МИНИСТЕРСТВО СЕЛЬСКОГО ХОЗЯЙСТВА И
ПРОДОВОЛЬСТВИЯ РЕСПУБЛИКИ БЕЛАРУСЬ

УЧРЕЖДЕНИЕ ОБРАЗОВАНИЯ
«ГРОДНЕНСКИЙ ГОСУДАРСТВЕННЫЙ
АГРАРНЫЙ УНИВЕРСИТЕТ»

Кафедра кормления сельскохозяйственных животных

ФИЗИОЛОГИЯ И ЭТОЛОГИЯ СЕЛЬСКОХОЗЯЙСТВЕННЫХ ЖИВОТНЫХ

МЕТОДИЧЕСКИЕ УКАЗАНИЯ

к лабораторным занятиям для студентов 1 курса
биотехнологического факультета
(специальность 1-74 03 01 Зоотехния)

Гродно 2018

УДК 636:612(075.8)
ББК 45.2
Ф 49
Авторы: А.М.Тарас, О.В. Вертинская

Рецензент: кандидат с.-х. наук, доцент Н.Г. Минина

Ф 50 **Физиология** сельскохозяйственных животных: методические указания к лабораторным занятиям / А.М. Тарас, О.В. Вертинская. – Гродно: ГГАУ, 2018 - 96с

ISBN 985-6784-02-6

УДК 636:612(075.8)
ББК 45.2

© УО «Гродненский государственный аграрный университет», 2018

СОДЕРЖАНИЕ

1.	Общие указания к проведению лабораторных работ	4
2.	Инструкция по технике безопасности при работе в лаборатории по дисциплине «Физиология сельскохозяйственных животных»	5
3.	Физиология нервной системы	12
4.	Физиология желез внутренней секреции	30
5.	Физиология пищеварения	32
6.	Физиология дыхания	47
7.	Физиология лактации	50
8.	Физиология выделения	56
9.	Физиология обмена веществ и энергии	57
10.	Физиология крови и кровообращения	64
11.	Физиология размножения	90

1. ОБЩИЕ УКАЗАНИЯ К ПРОВЕДЕНИЮ ЛАБОРАТОРНЫХ РАБОТ

Важнейшим условием проведения занятий на высоком уровне должна быть всесторонняя подготовка, включающая соблюдение правил охраны труда и техники безопасности, применение фиксации животных, наркоза, выполнение операций, физиологических опытов и других приемов и методов наблюдения за процессами, протекающими в организме животных, а также приготовления растворов и подготовка аппаратуры и инструментов.

Каждое занятие проводят обычно по определенному плану:

1. Знакомятся с основными правилами техники безопасности и охраны труда при выполнении лабораторных работ, а также с приборами, оборудованием, реактивами и другими средствами, необходимыми для того или иного опыта.

2. Изучают контрольные вопросы и пишут контрольную работу по теме занятий.

3. Заслушивают информацию преподавателя об организационном и методическом порядке проведения занятий.

4. Осваивают методику проведения опытов и очередность выполнения отдельных приемов.

5. Осуществляют четкую регистрацию полученных результатов в рабочей тетради, анализируют их и делают выводы.

6. Выполненную работу сдают преподавателю для проверки.

7. При изучении определенного раздела курса «Физиология сельскохозяйственных животных» просматривают соответствующий ему учебный фильм, предусмотренный тематическим планом.

8. Изучение каждого раздела курса заканчивается сдачей итогового компьютерного теста.

2. ИНСТРУКЦИЯ ПО ТЕХНИКЕ БЕЗОПАСНОСТИ ПРИ РАБОТЕ В ЛАБОРАТОРИИ ПО ДИСЦИПЛИНЕ «ФИЗИОЛОГИЯ СЕЛЬСКОХОЗЯЙСТВЕННЫХ ЖИВОТНЫХ»

Лабораторные занятия должны выполняться в условиях, обеспечивающих высокую производительность учебного процесса и исключающих возникновение травм, ожогов, ушибов и других повреждений студентов. На занятиях по физиологии часто используют электрические приборы, режущие инструменты, растворы кислот, щелочей и другие средства, а также лабораторных и сельскохозяйственных животных. Включение их в работу требует соблюдения определенных правил охраны труда и техники безопасности, предупреждающих воздействие на студентов опасных и вредных производственных факторов, что особенно необходимо в современных условиях научно-технического прогресса.

1. Требования техники безопасности перед началом работы

1.1. К занятиям допускаются студенты, которые изучили правила безопасного обращения с приборами и веществами, используемыми при выполнении работ.

1.2. Преподаватели, научный и вспомогательный персонал допускается к работе только после проведения инструктажа по технике безопасности при работе в данном лабораторном практикуме. Этот инструктаж проводит заведующий кафедрой, о чем делается отметка в журнале.

1.3. На кафедре должна быть укомплектована аптечка.

1.4. Рабочие лабораторные помещения помимо общей приточно-вытяжной вентиляции, должны быть оборудованы отдельными вентиляционными устройствами.

1.5. Электрошнуры к электроприборам должны иметь надежную изоляцию.

1.6. Шкафы для хранения химических веществ и реактивов, должны закрываться на ключ.

1.7. В каждом рабочем помещении должно быть мыло, полотенце, тряпка для вытирания полов.

2. Требования техники безопасности во время работы

2.1. В химической лаборатории необходимо работать в защитной одежде (халат, фартук), а при необходимости – в защитных перчатках и очках.

2.2. Каждый студент должен работать на закрепленном за ним рабочем месте. Переход на другое место без разрешения преподавателя не допускается.

2.3. Рабочее место следует содержать в чистоте, не загромождать его посудой и посторонними предметами, по окончании работы убрать все приборы в шкаф.

2.4. Во время работы в лаборатории следует соблюдать тишину, порядок и чистоту, не допускать торопливости, беспорядочности и неряшливости.

2.5. Запрещается посещение студентов, работающих в лаборатории посторонними лицами, а также отвлечение студентов посторонними делами или разговорами.

2.6. Категорически запрещается выполнять в лаборатории экспериментальные работы, не связанные с выполнением учебного практикума.

2.7. К выполнению работы студенты могут приступать только после получения инструктажа по технике безопасности и с разрешения преподавателя.

2.8. Запрещается:

- работать на незаземленном электрооборудовании и электроприборах;
- проверять наличие напряжения касанием пальцев рук к токоведущим частям электросхемы;
- переносить включенные приборы, находящиеся под напряжением;
- заменять перегоревшие предохранители самостоятельно;
- вешать на штепсельные выключатели и электропровода различные вещи;
- укреплять провода веревкой или проволокой;

- оставлять без надзора электрическую схему под напряжением.

2.9. Перед зажиганием спиртовок необходимо:

- удостовериться, что корпус ее исправен, фильтр выпущен на нужную высоту и распущен, а горловина и держатель фитиля сухие;

- фитиль должен плотно входить в направляющую трубку держателя (иначе возможна вспышка паров внутри спиртовки и взрыв);

- зажженную спиртовку нельзя переносить с места на место, нельзя зажигать одну от другой;

- гасить спиртовку нужно одним способом – накрывать пламя фитиля колпачком. Задувать пламя запрещается;

- в спиртовках используется только этиловый спирт (в крайнем случае, керосин), но нельзя пользоваться бензином или другими горючими жидкостями;

- в нерабочем состоянии спиртовки хранят в металлических ящиках или вытяжном шкафу.

2.10. Правила безопасности работы с химической посудой:

- в лабораториях используется только специальная (неповрежденная) химическая посуда;

- все сосуды должны иметь четкую и прочную надпись, которую необходимо периодически обновлять;

- нагревая жидкость в пробирке или колбе, сосуд нужно держать специальным держателем, так чтобы отверстие было направлено в сторону от работающего;

- перенося сосуд с горячей жидкостью нужно держать его двумя руками, одной за дно, другой за горловину, используя при этом полотенце (во избежание ожога кистей и пальцев рук);

- для переливания жидкостей нужно пользоваться воронкой;

- запрещается стряхивать на пол остатки жидкостей из лабораторной посуды. Случайно пролитую кислоту необходимо немедленно нейтрализовать раствором соды, а щелочь – раствором уксусной кислоты;

- химические реактивы запрещается пробовать на вкус. При распознавании выделяющегося газа по запаху нужно

нюхать газ только издали, направляя его струю движением руки от сосуда к себе;

- при закрывании посуды нельзя путать пробки, так как при этом реактивы загрязняются и становятся не пригодными для следующей работы.

3. Первая медицинская помощь при поражении электротоком

3.1. Помощь пострадавшему от действия электрического тока состоит в быстром освобождении его от тока и своевременном оказании медицинской помощи.

3.2. Оказывая помощь, нельзя прикасаться голыми руками к человеку, находящемуся под действием тока. Прежде всего, нужно отключить установку (оборудование) которой касается пострадавший. При невозможности отключения всей установки, необходимо отделить пострадавшего от токоведущих частей, используя палки, доски и другие сухие предметы, не проводящие электрический ток, или перерубить провод топором с сухой рукояткой.

3.3. Пострадавшего нужно уложить спиной на твердую поверхность и проверить наличие дыхания и пульса. Если он в сознании, необходимо обеспечить ему покой, если у пострадавшего отсутствуют признаки жизни (пульс, дыхание) нужно немедленно приступить к выполнению дыхания и массажа сердца, которые делают до прибытия врача скорой помощи.

4. Первая медицинская помощь при травмах

4.1. При ранах: оказывающий помощь должен помыть руки с мылом или обработать спиртом, сначала нужно осмотреть рану и при наличии инородных тел (осколки стела, обрывки одежды, бумаги и др.) нужно пинцетом удалить их. Окружность раны очищается от грязи с помощью ватного шарика, смоченного спиртом или водой, затем рану смачивают йодной настойкой или бриллиантовой зеленью. Рану промывать

нельзя, а можно продезинфицировать 3% раствором перекиси водорода. После этого накладывают стерильную повязку.

4.2. При ушибах: на область ушиба накладываются давящая повязка, а поверх нее холод (лед в полиэтиленовом мешке, резиновый пузырь со льдом или холодной водой). Травмированной части тела придают возвышенное положение.

4.3. При кровотечениях: при капиллярном и венозном кровотечении – наложение на рану давящей повязки, при сильных кровотечениях – жгут (непременно указать на бумажке, прикрепленной к повязке или на коже конечное время наложения жгута).

5. Первая медицинская помощь при ожогах

5.1. Термический ожог: удалить обгоревшие куски одежды (при их наличии), обработать обожженную поверхность спиртом и наложить повязку с противоожоговой мазью (мазью смазывают необожженную поверхность, а повязку, которую накладывают смазанной стороной на обожженную поверхность).

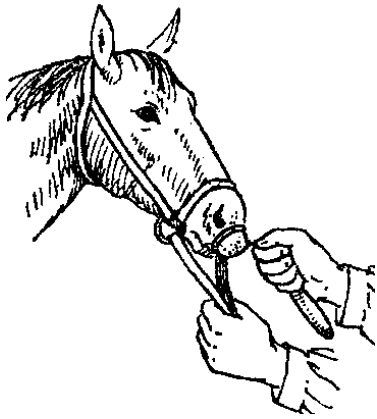
5.2. Химические ожоги: вызываются кислотами и щелочами, некоторыми металлами при их горении, оксидами и пероксидами. Первая помощь – смывание прижигающей жидкости водой, нейтрализовать кислоту слабыми растворами соды (гидрокарбонат натрия), а щелочей – слабыми растворами кислот (лимонной, уксусной) с последующим ополаскиванием водой и наложением стерильной повязки.

При ожогах глаз – промывание глаз слабой струей воды. Во всех случаях ожогов глаз обязателен вызов скорой помощи. Неотложная медицинская помощь: при ожогах глаз кислотами – промывание глаз 2% раствором гидрокарбоната натрия (соды) или изотоническим раствором хлорида натрия и дистиллированной водой комнатной температуры.

При ожогах глаз щелочами – повторное промывание дистиллированной водой и растворами кислот – 1% раствором уксусной или 2% раствором борной.

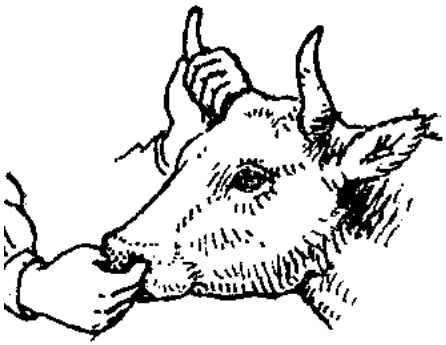
ФИКСАЦИЯ ЖИВОТНЫХ

Ограничение движений у животных производится с целью предохранения работающих с ними студентов от нанесения травматических повреждений. Для этого пользуются различными приемами и методами фиксации.



