

тистый стафилококк, энтерококк, клостридии и дрожжеродобные грибы) в кишечнике поросят	115
2.7 Применение пробиотика «Споровит» в комплексе с прополисным молочком и аскорбиновой кислотой для профилактики послеотъемного стресса у поросят	129
ЗАКЛЮЧЕНИЕ	134
БИБЛИОГРАФИЧЕСКИЙ СПИСОК	147

# НАУЧНОЕ ИЗДАНИЕ

Альфия Васильевна Андреева  
Елена Тавкилевна Муратова

## ИММУННЫЙ СТАТУС, МИКРОБИОЦЕНОЗ КИШЕЧНИКА ПОРОСЯТ ПРИ ОТЪЕМНОМ СТРЕССЕ И ИХ КОРРЕКЦИЯ

Отпечатано с готовых диапозитивов

Лицензия РБ на издательскую деятельность №0261 от 10.04.1998 г.  
Лицензия на полиграфическую деятельность № Б 848366 от 21.06.2000г.

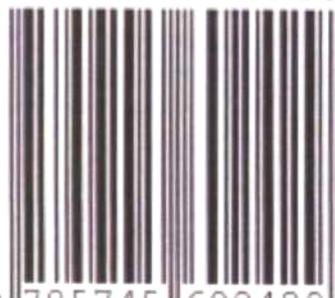
---

Подписано в печать 15. 07. 2010 г. Формат 60x84.  
Усл. печ. л. 9,77 Уч. изд. л. 9,60 Бумага офсетная.  
Гарнитура «Таймс» Печать трафаретная. Заказ 462 . Тираж 100 экз.

---

Издательство ФГОУ ВПО «Башкирский государственный аграрный университет»  
Типография ФГОУ ВПО «Башкирский государственный аграрный университет»  
Адрес издательства и типографии: 450001, г. Уфа, ул. 50 -летия Октября, 34

ISBN 978-5-7456-0242-9



9 785745 602429