Лошадей фиксируют в станке или на специальном операционном столе, а также путем повала. Движения их можно ограничить поднятием передней конечности с изгибом ее в запястном суставе, наложением закрутки на верхнюю губу (рис.1) или на одну из ушных раковин в области основания.

Рис.1. Фиксация лошадей.



Коров (рис.2) фиксируют чаще всего в станке или стойле. Держат их за рога и несколько поворачивают голову в сторону. Кроме того, коровам накладывают носовые щипцы, которыми сдавливают носовую

Рис.2. Фиксация коров.

перегородку, а **быков** удерживают через кольцо, вставленное в носовую перегородку, и прикрепленное к нему водило. Для этих

целей пользуются также различными станками или производят повал животных.

Свиней обычно укрепляют в положении стоя с использованием металлической закрутки или длинных щипцов (рис.3). Закрутка представляет собой полую трубку, в которую вставляют подвижный стержень с петлей из капроновой или обычной веревки. Петлю накладывают на верхнюю челюсть и затягивают ее с

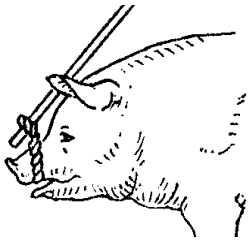


Рис.3. Фиксация свиней.

помощью стержня. Щипцами захватывают шею позади ушных раковин и, сдавливая, удерживают животных в определенном положении. Чтобы ограничить движение свиней в период выполнения операции, можно применять столы желобоватой или плоской формы.

Собак фиксируют в станках с помощью лямок и намордников, а **кроликов** (рис. 4) **и морских свинок** – на деревянных и металлических столиках тесьмой или специальными приспособлениями. Для операции этих животных закрепляют на столиках в спинном или брюшном положении.

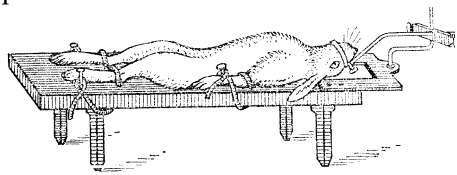


Рис.4. Фиксация кролика.

Птицу фиксируют в станке прямоугольной формы. Размеры его определяются величиной птицы. На верхнюю плоскость станка натягивают плотную ткань с отверстиями для ног и канюли. Крылья и ноги птицы привязывают тесемками к каркасу станка.

Мышей обычно удерживают руками или с помощью пинцетов, захватывая их в области затылка и хвоста, а **крыс**

лучше фиксировать в специальных ящиках. При необходимости им применяют наркоз под колпаком.

Лягушек после предварительного наркотизирования прикрепляют булавками к пробковой пластинке.

3. ФИЗИОЛОГИЯ НЕРВНОЙ СИСТЕМЫ

ТЕМА: ФИЗИОЛОГИЯ ВОЗБУДИМЫХ ТКАНЕЙ

Работа 1. Приготовление нервно-мышечного препарата

Теория. Многообразные физиологические опыты по изучению свойств нервной и мышечной ткани проводят на нервно-мышечном препарате, который изготовлен из задних лапок лягушки. ***Препарат представляет собой выделенную икроножную мышцу с седалищным нервом***. Для сохранения физиологических свойств нерва и удобства работы с ним сохраняют на конце нерва кусочек позвоночника и смачивают его раствором Рингера.

Цель работы: Ознакомиться с техникой приготовления нервно-мышечного препарата.

Приборы, материалы, животные: лягушка, препаровальный набор.

Выполнение работы:

1. Лягушку обездвижить методом удаления верхней челюсти и разрушения спинного мозга при помощи препаровальной иглы.
2. Подняв лягушку за задние лапки, чтобы туловище и голова были внизу, и туловище согнулось под прямым углом, ножницами перерезать позвонки на 1 см выше изгиба маклоков (рис.5).

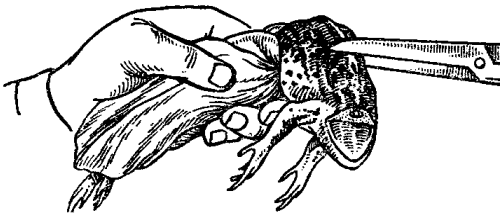


Рис.5. Удаление туловища лягушки.

Удалить внутренности и части кожи. Остаток позвоночника захватить пинцетом и снять при помощи марлевой салфетки кожу (рис.6).

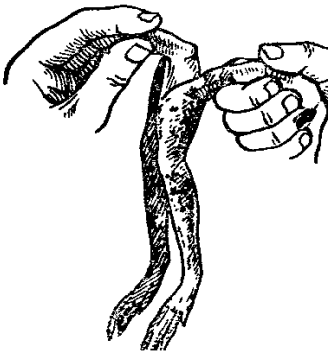


Рис.6. Снятие кожи с лапок.

3. Обрезать копчик и разрезать позвоночник большими ножницами по средней линии (рис.7).

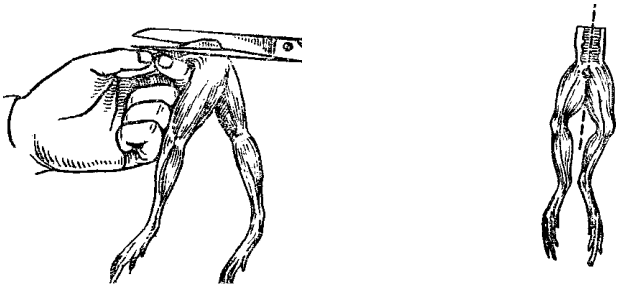


Рис.7. Удаление копчика и разрезание позвоночника.

2. Отпрепарировать седалищный нерв (рис.8).

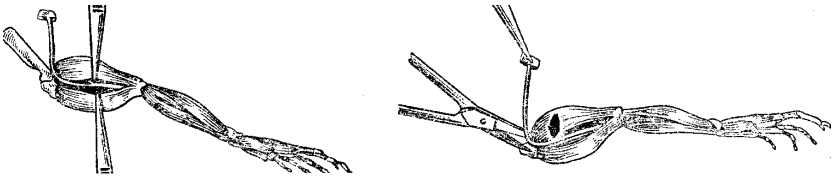


Рис.8. Препарирование седалищного нерва.

Результаты: Нарисуйте нервно-мышечный препарат по примеру, заданному на рисунке 6 и подпишите его составные части.

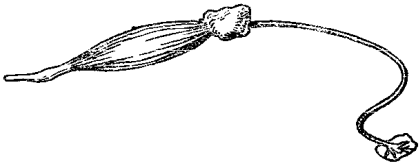


Рис. 9. Нервно-мышечный препарат.

Выводы:

Работа 2. Воспроизведение первого опыта Гальвани

Теория. Биоэлектрические явления в возбудимых тканях могут быть обнаружены как биологическим, так и физиологическим методом с помощью приборов. Хотя биологический метод в настоящее время утратил свое значение как метод исследования, для физиолога он будет всегда представлять интерес благодаря исключительной роли, какую он сыграл в истории открытия биоэлектрических явлений. Именно биологический метод позволил Л. Гальвани (1794г.) впервые бесспорно доказать существование «животного электричества» и тем самым положить начало новому направлению в физиологии - учению об электрических процессах в организме.

Суть первого опыта Л. Гальвани (1791 г.) состоит в том, что при соприкосновении нервно-мышечного препарата с биметаллическим штативом наблюдается сокращение мышц.

Цель работы: Воспроизвести первый опыт Гальвани. Объяснить наблюдаемый в опыте эффект с позиции современных знаний об электричестве и биоэлектрических явлениях.

Приборы, материалы: лягушка, препаровальный набор, биметаллический штатив с крючком.

Выполнение работы:

Приготовить нервно-мышечный препарат из двух задних лапок лягушки, не отделяя, их друг от друга. Крючок биметаллического штатива подвести под корешки крестцового отдела спинного мозга лягушки. Лапки нервно-мышечного препарата ввести в соприкосновение с основанием штатива. Произойдет сокращение мышц, и как следствие вздрагивание лапок препарата.

Результаты: Зарисуйте схему опыта (рис. 10), опишите ее результаты.

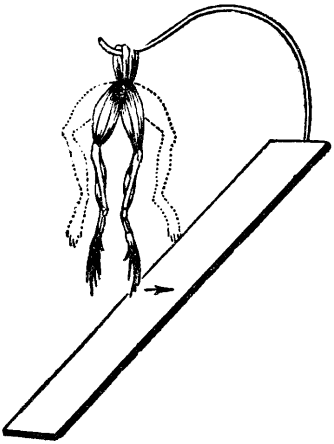


Рис.10. Схема первого опыта Гальвани.

Выводы: Объясните наблюдаемый эффект с позиции современных знаний об электрических и биоэлектрических явлениях.

Работа 3. Воспроизведение второго опыта Гальвани

Теория. Суть опыта состояла в том, что сокращение мышц лапки лягушки наблюдается при набрасывании иннервирующего их седалищного нерва на поврежденный участок мышечной ткани голени.

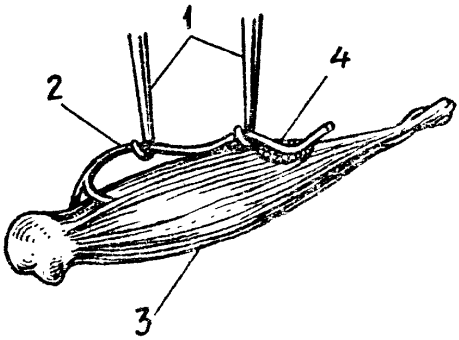
Цель работы: Воспроизвести второй опыт Гальвани. Объяснить полученный эффект с позиции современных знаний об электричестве и электрических явлениях.

Приборы, материалы: лягушка, препаровальный набор.

Выполнение работы:

Изготавливают два нервно-мышечных препарата. Четырехглавую мышцу бедра нервно-мышечного препарата, надрезают ножницами или острым скальпелем. Положить препарат на стеклянную пластинку. Набрасывая на поврежденный участок мышцы с помощью стеклянных крючков седалищный нерв препарата так, чтобы его средняя часть касалась одновременно и неповрежденного участка мышцы, добиться эффекта сокращения мышц препарата, т.е. вздрагивания лапки.

Результаты работы: Зарисуйте схему опыта (рис.8). Опишите результат.



1- стеклянные крючки; 2 – седалищный нерв; 3 – икроножная мышца; 4 – надрезанный участок мышцы.

Рис. 8. Схема второго опыта Гальвани.

Выводы: Объясните полученный в опыте результат с позиции современных знаний об электричестве и биоэлектрических явлениях.

Работа 4. Вторичный тетанус. (Опыт Матеуччи)

Теория. К. Матеуччи (1838) показал, что можно вызвать сокращение мышц нервно-мышечного препарата, прикладывая нерв препарата, к сокращающимся мышцам другого препарата. Этот опыт свидетельствует о том, что в сокращающейся мышце возникают электрические токи, притом столь значительные, что являются раздражителем для нерва другого препарата. Эти токи получили название – токов действия.

Цель работы: Воспроизвести опыт Матеуччи.

Приборы, материалы: нервно-мышечные препараты, электростимулятор, раствор Рингера.

Выполнение работы:

Два нервно-мышечных препарата (с лапками), расположить на пробковой пластинке таким образом, чтобы нерв первого препарата лежал на электродах, а нерв второго – вдоль мышц первого. Периодически раздражать нерв первого препарата импульсным током (10-12 Гц), оптимальной силы (диапазон 0-0,15В) на шкале электростимулятора. Вследствие раздражающего действия тока, возникающих на мышцах первого препарата, возникает возбуждение в нерве второго препарата, следствием которого является сокращение мышц второго нервно-мышечного препарата.

Чтобы убедиться в отсутствии влияния побочных эффектов (электропроводности стола или пластинки) нерв первого препарата перевязать лигатурой между электродами и

мышцей. Проводимость нерва при этом нарушается и сокращения мышц лапок не произойдет.

Результаты: Зарисуйте схему опыта (рис.9).

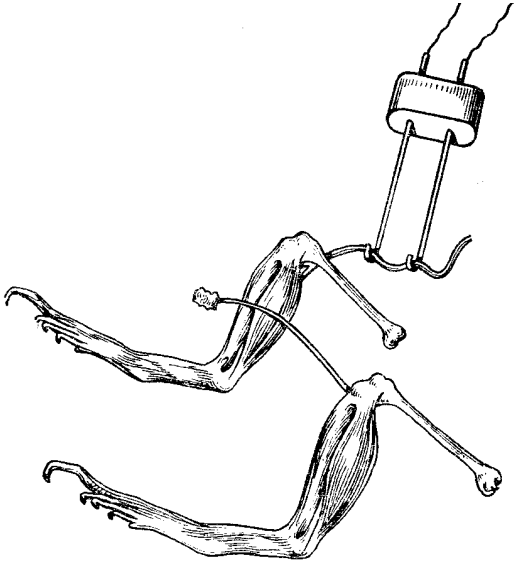


Рис.9 Схема опыта Матеуччи.

Выводы: Объясните полученный в опыте эффект с позиции современных знаний о биоэлектрических явлениях в мышцах и нервах.

Работа 5. Исследование возбудимости и проводимости нервов и мышц

Цель работы: Изучить влияние различных раздражителей на возбудимость и проводимость нервов и мышц.

Приборы, материалы: лягушка, препаровальный набор, пробковая пластинка, глазная пипетка, раствор Рингера, соль,

2% раствор новокаина, аммиак, вода (75-85°С), электростимулятор.

Выполнение работы:

Приготовить нервно-мышечный препарат, положить его на пробковую пластинку. Действовать на нерв различными раздражителями: механическим (щипок пинцетом), химическим (соль), термическим (приложить горячую палочку), электрическим. Нарушить проводимость нерва (перевязка, новокаином, аммиаком).

Результаты опыта записать в форме таблицы 1.

Таблица 1. Изучение возбудимости и проводимости нерва

Свойство ткани	Раздражители	Время действия	Результат
1. Возбудимость	1. Механический 2. Химический 3. Термический 4. Электрический		
2. Проводимость	1. Новокаин 2. Перевязка 3. Аммиак		

Выводы:

ТЕМА: ФИЗИОЛОГИЯ РЕФЛЕКСА И НЕРВНЫХ ЦЕНТРОВ

Работа 1. Рефлексы спинного мозга и рецептивные поля

Цель работы: Исследовать спинномозговые рефлексы и их рецептивные поля у лягушки.

Материалы, оборудование: лягушка, препаровальный набор, штатив с крючком, стаканчик, зажим, салфетки, кисточка, кусочки фильтровальной бумаги, 1% и 0,5% раствор серной кислоты.

Выполнение работы:

1. Подготовить спинальную лягушку, отрезав у нее верхнюю челюсть за глазами.

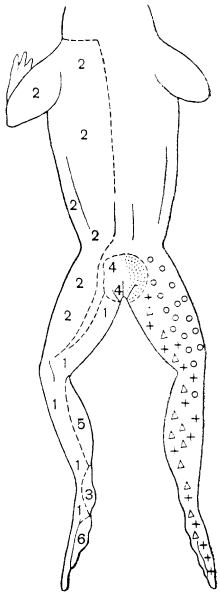
2. Закрепить препарат за нижнюю челюсть на крючок, подвешенный на штативе. Исследования начинают через 5-8 минут. Каждый раз для удаления кислоты лягушку сразу обмывают в стакане с водой.

Методика исследования представлена в таблице 1.

Таблица 1. Исследования рефлекса спинного мозга и рецептивных полей

Действие	Изменения в тканях
1. Ущипнуть пинцетом то одну, то другую лапку	
2. Раздражать сухой волосяной кисточкой: а) подошву б) внутреннюю сторону лапки в) внешнюю сторону лапки	
3. Приложить бумажку, смоченную 1% серной кислоты: а) к задней поверхности бедра б) на брюшко между передними лапками в) на боковую поверхность туловища г) на спинку	

Результаты: Нарисуйте рисунок рецептивных полей спинномозговых рефлексов лягушки.



1 – сгибательных рефлексов; 2. 3, 4 – обтирательных рефлексов; 5, 6 - разгибательных рефлексов.

Рис. 10. Рецептивные поля спинномозговых рефлексов.

Выводы:

Работа 2. Определение времени рефлекса

Цель работы: Определить зависимость времени рефлекса от силы раздражителя.

Материалы, оборудование: спинальная лягушка, метроном, стакан с водой, стаканчики с 0,1%; 0,3%; 0,5% и 1% раствором серной кислоты.

Выполнение работы:

Приготовить спинальную лягушку, подвесить ее за нижнюю челюсть на крючке штатива (рис. 11).

Запустить метроном и погрузить заднюю лапку лягушки в стаканчик с 0,1% раствором серной кислоты. Подсчитать количество ударов метронома, от момента опускания лапки до ответной реакции, повторять опыт, опуская лапку в стаканчики с 0,3%; 0,5% и 1% раствором серной кислоты. После каждого воздействия препарат обмывать водой.

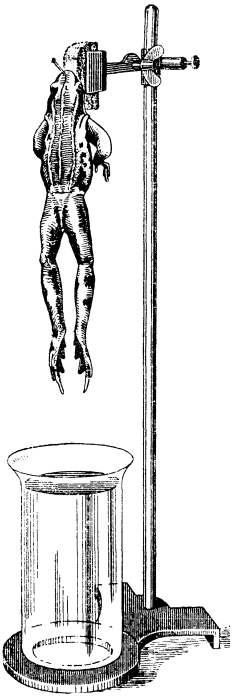


Рис.11. Установка для работы со спинальной лягушкой.

Результаты записать в форме таблицы 2.

Таблица 2. Зависимость времени рефлекса от силы раздражителя

Сила раздражителя (% серной кислоты)	Время рефлекса (количество ударов метронома)
0,1	
0,3	
0,5	
1,0	

Выводы:

Работа 3. Торможение рефлекса

Цель работы: Наблюдать торможение спинномозговых рефлексов при одновременном раздражении рецептивных полей двух рефлексов.

Материалы, оборудование: лягушка, препаровальный набор, штатив с крючком, зажим Мора, резиновое кольцо, метроном, стакан с водой, стаканчик с 0,5% раствором серной кислоты.

Выполнение работы:

1. Подготовить лягушку-самца. Слегка нажимая на боковые части туловища вызвать квакательный рефлекс. Попробовать вызвать этот рефлекс, накладывая зажим на одну из лапок. Приготовить спинальную лягушку и подвесить ее на крючке штатива. Определить время рефлекса на действие 0,5% раствора серной кислоты. Надеть зажим на переднюю лапку и вновь определить время рефлекса. Снять зажим и снова определить время рефлекса.

Результаты запишите в таблице 3.

Таблица 3. Торможение рефлекса

Действие	Присутствие рефлекторного ответа
1. Определить наличие квакательного рефлекса	
2.Наложить зажим на одну из лапок и попробовать вызвать рефлекс	
1. Время рефлекса без зажима 2. С зажимом 3. После снятия зажима	

Выводы:

Работа 4. Анализ дуги спинномозговых рефлексов

Цель работы: Поэтапным выключением частей рефлекторной дуги выяснить их участие в осуществлении рефлекса.

Материалы, оборудование: лягушка, штатив с крючком, препаровальный набор, пробковая пластинка, стаканчик с водой, стаканчики, булавки, салфетки, серная кислота.

Выполнение работы:

а) Подвесить лягушку за нижнюю челюсть к штативу, опустить концы лапок, сначала одну, а потом другую в стаканчик с 0,5% раствором серной кислоты и убедиться в наличии рефлекса.

б) Сделать круговой разрез кожи правой голени, снять с нее кожу. Через 2-3 минуты опустить оголенную лапку в стаканчик в стаканчик с 0,5% раствором серной кислоты и наблюдать за результатом. Промыть лапку в воде. На спинку лягушки наложить фильтровальную бумажку, смоченную 1% раствором серной кислоты и наблюдать за эффектом. Обмыть лягушку в воде.

в) Сделать разрез кожи, найти седалищный нерв, взять его на лигатуру. Осторожно оттянуть седалищный нерв, подложить под него небольшой кусочек ваты, смоченный 2% раствором новокаина. Каждую минуту проверять наличие рефлекса, опуская пальцы левой лапки в 0,5% раствор серной кислоты. Через несколько минут рефлекс исчезает, после этого на нижнюю часть брюшка положить бумажку, смоченную 1% раствором серной кислоты. В полученной рефлекторной реакции принимают участие и лапка с изолированным нервом.

Новокаин парализует в первую очередь чувствительные нервные волокна в спинном стволе седалищного нерва. Через некоторое время парализуются и двигательные волокна. Рефлекс на левую лапку не удается вызвать, ни с какой части тела.

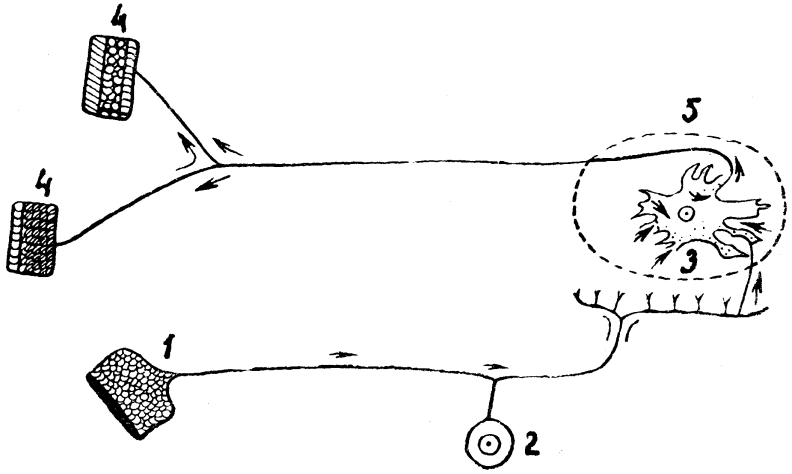
Ввести препаровальную иглу в спинномозговой канал лягушки и разрушить спинной мозг. Раздражать 1% раствором серной кислоты разные участки кожи и наблюдать за реакцией.

Результаты запишите в форме таблицы 4.

Таблица 4. Анализ дуги спинномозговых рефлексов

Действие	Результат
1. Препарат с интактной рефлекторной дугой	
2. Снята кожа с лапки	
3. Блокада седалищного нерва (чувствительная часть)	
4. Разрушен спинной мозг	

Нарисуйте рефлекторную дугу спинномозгового рефлекса, подпишите его составные части (рис.12).



1 – рецептор; 2 – клетка афферентного нейрона; 3- клетка эфферентного нейрона; 4 – рабочий орган (эффектор); 5 – нервный центр

Рис.12. Схема рефлекторной дуги.

Выводы:

ТЕМА: ФИЗИОЛОГИЯ АНАЛИЗАТОРОВ

Теория. Понятие об анализаторе было впервые предложено И.М. Сеченовым в его работе «Рефлексы головного мозга». Схематически анализатор представляет собой функциональную систему, предназначенную для восприятия и оценки внешних раздражителей и состоящую из рецептора или органа чувств, проводящих путей и воспринимающей области в больших полушариях головного мозга. Периферические части анализаторов являются у высших животных весьма специфическими органами. Они обладают избирательной чувствительностью. Каждый рецептор имеет свой адекватный раздражитель: ухо – давление звуковых волн, глаз – световых, обонятельный рецептор раздражается газообразными веществами. Анализаторы обладают рядом общих свойств: чувствительностью, специфичностью, адаптацией, контрастностью, воспроизведением последовательных образов. У животных различают кожный, зрительный, слуховой, обонятельный, вкусовой анализаторы. Кроме этого имеются анализатор равновесия тела, суставно-мышечный и висцеральные анализаторы.

Работа 1. Действие адреналина и атропина на зрачок

Цель работы: Изучить влияние адреналина и атропина на зрачок.

Приборы, материалы, животные: ножницы, пинцет, предметные стекла с лунками, адреналин, атропин, раствор Рингера, лягушка.

Выполнение работы:

С помощью миллиметровой бумаги измерить величину зрачков у лягушки. Затем лягушку забить, вылущить оба

глазных яблока, положить их на предметные стекла с лунками, промыть раствором Рингера. Через несколько минут при хорошем дневном освещении измерить величину зрачков. Нанести две капли адреналина на каждый глаз. Отметить реакцию зрачка на адреналин. Промыть глаза раствором Рингера. Аналогично отметить реакцию зрачков на атропин.

Результаты работы запишите в таблицу 1.

Таблица 1. Результаты действия адреналина и атропина на зрачок

Время измерения	Диаметр зрачка, мм	
	левый	правый
1. До удаления верхней челюсти		
2. После удаления верхней челюсти		
3. При действии: а) адреналина б) атропина		

Выводы:

Работа 2. Определение тепловой и холодовой чувствительности

Цель работы: Определить количество тепловых, холодовых, тактильных рецепторов кожи.

Приборы, материалы: термод, стаканчики, горячая и холодная вода.

Выполнение работы:

У своего товарища, сидящего с закрытыми глазами, на коже тыльной поверхности кисти отчертить карандашом участок размером 1х1 см, ко всем точкам этой поверхности осторожно прикладывать сначала холодный термод, охлажденный в ледяной воде, а затем теплый, нагретый в теплой воде.

Испытуемый ощущает либо холод, либо тепло, либо прикосновение. Найденные температурные точки нанести цветным карандашом на рисунок, представляющий собой проекцию исследуемого участка кожи.

Результаты запишите в таблице 2.

Таблица 2. Результаты исследований чувствительности кожи

Рецепторы	Количество	Проценты
Тепловые		
Холодовые		
Тактильные		
Общее количество		**100%**

Выводы: (Проанализировать тепловую, холодовую и тактильную чувствительность кожи с использованием теоретического материала)

Работа 3. Температурная адаптация кожи

Цель работы: Изучить температурную адаптацию кожного анализатора.

Приборы и материалы: стаканчики с водой температуры 10ºС, 25ºС и 40ºС.

Выполнение работы:

Погрузить кисть левой руки в воду с температурой 10ºС, а правой в воду с температурой 40ºС. Не вынимать рук до тех пор, пока в результате адаптации не исчезнут температурные ощущения. Перенести руки в воду с температурой 25ºС.

Результаты запишите в таблицу 3.

Таблица 3. Результаты исследований адаптации кожи

Показатели	Температура, °С		
	10	25	40
Время адаптации, мин.			

Выводы:

ВОПРОСЫ К ИТОГОВОМУ ЗАНЯТИЮ ПО ТЕМЕ: «ФИЗИОЛОГИЯ НЕРВНОЙ СИСТЕМЫ»

1. Понятие о возбудимости и возбуждении тканей. Биоэлектрические явления в тканях.
2. Развитие возбуждения, его этапы и их значение.
3. Механизм передачи возбуждения. Строение и значение синапсов, роль медиаторов.
4. Нервное волокно и его свойства.
5. Понятие о нейронной теории строения нервной системы.
6. Учение о рефлексе. Классификация рефлексов.
7. Рефлекс и рефлекторная дуга – основа нервной деятельности с.-х. животных.
8. Нервные центры и их свойства.
9. Вегетативная нервная система и ее функции.
10. Функции спинного мозга.
11. Функции среднего мозга и мозжечка.
12. Функции промежуточного мозга.
13. Понятие о высшей нервной деятельности.
14. Врожденные и приобретенные формы поведения.
15. Механизм образования условного рефлекса. Координация и торможение условных рефлексов.
16. Типы высшей нервной деятельности.
17. Значение зрительного и слухового анализаторов для сельскохозяйственных животных.
18. Органы вкуса и обоняния и их роль.

3. ФИЗИОЛОГИЯ ЖЕЛЕЗ ВНУТРЕННЕЙ СЕКРЕЦИИ

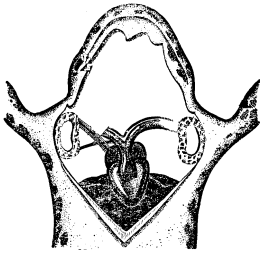
Работа 1. Физиологическая роль адреналина

Цель работы: Установить влияние адреналина на работу сердца, пигментные клетки лягушки.

Материалы, оборудование: лягушка, раствор Рингера, адреналин в разведении 1:100, глазная пипетка, пробковая пластинка, инструменты.

а) Влияние адреналина на работу сердца

Выполнение работы:



У лягушки разрезать грудную клетку, найти сердце, подсчитать количество сокращений сердца (рис. 13). Затем при помощи глазной пипетки нанести на сердце несколько капель адреналина и вновь подсчитать сокращения. Затем, захватив анатомическим пинцетом аорту, подтянуть ее вверх, вырезать все сердце.

Рис. 13. Исследование сокращений сердца лягушки.

Поместить его в раствор Рингера и повторить эксперимент.

Результаты запишите в таблицу 1.

Таблица 1. Физиологическая роль адреналина на работу сердца

Условия опыта	Количество сокращений	
	до действия адреналина	после действия адреналина
1. В организме		
2. Вне организма		

Выводы:

б) Влияние адреналина на пигментные клетки и дыхание лягушки

Выполнение работы:

Берут 2 лягушки, одинаковые по цвету. Одной из них под кожу вводят 1 мл раствора адреналина разведенного 1:100. Сразу после введения подсчитывают количество дыхательных движений, а потом через 10 и 20 минут. Регистрируют характерные изменения кожи через 15 и 30 минут.

Результаты поместить в таблицу 2.

Таблица 2. Влияние адреналина на дыхание и цвет кожи

Условия опыта	Цвет кожи	Количество дыхательных движений
Перед введением		
После введения		

Выводы:

ВОПРОСЫ К ИТОГОВОМУ ЗАНЯТИЮ ПО ТЕМЕ: «ФИЗИОЛОГИЯ ЖЕЛЕЗ ВНУТРЕННЕЙ СЕКРЕЦИИ»

1. Железы организма, их классификация. Понятие о железах внутренней секреции, их значение.
2. Гормоны, их свойства и механизм действия.
3. Эндокринная функция гипофиза.
4. Функция щитовидной, паращитовидной желез.
5. Эндокринная функция надпочечников.
6. Эндокринная функция поджелудочной железы.
7. Половые железы самцов и самок сельскохозяйственных животных и их эндокринная функция.
8. Временные железы организма и их эндокринная функция.

5. ФИЗИОЛОГИЯ ПИЩЕВАРЕНИЯ

ТЕМА: ПИЩЕВАРЕНИЕ В ПОЛОСТИ РТА

Работа 1. Определение ферментативных свойств слюны

Цель работы:

1. Доказать присутствие амилолитических ферментов в слюне человека и крупного рогатого скота.
2. Определить условия, необходимые для действия ферментов.

Материал, оборудование: слюна человека и крупного рогатого скота, крахмальный клейстер, сырой крахмал, 10% раствор едкого натра (NaOH), 1% раствор медного купороса ($CuSO_4x5H_2O$), 5% раствор йода, термостат, пипетки, штатив с пробирками.

Выполнение работы:

Подготовить и пронумеровать 6 пробирок. В каждую из пробирок влить по 1 мл слюны (согласно условий опыта таблицы 1). Пробирку 4 со слюной прокипятить. Затем в 1-5 пробирки добавить по 3 мл крахмального клейстера, а в 6 пробирку – 2-3г сырого крахмала. Все пробирки поставить в условия, указанные в той же таблице.

После окончания опыта все пробирки остудить под водопроводным краном и проделать реакцию на крахмал, т.е. добавить 2-3 капли раствора йода. Содержимое второй пробирки разделить на две равные части. С одной из частей проделать пробу на крахмал – добавить 2-3 капли раствора йода, с другой пробу Троммера на сахар (к содержимому добавить половину объема едкого натрия и по каплям 1% раствор медного купороса до появления ярко-синего окрашивания). Подогреть пробирки в пламени спиртовки до кипения, сначала появляется желтый

осадок гидрата закиси меди (CuOH), который потом перейдет в осадок окиси меди (CuO), он свидетельствует о наличии сахара.

Результаты опыта оформить в виде таблицы.

Таблица 1. Результаты исследований амилолитических свойств слюны

№ п/п	Содержание пробирок	Условия опыта	Результаты
1.	1 мл слюны крупного рогатого скота + 3 мл крахмального клейстера	Поставить в термостат при t 37-40ºС на 10 мин.	
2.	1 мл слюны человека + 3 мл крахмального клейстера	Поставить в термостат при t 37-40ºС на 10 мин.	
3.	1 мл слюны человека + 3 мл крахмального клейстера	Поставить в холодильную камеру на 10 мин.	
4.	1 мл слюны человека (прокипятить) + 3 мл крахмального клейстера	Поставить в термостат при t 37-40ºС на 10 мин.	
5.	1 мл слюны человека + 1 мл 1% раствора HCI +3 мл крахмального клейстера	Поставить в термостат при t 37-40ºС на 10 мин.	
6.	1 мл слюны человека + 2-3г сырого крахмала	Поставить в термостат при t 37-40ºС на 10 мин.	

Выводы:

ТЕМА: ПИЩЕВАРЕНИЕ В ОДНОКАМЕРНОМ ЖЕЛУДКЕ

Работа 1. Определение кислотности желудочного сока

Цель работы: Убедиться в кислой реакции желудочного сока.

Материалы, оборудование: желудочный сок, индикаторные лакмусовые бумажки – синяя, красная и универсальная.

Выполнение работы:

Используя лакмусовые бумажки определить pH желудочного сока. Результаты опыта записать в таблицу 1.

Таблица 1. Определение кислотности желудочного сока

Индикаторная бумажка	Изменение цвета	Результат
Синяя		
Красная		
Универсальная		

Выводы:

Работа 2. Действие желудочного сока на белок

Цель работы:

1. Доказать наличие протеолитических ферментов в желудочном соке.
2. Выявить зависимость действия ферментов от реакции среды и температуры.

Материалы, оборудование: желудочный сок, белок (мясо рыбы), термостат, пробирки, пипетки, 1% раствор HCl, 10% раствор NaOH, 1% раствор медного купороса ($CuSO_4 \cdot 5H_2O$).

Выполнение работы:

Подготовить и пронумеровать 5 пробирок. В 1-4 пробирки налить по 3 мл желудочного сока, причем желудочный сок в 3 пробирке прокипятить, а в 4 добавить щелочь с тем, чтобы pH желудочного сока стала равной 7,0. В 5 пробирку налить 3 мл соляной кислоты. В каждую пробирку добавить по 1 кусочку белка, после чего поставить пробирки в условия, которые заданы в таблице 2.

Таблица 2. Результаты исследований протеолитического действия желудочного сока

№ п/п	Содержимое пробирок	pH	Условия опыта	Результат	
				присутствие фибрина	биуретовая реакция
1	2	3	4	5	6
1.	3 мл желудочного сока + 1 кусочек белка		термостат 37-40°С на 30 мин.		
2.	3 мл желудочного сока + 1 кусочек белка		холодильник на 30 мин.		
3.	3 мл желудочного сока (прокипяченный) + 1 кусочек белка		термостат 37-40°С на 30 мин.		

Продолжение таблицы 2.

1	2	3	4	5	6
4.	3 мл желудочного сока (нейтрализованный) + 1 кусочек белка		термостат 37-40°С на 30 мин.		
5.	3 мл соляной кислоты + 1 кусочек белка		Термостат 37-40°С на 30 мин.		

После окончания опыта со всеми пробирками проделать биуретовую реакцию.

Выполнение биуретовой реакции: к содержимому пробирок добавить 1 мл 10% NaOH и 2-3 капли 1% медного купороса ($CuSO_4$ x$5H_2O$), смешать. Если присутствует белок, то появляется фиолетовое окрашивание, когда розовое – смесь пептонов.

Выводы:

ТЕМА: ПИЩЕВАРЕНИЕ В МНОГОКАМЕРНОМ ЖЕЛУДКЕ

Работа 1. Наблюдение за приемом корма и воды у жвачных животных

Цель работы:

Ознакомиться с особенностью приема корма жвачными животными. Изучить зависимость скорости пережевывания от вида и консистенции корма.

Приборы, материалы, животные: корова, корма (сено, комбикорм, свекла), тазик для кормления, ведро с водой, соль, секундомер.

Выполнение работы:

Скармливают корове последовательно по 250 г сена, комбикорма и свеклы. Отмечают время поедания каждого корма, количество жевательных движений. Дают животному выпить ведро (10 л) воды. Воду предварительно подогревают и добавляют в нее горсть комбикорма и соли. Отмечают время, необходимое для питья воды и подсчитывают количество глотков.

Результаты исследований запишите в таблице 1.

Таблица 1. Результаты исследований приема корма и воды у жвачных

Корма	Масса, г	Время поедания и поения, мин.	Количество жевательных движений, штук	Количество глотков, штук
Сено	250			
Комбикорм	250			
Свекла	250			
Вода	10 л			

Выводы:

Работа 2. Жвачный процесс у крупного рогатого скота и его определение

Теория. Жвачный процесс – это отрыгивание принятого корма, тщательное его пережевывание и обратное проглатывание. Он является особенностью пищеварения у животных с многокамерным желудком. Прекращение его ведет к нарушению пищеварения.

Цель работы: Ознакомиться с процессом жвачки, ее значением и периодичностью.

Приборы, материалы, животные: 2-3 коровы, секундомер.

Выполнение работы:

Определить время пережевывания и подсчитать, сколько производит жевательных движений корова после отрыгивания трех порций корма.

Результаты исследований запишите в таблицу 2.

Таблица 2. Результаты исследований жвачного процесса

Животное	Время пережевывания, мин			Количество жевательных движений		
	порции			порции		
	1	2	3	1	2	3
1						
2						
3						

Выводы:

Работа 3. Исследование моторики рубца

Цель работы: Исследовать двигательную функцию рубца.

Приборы, материалы, животные: жвачные животные, фонендоскопы, корм.

Выполнение работы:

Пальпация рубца. Для пальпации рубца в области левой голодной ямки прикладывают тыльную часть кисти руки и слегка нажимают на брюшную стенку. При сокращении мышцы рубца ощущается давление на кисть руки и отмечается

выпячивание брюшной стенки, что соответствует одному сокращению рубца. Следует установить частоту сокращения рубца в течение 2 минут.

Результаты проведенных исследований запишите в таблицу 3.

Таблица 3. Результаты исследований моторики рубца

Животное	Частота сокращений рубца за 2 мин.	Физиологическая норма	Примечание
1			
2			

Выводы:

Прослушивание рубца. В области левой голодной ямки прослушивают своеобразные постепенно нарастающие трескучие звуки, которые наибольшей интенсивности достигают во время выпячивания голодной ямки, а затем постепенно ослабевают. В промежутках между сокращениями рубца прослушиваются единичные звуки, напоминающие хруст, треск.

Результаты:

Выводы:

Работа 4. Исследование рубцового содержимого

Цель работы: Определить среду рубцового содержимого.

Материалы, оборудование: содержимое рубца, стаканчики на 50 мл, пипетки, универсальный индикатор, дистиллированная вода.

Выполнение работы:

1. Определение реакции рубцового содержимого.

К 1 мл центрифугата рубцового содержимого долить 4 мл дистиллированной воды и 2 капли универсального индикатора. По цвету раствора определить величину pH в соответствии со шкалой, которая помещена в таблице 4.

Таблица 4. Шкала определения рубцового содержимого

pH	Цвет	pH	Цвет
3,0	Розовый	7,0	Желтый
4,0	Красный	8,0	Бледно-зеленый
5,0	Оранжевый	9,0	Зеленый
6,0	Желто-розовый	10,0	Сине-зеленый

Результаты:

Выводы:

Работа 5. Микроскопическое исследование рубцового содержимого

Цель работы: Исследовать под микроскопом содержимое рубца.

Приборы, материалы: микроскоп, рубцовое содержимое, предметные и покровные стекла.

Выполнение работы:

Каплю содержимого поместить на предметное стекло, накрыть покровным стеклом и рассмотреть под малым, а потом под средним увеличением микроскопа.

Результаты: Нарисуйте разные виды инфузорий, обратите внимание на их цвет, форму, реснички.

Выводы:

ТЕМА: ПИЩЕВАРЕНИЕ В КИШЕЧНИКЕ

Работа 1. Ферментативные свойства поджелудочного сока

Цель работы: Исследовать воздействие поджелудочного сока на белки, углеводы и жиры.

Приборы и материалы: поджелудочный сок, белок (рыба), пептон, крахмальный клейстер, сырой крахмал, растительное масло, желчь, раствор йода, индикатор фенолфталеин, 1% раствор медного купороса ($CuSO_4 \times 5H_2O$), бромная вода, 0,5% соляной кислоты, 10% раствор NaOH. термостат, штатив с пробирками.

Выполнение работы:

а) Протеолитические свойства поджелудочного сока

Пронумеруйте 4 пробирки. Поместите в пробирки панкреатический сок и субстраты согласно данным таблицы 1.

С содержимым пробирок 1, 2, 3 проделать биуретовую реакцию, а с содержимым 4 пробирки пробу с бромной водой (к содержимому пробирки добавить 1 мл бромной воды и по каплям изоамиловый спирт; в присутствии аминокислоты триптофана изоамиловый спирт окрашивается в красно-фиолетовый цвет).

Таблица 1. Методика исследования протеолитического действия поджелудочного сока

№ п/п	Содержимое пробирок	pH	Условия опыта	Результат	
				присутствие фибрина	биуретовая реакция
1	2	3	4	5	6
1.	3 мл поджелудочного сока + 1 кусочек белка		термостат 37-40°С на 45 мин.		

Продолжение таблицы 1.

1	2	3	4	5	6
2.	3 мл поджелудочного сока + 3 мл 0,5% раствора HCI +1 кусочек белка		термостат 37-40ºС на 45 мин.		
3.	3 мл поджелудочного сока (прокипяченный) + 1 кусочек белка		термостат 37-40ºС на 45 мин.		
4.	3 мл поджелудочного сока + 2 мл пептона (проба с бромной водой)		термостат 37-40ºС на 45 мин.		

Выводы:

б) Амилолитическое действие поджелудочного сока

Пронумеруйте 4 пробирки. Поместите в пробирки поджелудочный сок и субстрат согласно данным таблицы 2.

Таблица 2. Методика исследования амилолитического действия поджелудочного сока

№ п/п	Содержимое пробирок	Условия опыта	Результат
1	2	3	4
1.	3 мл поджелудочного сока + 2 мл 1% раствора вареного крахмала	термостат 37-40ºС на 15 мин.	

Продолжение таблицы 2.

1	2	3	4
2.	3 мл поджелудочного сока (прокипяченный) + 2 мл 1% раствора вареного крахмала	термостат 37-40°С на 15 мин.	
3.	1,5 мл поджелудочного сока + 1 г сырого крахмала	термостат 37-40°С на 15 мин.	
4.	1,5 мл поджелудочного сока + 1 г сырого крахмала	термостат 37-40°С на 30 мин.	

После нахождения пробирок в соответствующих условиях со всеми пробирками проделать пробу на крахмал: (к содержимому пробирки добавить по 2 капли раствора йода).

Выводы:

в) Липолитическое действие поджелудочного сока

Пронумеровать 3 пробирки. Налейте в них панкреатический сок и реактивы согласно методике, заданной в таблице 3.

После проведения исследований отметить изменение цвета содержимого пробирок.

Таблица 3. Методика исследования липолитической активности поджелудочного сока

№ п/п	Содержимое пробирок	Условия опыта	Результат
1	2	3	4
1.	2 мл поджелудочного сока + 0,5 мл растительного масла + 3 капли желчи + 3 капли фенолфталеина + 1	термостат 37-40°С на 30 мин	

	капля 10% NaOH		

Продолжение таблицы 3.

2.	2 мл прокипяченного поджелудочного сока + 0,5 мл растительного масла + 3 капли желчи + 3 капли фенолфталеина + 1 капля 10% NaOH	термостат 37-40°С на 30 мин	
3.	2 мл поджелудочного сока + 0,5 мл растительного масла + 3 капли фенолфталеина + 1 капля 10% NaOH	термостат 37-40°С на 30 мин	

Выводы:

Работа 2. Эмульгирующее действие желчи

Теория. Участие желчи в процессе пищеварения осуществляется благодаря присутствию в ней желчных кислот. Желчные кислоты активизируют панкреатическую липазу и вместе с тем усиливают действие протеолитических и амилолитических ферментов. Наряду с этим желчные кислоты, понижая поверхностное натяжение, способствуют образованию стойких жировых эмульсий. Эмульгированный под влиянием желчи жир является более доступным для действия липазы благодаря огромному увеличению поверхности.

Цель работы: Исследовать свойства желчи.

Материалы, оборудование: желчь, растительное масло, дистиллированная вода, пробирки, воронки, пипетки, бумажные фильтры.

Выполнение работы:
а) Воздействие желчи на фильтрацию жира.

В две пробирки вставить стеклянные воронки с бумажными фильтрами. Один из фильтров промыть водой, другой желчью. Налить в воронки по 5 мл растительного масла. Наблюдать за фильтрацией 45 минут.

Результаты исследований запишите в таблице 4.

Таблица 4. Методика исследования эмульгирующего действия желчи

№ п/п	Условия опыта	Результат	
		время наблюдения, мин.	количество профильтрованного масла, мл
1.	На фильтр, смоченный водой, вылить 5 мл растительного масла	45	
2.	На фильтр, смоченный желчью, вылить 5 мл растительного масла	45	

Выводы:

б) Эмульгирование жира желчью

В две пробирки налейте по 1 мл растительного масла. В одну из них добавьте 3 мл желчи, а в другую 3 мл дистиллированной воды и хорошо перемешайте. Поставьте пробирки в штатив и наблюдайте скорость разделения жидкостей в пробирках.

Результаты исследования запишите в таблице 5.

Таблица 5. Результаты исследования эмульгирующих свойств желчи

№ п/п	Содержание пробирки	Время отстаивания масла, мин.

1.	1 мл растительного масла + 3 мл желчи	
2.	1 мл растительного масла + 3 мл дистиллированной воды	

Выводы:

ВОПРОСЫ К ИТОГОВОМУ ЗАНЯТИЮ ПО ТЕМЕ: «ФИЗИОЛОГИЯ ПИЩЕВАРЕНИЯ »

1. Сущность и типы пищеварения. Ферментативная система пищеварительного тракта. Условия необходимые для проявления активности ферментов.
2. Функции органов пищеварения.
3. Методы изучения пищеварения у животных. Роль И.П. Павлова в создании учения о пищеварении.
4. Значение, состав и свойства слюны у различных видов с.-х. животных.
5. Особенности слюноотделения у жвачных животных.
6. Особенности слюноотделения у лошадей и свиней.
7. Механизм регуляции слюноотделения. Условнорефлекторная секреция слюны.
8. Пищеварение в ротовой полости у разных видов с.-х. животных.
9. Строение желудка, типы желудков у разных видов животных. Методы изучения желудочного пищеварения.
10. Состав и свойства желудочного сока у животных.
11. Роль соляной кислоты в желудочном пищеварении. Значение слизи в желудке.
12. Основные ферменты желудочного сока и их значение.
13. Фазы желудочного сокоотделения и факторы их обуславливающие.
14. Моторика желудка. Переход содержимого из желудка в кишечник.
15. Особенности пищеварения в желудке у лошади. Получение натурального желудочного сока и его значение.
16. Желудочное пищеварение у свиней, его особенности у поросят.
17. Особенности желудочного пищеварения у кроликов.
18. Роль микрофлоры, ферментов растительного корма в пищеварении у животных с однокамерным желудком.
19. Особенности строения желудка жвачных животных. Значения рубца в пищеварении у жвачных.
20. Роль микрофлоры и микрофауны в рубцовом пищеварении.

21. Превращение азотистых веществ в преджелудках.
22. Физиологическое обоснование, включение мочевины (карбамида) в рацион жвачных.
23. Превращение жиров и углеводов в преджелудках жвачных.
24. Роль сетки и книжки. Пищеварение в сычуге.
25. Моторика моногокамерного желудка, его регуляция, методы изучения.
26. Жвачный процесс, его механизм и физиологическое значение.
27. Особенности желудочного пищеварения у молодняка жвачных животных. Организация выпойки телят и ее физиологическое обоснование.
28. Состав, свойства и роль сока поджелудочной железы в процессе пищеварения.
29. Ферменты поджелудочной железы. Фазы сокоотделения поджелудочной железы.
30. Желчь и ее роль в пищеварении.
31. Кишечный сок, его состав и ферментативные свойства.
32. Пристеночное пищеварение, его особенности и физиологическое значение.
33. Всасывание в кишечнике, значение этого процесса.
34. Моторная функция кишечника и его регуляция.
35. Пищеварение в толстом кишечнике. Дефекация.
36. Особенности пищеварения в толстом кишечнике у лошади.
37. Особенности пищеварения у с.-х. птицы.

6. ФИЗИОЛОГИЯ ДЫХАНИЯ

ТЕМА: ЛЕГОЧНОЕ ДЫХАНИЕ

Работа 1. Механизм легочного дыхания

Цель работы: Проследить за изменением объема легких при дыхании на модели Дондерса.

Материалы, оборудование: аппарат Дондерса, легкие кролика.

Выполнение работы:

Перед занятием у убитого кролика достают легкие с трахеей. В трахею вставляют стеклянную трубку и завязывают ниткой. Помещают их в стеклянную банку без дна так, чтобы стеклянная трубка выходила из банки сквозь пробку. Дно банки закрыть герметично резиновой пленкой. Через другую загнутую трубку отсосать несколько миллилитров воздуха, чтобы несколько раздуть легкие. Закрыть эту трубку зажимом (рис. 14).

Оттягивать резиновую пленку за пробку вниз и наблюдать расширение легких. Потом отпустить пленку и наблюдать спадание легких (выдох). Снять зажим и наблюдать пневмоторакс: воздух поступает в межплевральную полость, давление становится равным атмосферному и легкие не расширяются.

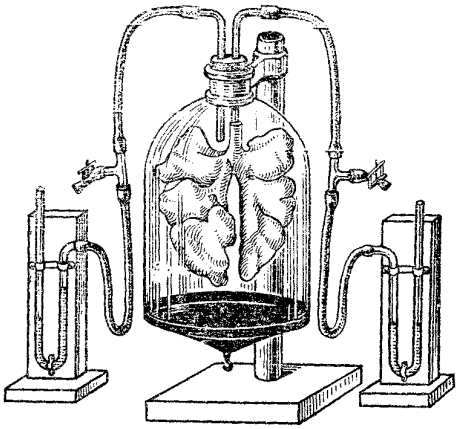


Рис. 14. Модель Дондерса.

Результаты: Нарисуйте модель Дондерса, подпишите ее составные части. Какую роль они выполняют? Что происходит если снять зажим с трубки, которая соединяет внутреннюю часть банки с внешней средой?

Выводы:

Работа 2. Определение жизненной емкости легких

Цель работы: Определить жизненную емкость легких у человека.

Материалы, оборудование: спирометр, вата, спирт

Выполнение работы:

Жизненную емкость можно определить по фракциям и ускоренным методом.

а) Определение жизненной емкости легких по фракциям

Дыхательный воздух – не вынимая муштука изо рта сделать 5-6 обычных вдохов в спирометр (вдох делать через нос). Определите среднее арифметическое.

Дополнительных воздух – установить спирометр на определенный уровень, сделать обычный вдох из атмосферы, а потом, максимальный вдох из спирометра. Разность показаний шкалы спирометра до и после вдоха составляет дополнительный воздух. Он также называется резервным объемом вдоха.

Резервный воздух – после обычного выдоха в атмосферу сделать выдох с силой в спирометр, определить по шкале объем воздуха.

б) Ускоренный метод. Для контроля определения жизненной емкости легких по фракциям сделайте глубокий вдох и выдох в спирометр. Результаты определений должны быть одинаковы (допустима разница 10%).

Результаты запишите в таблицу 1.

Таблица 1. Определение жизненной емкости легких у человека

№ п/п	Ф.И.О. студента	Фракции воздуха				Ускоренный метод
		дыхательный	дополнительный	резервный	всего	
1.						
2.						
3.						

Выводы:

ВОПРОСЫ К ИТОГОВОМУ ЗАНЯТИЮ ПО ТЕМЕ: «ФИЗИОЛОГИЯ ДЫХАНИЯ»

1. Физиология органов дыхания, их значение и выполняемые функции.
2. Сущность и этапы процесса дыхания. Типы дыхания.
3. Частота дыхания у различных видов животных. Легочная вентиляция. Механизм вдоха и выдоха.
4. Объем легких. Жизненная емкость легких, способ ее определения.
5. Парциальное давление газов. Механизм газообмена в легких.
6. Перенос газов кровью.
7. Нейро-гуморальная регуляция дыхания. Механизм первого вдоха. Проба на легкое.
8. Особенности дыхания у птиц.

7. ФИЗИОЛОГИЯ ЛАКТАЦИИ

Работа 1. Получение разных фракций молока разового удоя

Теория. Молоко, находящееся в наполненном вымени разделяют на три фракции: цистернальное, альвеолярное и остаточное. При обычном доении выдаиваются первые две фракции. **Цистернальную** фракцию молока можно получить, вставив в цистерну соска катетер перед началом доения. **Альвеолярная** фракция выделяется при доении данного соска или других сосков вымени. **Остаточное** молоко извлекают введением животному гормона окситоцина.

Цель работы: Получить цистернальное, альвеолярное и остаточное молоко из вымени.

Материалы, оборудование, животные: молочные катетеры, емкости для молока, шприц с инъекционной иглой, 2-3

ампулы окситоцина по 5-10 ЕД, вазелиновое масло, мыло, полотенце, корова, коза, овца.

Выполнение работы:

Опыт нужно проводит на лактирующей корове, козе или овце в обычные часы доения. Подготовить молочный катетер, емкости для молока, шприц, 2-3 ампулы окситоцина.

Животное ставят в станок. В цистерну одного из сосков ввести стерильный катетер, смазанный вазелиновым маслом. Через катетер в подставленный сосуд выделяется цистернальная порция молока.

Выдоить молоко из других долей вымени; через катетер при этом выделяется альвеолярная фракция молока. Сравнить объем выдоенного и выведенного через катетер молока.

Ввести животному внутримышечно окситоцин и получить остаточное молоко. Измерить количество остаточного, цисцернального и выдоенного молока.

Примерное соотношение цистернальной, альвеолярной и остаточной фракций в середине лактации составляет (%): коров 40 - 43 - 17; у овец – 35 - 42 - 23 соответственно. Величина остаточного молока зависит удоя, стадии лактации и стельности, степени раздоя, формы вымени и индивидуальных особенностей животных. Фракции молока разового удоя различаются по химическому составу.

Результаты запишите в таблице 1.

Таблица 1. Определение различных фракций молока

Фракции молока	Количество молока	
	мл	%
Цистернальное		
Альвеолярное		
Остаточное		

Выводы:

Работа 2. Физиологические свойства молока и его органолептическая оценка

Теория. Органолептически молоко оценивают по цвету, запаху, вкусу и консистенции, и на основании этого устанавливают наличие тех ли иных пороков.

Цвет нормального молока здоровых коров – белый или слегка желтоватый. Желтоватый оттенок зависит от содержания каротина и липохромов молочного жира. Определяют цвет молока в стеклянном цилиндре при отражающем дневном свете.

Запах молока приятный, специфичный. Определяют его при переливании из доильного ведра в молокомер или во время открывания сосуда, в котором доставлено молоко. При небрежном получении и хранении молока оно приобретает посторонние запахи – хлевный, затхлый, аммиачный, рыбный, силосный, нефтепродуктов и др.

Вкус молока здоровых коров слегка сладковатый. Определяют его так. Берут порцию молока, стараясь смочить им всю полость рта до корня языка. Ртом надо захватить побольше воздуха и медленно вдыхать его через нос. При исследовании молоко должно иметь комнатную температуру. Слабые привкусы молока лучше выявить при повышенной температуре. Слишком холодное молоко надо подогреть до температуры примерно 30ºС.

Консистенция нормального молока однородная, без слизи, хлопьев белка и нетягучья. Определяют консистенцию при медленном переливании молока из цилиндра или стакана в другие сосуды. Молоко, разбавленное водой или обезжиренным молоком, а также полученное от коров, больных туберкулезом и катаральным воспалением вымени имеет очень жидкую, водянистую консистенцию. Загрязнение молока микроорганизмами, вырабатывающими ферменты, придает ему творожистую консистенцию.

Цель работы: Провести органолептическую оценку молока.

Материалы, оборудование: молоко, стеклянные сосуды.

Результаты исследований:

Охарактеризовать пробу молока по цвету, запаху, вкусу и консистенции.

Выводы:

Работа 3. Определение плотности молока

Теория. По ГОСТ 3625-71 плотность (объемная масса) - масса молока при t 20°С, заключенная в единице объема (г/см^3). Этот показатель используется для пересчета количества молока, выраженного в килограммах, в литры и наоборот, для установления его натуральности, расчета по формулам содержания сухого вещества, сухого обезжиренного остатка молока и других его компонентов с использованием специальных коэффициентов. Плотность цельного коровьего молока колеблется в пределах 1,027-1,032 (у отдельных коров от 1,026 до 1,034), а в среднем для сборного коровьего молока она принята за постоянную величину, равную 1,030. Плотность обезжиренного молока выше, чем цельного и достигает 1,036.

Ареометр. Для определения плотности молока используют прибор – ареометр (лактоденсиметр. ГОСТ 18481-81). Определять плотность молока можно при температуре в пределах от 15 до 25°С с приведением показаний ареометра к 20°С и не раньше чем через 2 часа после доения. За это время улетучивается часть газов растворенных в парном молоке, жир из жидкого состояния переходит в твердое. Плотность только, что выдоенного молока ниже, чем плотность молока через несколько часов после доения.

Цель работы: Определить плотность молока крупного рогатого скота и факторы, влияющие на этот показатель.

Выполнение работы:

1. В цилиндр по стенке налить 170-200 мл хорошо размешанного молока, поставить цилиндр на ровное место.

2. Чистый сухой ареометр медленно погрузить в цилиндр с молоком до деления 1,030 и оставить в покое на 1-2 минуты. Ареометр не должен прикасаться к стенкам цилиндра. Между ареометром и стенками цилиндра должно быть расстояние не менее 0,5 см.

3. Делают два отсчета: один по верхней шкале (температура), другой – по нижней (плотность). Температуру определяют с точностью до 0,5 °. Мениск молока должен находится на уровне глаз. Отсчет делают по верхнему мениску с точностью до половины наименьшего деления шкалы. Если температура молока равна 20°С, то фактическая его плотность соответствует отсчитанному по шкале показателю. Если же температура выше или ниже 20°С, то вводят поправку на температуру. Для этого пользуются следующими расчетами. Каждому градусу отклонения от 20°С соответствует поправка ±0,2°А. При температуре ниже 20°С поправка будет со знаком минус, выше – со знаком плюс. Расхождение между повторными определениями плотности молока одной и той же пробы должно быть не более 0,5°А.

Пример. При определении плотности молока термометр показал 23°С, на нижней шкале ареометра было 1,0305 г/см^3, или 30,5°А. Поправка на температуру: 23-20=3°С; 3×0,2=0,6. Плотность молока с поправкой, выраженной в градусах ареометра, составляет 30,5+0,6=31,1°А, или 1,0311 г/см^3.

Факторы влияющие на точность анализа:

1. Наличие механических примесей в молоке, исследование проб провести не раньше, чем через 2 часа после доения.
2. Недостаточное перемешивание молока перед анализом или слишком сильное его взбалтывание, приводящее к образованию жировых комков и воздушных пузырьков.
3. Консервирование проб 10%-ным хромпиком.

Выводы:

Работа 4. Просмотр жировых шариков под микроскопом

Цель работы: Изучить строение жировых шариков под микроскопом.

Выполнение работы:

1. Микроскоп с окулярмикрометром следует установить на увеличение 300-500 раз.

2. В стаканчике смешать 5 мл молока с 25 мл воды.

3. Стеклянной палочкой перенести каплю разбавленного молока на предметное стекло и покрыть покровным стеклом. Препарат поместить на столик микроскопа.

4. Рассмотреть под микроскопом каплю разбавленного молока. Сравнить размеры жировых шариков, видимых в поле зрения.

5. Зарисовать после зрения микроскопа в рабочей тетради.

Выводы:

Работа 5. Выделение из молока казеина кислотой, альбумина и глобулина - нагреванием

Цель работы: Выделить из молока различные белковые фракции.

Из молока при добавлении слабого раствора кислоты выделяется казеин, а из прозрачного фильтрата при кипячении альбумин и глобулин.

Выполнение работы:

1. В колбу на 100-150 мл пипеткой отмерить 10 мл молока и 50 мл дистиллированной воды. Содержимое колбы размешать и из бюретки прилить по каплям 5%-ную уксусную кислоту до появления заметных хлопьев казеина.

2. Отфильтровать выпавший осадок казеина.

3. В пробирке вскипятить 5-6 мл прозрачного фильтрата, наблюдать сначала появление мути, а затем выпадение хлопьев альбумина и глобулина.

Выводы:

ВОПРОСЫ К ИТОГОВОМУ ЗАНЯТИЮ ПО ТЕМЕ: «ФИЗИОЛОГИЯ ЛАКТАЦИИ»

1. Лактация, ее продолжительность у разных видов с.-х. животных. Роль и значение молочных желез. Строение вымени.
2. Состав и свойства молока у различных видов с.-х. животных.
3. Состав, свойства и значение молозива.
4. Физиология молокообразования. Регуляция этого процесса.
5. Выделение молока и его регуляция.
6. Физиологическая емкость вымени, способ ее определения.
7. Получение фракций молока разового удоя и их % соотношение.
8. Физиологические основы машинного доения.

8. ФИЗИОЛОГИЯ ВЫДЕЛЕНИЯ

Работа 1. Реакция на мочевину

Цель работы: Получение биурета из мочевины.

Материалы и оборудование: кристаллическая мочевина, штатив с пробирками, спиртовка, красная лакмусовая бумажка.

Выполнение работы:

Несколько кристалликов мочевины (1-2 г) помещают в сухую пробирку и нагревают на пламени спиртовки. Сначала мочевина плавится (t=132°C) с выделением паров аммиака, что можно обнаружить по запаху и по посинению опущенной в пробирку влажной красной лакмусовой бумажке, а затем дает беловатый осадок биурета. При сплавлении мочевины из двух ее частиц выделяется одна частица аммиака и получается биурет. Для получения биурета нагревание надо производить непродолжительное время, так как в противном случае к

биурету присоединяется частица мочевины с выделением еще двух частиц аммиака и получается циануровая кислота, которая не дает биуретовой реакции. После охлаждения растворить биурет в воде и проделать биуретовую реакцию, причем получается густо-розовое окрашивание раствора.

Выводы:

ВОПРОСЫ К ИТОГОВОМУ ЗАНЯТИЮ ПО ТЕМЕ: «ФИЗИОЛОГИЯ ВЫДЕЛЕНИЯ»

1. Физиология органов выделения. Значение. Выделительная функция кожи.
2. Строение нефрона. Механизм мочеобразования.
3. Регуляция мочеобразования.
4. Диурез, состав и свойства мочи.
5. Выделение мочи. Особенности мочевыделения у с.-х. птиц.

9. ОБМЕН ВЕЩЕСТВ И ЭНЕРГИИ

ТЕМА: «КАЧЕСТВЕННЫЕ РЕАКЦИИ НА БЕЛКИ, УГЛЕВОДЫ И ЖИРЫ»

Работа 1. Биуретовая реакция

Теория. Специфических цветных реакций на белки не существует. Имеющиеся цветные реакции указывают на наличие тех или иных аминокислот, или ароматических соединений, входящих в состав белков.

Белки в щелочной среде дают с солями меди фиолетовое окрашивание. Такую же реакцию дает биурет – продукт расщепления мочевины, от которого и происходит название реакции.

Материалы и оборудование: раствор белка (белок из 2 куриных яиц, растворенный в 1 л воды), раствор пептонов, пробирки, 10% раствор едкого натра, 1% раствор медного купороса.

Выполнение работы:

Налить в 1 пробирку 1-2 мл раствора белка, а в другую 1-2 мл раствора пептонов. В обе пробирки добавить по 1 мл едкого натра и по 1-2 капли раствора медного купороса. В пробирке с белком при взбалтывании появляется фиолетовое окрашивание; в пробирке с пептоном – розоватое окрашивание.

Выводы:

Работа 2. Проба Троммера

Теория. Моносахариды и более сложные сахара, содержащие свободную альдегидную или кетоновую группу, восстанавливают металлы в щелочной среде.

Реакция Троммера основана на восстановлении оксисной меди в закисную.

Материалы и оборудование: Штатив с пробирками, пипетки, горелка, глюкоза (10% раствор), сахароза (10% раствор), едкий натр (10% раствор), медный купорос (1% раствор).

Выполнение работы:

Взять две пробирки. В первую налить 2-3 мл раствора глюкозы, во вторую 2-3 мл раствора сахарозы. Добавить в обе пробирки по ½ объема (1-0,5 мл едкого натра и по каплям приливать раствор медного купороса до появления неисчезающей мути гидроокиси меди голубого или синего цвета. При нагревании первой пробирки синий цвет гидрата окиси меди переходит в желтый цвет гидрата закиси меди. При

дальнейшем нагревании желтый цвет переходит в красный – образуется безводная закись меди (Cu_2O).

Следует избегать избытка медного купороса, который может маскировать реакцию, так как избыток меди при нагревании переходит в безводную окись меди черного цвета. При нагревании второй пробирки желтая и красная краски не появляются, так как в сахарозе отсутствуют свободные альдегидные группы, обуславливающие реакцию восстановления.

Выводы:

Работа 3. Реакция на полисахариды (проба на крахмал)

Теория. Растворы йода или йодистого калия дают с крахмалом синее окрашивание, исчезающее при нагревании и появляющееся после охлаждения.

Материалы и оборудование: крахмал, колба на 250 мл, горелка, раствор Люголя.

Выполнение работы:

В колбу с 100 мл холодной воды добавить 2-3 г крахмала, размешать и медленно нагревать до кипения при непрерывном помешивании.

В пробирку налить 3-5 мл охлажденного раствора крахмала и добавить 1-2 капли раствора Люголя. Появляется интенсивное синее окрашивание. При нагревании пробирки окраска исчезает, а при охлаждении появляется вновь.

Выводы:

Работа 4. Реакции на жиры

Материалы и оборудование: растительное масло, едкий натр (10% раствор), эфир серный, спирт этиловый, хлороформ, желчь, вода дистиллированная, штатив с пробирками 6 штук, горелка.

Выполнение работы:

Растворение и эмульгирование жира.

Взять 6 пробирок и влить в каждую по 1 мл растительного масла. Добавить по 3 мл: в первую пробирку эфира, во вторую – спирта, в третью – хлороформа, в четвертую – едкого натра, в пятую – воды.

В шестую пробирку добавить 3-4 мл желчи и все шесть пробирок встряхнуть. В первых трех пробирках произойдет полное растворение жира – раствор прозрачен, в трех последних – масло разбивается на мелкие шарики, образуя молочно-белую эмульсию.

В пробирке с водой эмульсия неустойчива; при стоянии масло быстро отделяется от воды и всплывает.

Более стойкая эмульсия образуется со щелочью и особенно стойкая – в присутствии желчи, сильно снижающей поверхностное натяжение жидкости.

Выводы:

ТЕМА: «ОБМЕН ЭНЕРГИИ»

Работа 1. Определение затрат энергии по газообмену

Цель работы: Определить расход энергии по газообмену.

Определение энергетических затрат организма включает:

а) подсчет количества вдыхаемого воздуха;

б) анализ вдыхаемого и выдыхаемого воздуха;

в) определение дыхательного коэффициента, определение теплопродукции.

Цель работы: Определить минутный объем вентиляции легких у теленка.

а) Подсчет количества вдыхаемого воздуха.

Материалы, оборудование: подопытное животное, мешок из прорезиновой ткани (Дугласа), дыхательная маска, газовый счетчик.

Выполнение работы:

Животному одевают маску, соединяют ее через гофрированную трубку с мешком Дугласа и в течение 5-10 мин, собирают воздух, который выдыхает животное. Затем закрывают зажимом трубку, которая соединяет мешок с маской, и снимают маску.

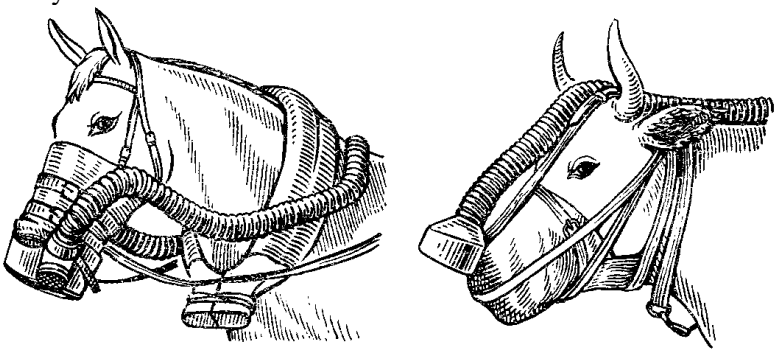


Рис. 15. Респирационные маски.

Через отводную трубку берут пробу воздуха для анализа. Гофрированную трубку мешка соединяют с газовым счетчиком, и слегка нажимая на мешок, пропускают воздух через газовый счетчик. Объем выдохнутого воздуха поделить на количество минут дыхания и определить минутный объем дыхания.

б) Анализ воздуха на содержание кислорода и углекислого газа.

Цель работы: Проанализировать газовый состав воздуха.

Выполнение работы:

После заполнения реактивами сосудов газоанализатора набрать пробу воздуха в газоприемник. Поглощение углекислого газа происходит в сосуде, который наполнен 10%-ным раствором КОН, кислорода – раствором пирогаллола. По разности между объемами воздуха до и после поглощения каждого из названных газов определяют процентное содержание в нем CO_2 и O_2.

Результаты определения газового состава воздуха записать в форме таблицы 1.

Таблица 1. Газовый состав воздуха

Газы, %	**Воздух**	
	вдыхаемый	**выдыхаемый**
CO_2		
O_2		

в) Определение дыхательного коэффициента

Для того, чтобы определить дыхательный коэффициент необходимо определить следующие показатели:

Температура во время опыта…….

Барометрическое давление……

Объем выдыхаемого воздуха…….

1. Привести объем выдыхаемого воздуха к нормальным условиям (0°С, 760 мм. рт. ст) умножив на соответствующий коэффициент.

Поправочный коэффициент определяют при помощи номограммы с учетом температуры и барометрического давления (рис. 16).

2. Объем выдыхаемого воздуха за 1 минуту.
3. Количество CO_2 в выдыхаемом воздухе.
4. Количество O_2 в выдыхаемом воздухе.
5. Количество CO_2 во вдыхаемом воздухе.
6. Количество O_2 во вдыхаемом воздухе.
7. Выделилось CO_2 за одну минуту.
8. Поглощено O_2 за одну минуту.

9. Дыхательный коэффициент

$$\textbf{ДК} = \frac{CO_2}{O_2}$$

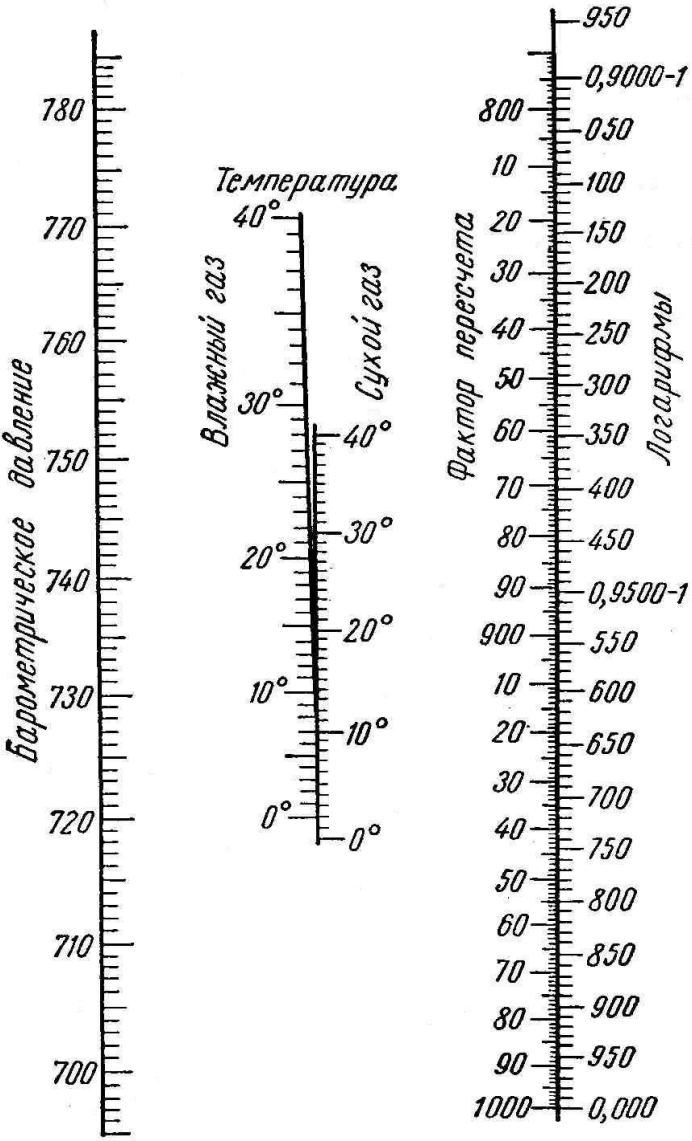


Рис. 16. Номограмма для определения объема газа при нормальном состоянии.

10. По количеству потребленного кислорода и дыхательному коэффициенту, пользуясь данными таблицы 2, подсчитать затраты энергии животным (кДж за 1 минуту).

По таблице 2. определите калориметрический эквивалент 1 л O_2.

Определите затраты энергии за 1 мин; для этого количество кислорода, потребленного за 1 мин. умножьте на калориметрический эквивалент 1 л O_2.

11. Определите затраты энергии: за час, за сутки.

Таблица 2. Калориметрический эквивалент 1 л кислорода при различных величинах дыхательного коэффициента

Дыхательный коэффициент	кДж	Дыхательный коэффициент	кДж	Дыхательный коэффициент	кДж
0,71	19,636	0,81	20,151	0,91	20,686
0,72	19,686	0,82	20,201	0,92	20,717
0,73	19,736	0,83	20,256	0,93	20,766
0,74	19,791	0,84	20,306	0,94	20,821
0,75	19,841	0,85	20,360	0,95	20,871
0,76	19,896	0,86	20,411	0,96	20,921
0,77	19,946	0,87	20,461	0,97	20,976
0,78	19,996	0,88	20,515	0,98	21,021
0,79	20,050	0,89	20,566	0,99	21,076
0,80	20,101	0,90	20,616	1,00	21,131

Зная, что 1 кормовая единица соответствует 10450 кДж энергии, подсчитайте количество кормовых единиц, которое необходимо дать животному в сутки, чтобы компенсировать расход энергии и составьте приблизительный рацион. Содержание кормовых единиц в кормах приводится в таблице 3.

Таблица 3. Питательность кормов, в 1 кг кормовых единиц

Вид корма	Содержание кормовых единиц
1	2
Сено	0,4 – 0,5
Солома	0,2 – 0,3
Сенаж	0,29 – 0,34
Силос	0,15 – 0,24
Кормовая свекла	0,12
Концентраты	1,0 – 1,20

Выводы:

ВОПРОСЫ К ИТОГОВОМУ ЗАНЯТИЮ ПО ТЕМЕ: «ФИЗИОЛОГИЯ ОБМЕНА ВЕЩЕСТВ И ЭНЕРГИИ»

1. Понятие о промежуточном обмене веществ.
2. Значение белков для организма и их биологическая ценность.
3. Превращение белков в организме.
4. Азотистый баланс и его виды. Белковый минимум.
5. Полноценные белки. Заменимые и незаменимые аминокислоты и их роль.
6. Особенности белкового обмена у жвачных животных.
7. Регуляция белкового обмена.
8. Значение углеводов, их обмен и регуляция.
9. Особенности углеводного обмена у жвачных животных.
10. Значение липидов, их обмен и регуляция.
11. Взаимосвязь обмена белков, углеводов и липидов.
12. Превращение энергии в организме.
13. Методы изучения обмена энергии. Прямая и непрямая калориметрия. Понятие о дыхательном и калорическом коэффициентах.
14. Факторы, влияющие на обмен энергии.
15. Температура тела у с.-х. животных и факторы, влияющие на этот показатель. Температура комфорта.

16. Физическая и химическая терморегуляция.
17. Регуляция температуры тела.
18. Особенности терморегуляции у с.-х. птицы.

10. ФИЗИОЛОГИЯ СИСТЕМЫ КРОВИ

ТЕМА: «ФИЗИКО-ХИМИЧЕСКИЕ СВОЙСТВА КРОВИ»

Работа 1. Получение крови у животных

Цель работы: Познакомиться со способами взятия крови у животных разных видов, получить кровь у кролика.

Теория. Перед взятием крови животных фиксируют и берут с соблюдением всех правил асептики и антисептики, чтобы предупредить возможное загрязнение места вкола иглой и внесения инфекции в кровеносную систему. Для этого перед взятием крови кожу в участке манипуляции выстригают или выбривают, а при необходимости моют теплой водой с мылом, просушивают марлевой салфеткой и дезинфицируют спиртом или 5%-ным раствором йода.

У лошадей, крупного и мелкого рогатого скота большой объем крови берут из левой яремной вены на границе верхней и средней трети шеи после пережатия вены жгутом или сдавливают большим пальцем. Ниже места пункции делают прокол инъекционной иглой против тока крови под углом 45°.

Небольшое количество крови для исследования морфологического состава берут путем прокола иглой ушной вены или надреза скальпелем кончика уха.

У свиней большой объем крови получают при отрезании кончика хвоста стерильным скальпелем или ножницами. После взятия крови рану дезинфицируют, а кончик хвоста пережимают резиновым кольцом или перетягивают бинтом на 1-2 дня.

Небольшое количество крови получают при надрезе или проколе ушной вены.

У кроликов чаще всего кровь берут непосредственно из сердца. Для этого животное фиксируют на правом боку и вводят иглу в третий межреберный промежуток слева на 3-4 см выше наружного края грудной клетки.

Небольшое количество крови получают путем надреза или прокола ушной вены.

У сельскохозяйственных птиц в больших количествах кровь берут из подкрыльцовой вены, которая находится на внутренней поверхности крыла.

Небольшое количество крови у кур можно взять, сделав разрез гребня, а у гусят и уток делают прокол мягких тканей ступни.

У собак большой объем крови берут из вены сафена в области верхней трети голени.

Небольшое количество крови берут из сосудов уха путем надреза ее края или прокола иглой.

Результаты: Заполните таблицу 1. согласно прочитанной теории.

Таблица 1. Взятие крови у разных животных

Вид животных	**Место взятия крови**	
	в больших количествах	**в малых количествах**
Крупный рогатый скот		
Лошади		
Овцы		
Свиньи		
Кролики		
Куры		
Утки		

Выводы:

Работа 2. Свертывание крови

Цель работы: Определить время свертывания крови при различных условиях внешней среды.

Приборы, материалы, животные: кролик, вата, спирт, инъекционные иглы, ножницы, предметные стекла, аппарат Безарона, водяная баня, стеклянная воронка, марля.

Выполнение работы:

Кролика фиксировать на столе, найти ушную вену. Место взятия крови выстричь и продезинфицировать спиртом. Вену пережать пальцем, при помощи иглы проколоть вену.

1. На обезжиренное стекло нанесите 2 капли крови, взятой из ушной вены кролика. Через каждые 10 сек. наблюдайте за формой и поведением капли при наклоне стекла.

Зафиксировать момент, когда капля остается неподвижной.

2. Протрите стекло аппарата Безарона, смочите водой марлевой мешок, на дно камеры налейте 15 мл теплой воды. Водяную камеру аппарата заполните на ¾ теплой водой. Закрыть аппарат крышкой. После взятия крови 2 капли поместите на вогнутое стекло аппарата. Воздушную камеру накройте крышкой. Через 10 сек. поверните вогнутое стекло, наблюдая за поведением капли. Сначала она качается как ртуть, потом движение становится медленным. Окончанием свертывания будет момент когда при наклоне на 90' капля остается в неподвижной.

Результаты: В таблице 2 запишите результаты опыта.

Таблица 2. Результаты исследования свертывания крови

№ п/п	Время свертывания крови, мин.	
	на воздухе	во влажной камере Безарона

После проведения опыта определите соответствие результатов с физиологической нормой (нормы свертывания крови у животных разных видов представлены в таблице 3).

Таблица 3. Время свертывания крови у животных разных видов

Вид животных	Время свертывания крови, мин.
Лошади	10-12
Крупный рогатый скот	7-9
Овцы	4-6
Свиньи	3-4
Кролики	5-6
Птица	2-3

Выводы:

Работа 3. Определение гематокритного числа

Теория. Отношение объема форменных элементов к объему цельной крови, выраженное в процентах, называется гематокритным числом. Плазма составляет 60-65% от общего объема крови, а форменные элементы 35-40%. Гематокритное число – одна из основных констант крови, изменение которой наблюдается при многих патологических состояниях организма.

Цель работы: Определить соотношение плазмы и форменных элементов в крови животного.

Приборы, материалы: центрифуга NPW-310, гематокритные капилляры, часовое стекло.

Выполнение работы:

Кровь для анализа берут из ушной вены кролика. Гематокритные капилляры промыть цитратом натрия и заполнить кровью. Центрифугировать 5 мин. при 3000об/мин. При этом под действием центробежной силы форменные элементы смещаются в периферической части капилляров. Ближе к оси центрифуги остается столбик плазмы. После центрифугирования определить при помощи приставки длину столбика форменных элементов. Рассчитайте гематокритное число.

Результаты запишите в таблице 4.

Таблица 4. Результаты определения гематокритного числа

№ п/п	Гематокритное число

Выводы:

Работа 4. Определение буферных свойств сыворотки крови

Теория. Реакция крови слабощелочная, pH 7,35-7,55. Поддержание pH обеспечивают буферные системы крови: гемоглобиновая, карбонатная, фосфатная и белковая. Точной мерой буферной емкости является количество грамм-эквивалента крепкой щелочи или кислоты, которое требуется добавить к 10 мл крови, чтобы сместить ее pH на единицу.

Цель работы: Определить величину щелочного и кислотного буфера сыворотки крови.

Приборы, материалы: сыворотка крови, две бюретки на 25 мл, мерные колбы на 50 и 100 мл, индикаторы – 0,1%-ный раствор метилоранжа, 1%-ный раствор фенолфталеина,

стаканчики, 0,1 н раствор соляной кислоты, 0,1 н раствор едкого натрия.

Выполнение работы:

Определение кислотного буфера крови.

Пронумеруйте 2 стаканчика и налейте в каждый по 15 мл дистиллированной воды, добавьте в оба стаканчика по 2 капли фенолфталеина. Первый стаканчик считаете контрольным, а второй опытным. Во второй стаканчик добавить 1 мл сыворотки крови.

Титруйте содержимое стаканчиков 0,1 н раствором едкого натрия до возникновения темно-розового цвета, считая количество капель раствора щелочи, которое пошло на титрование в каждом стаканчике.

Результаты исследования запишите по форме, заданной в таблице 5.

Таблица 5. Результаты исследования кислотного буфера

№ п/п	Количество 0,1 н NaOH, которое пошло на титрование		От результата 3 колонки отнять результат 2 колонки	Количество 0,1 н NaOH, которое пойдет на титрование 15 мл сыворотки. Результат 4 колонки умножить на 15
	15 мл воды	15 мл воды + 1 мл сыворотки		

Определение щелочного буфера.

В два пронумерованных стаканчика налейте по 5 мл дистиллированной воды, добавьте по 3 капли метилоранжа. В один стаканчик добавьте 1 мл сыворотки крови. Содержимое стаканчиков (сначала первый, затем второй) титровать 0,1 н

раствором соляной кислоты до слабо-красного цвета, подсчитывая количество капель раствора кислоты, которое пошло на титрование каждого из стаканчиков.

Результаты исследования запишите по форме, заданной в таблице 6.

Таблица 6. Результаты исследования щелочного буфера крови

№ п/п	Количество 0,1 н HCI, которое пошло на титрование		От результата 3 колонки отнять результат 2 колонки	Количество 0,1 н HCI, которое пойдет на титрование 5 мл сыворотки. Результат 4 колонки умножить на 5
	5 мл воды	5 мл воды + 1 мл сыворотки		

Выводы:

ТЕМА: «ФОРМЕННЫЕ ЭЛЕМЕНТЫ КРОВИ»

Работа 1. Определение скорости оседания эритроцитов

Теория. Эритроциты имеют определенную массу и поэтому могут оседать в крови, предотвращенной от свертывания. Скорость их оседания у разных животных неодинаковая; она зависит от физико-химических свойств плазмы, физиологического состояния животных и других условий.

Цель работы: Ознакомиться с методикой и провести определение скорости оседания эритроцитов (СОЭ) в исследуемой крови.

Приборы, материалы: кровь животных, прибор Панченкова (рис.17), часовые стекла, 5%-ный раствор лимоннокислого натрия, 5%-ный цитрат натрия, спирт, вата.

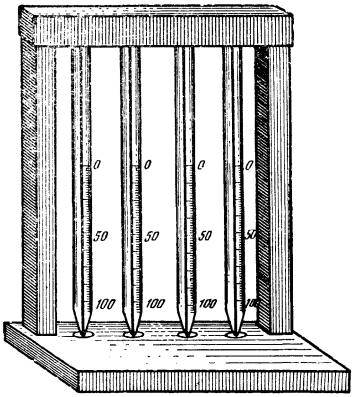


Рис. 17. Прибор Панченкова.

Выполнение работы:
Капилляр прибора Панченкова несколько раз промыть цитратом натрия (5%-ный). Затем набрать его до метки Р (50) и выдуть на часовое стекло. В тот же капилляр набрать крови до метки К (0) и выдуть на часовое стекло. Концом капилляра перемешать порцию крови с цитратом натрия и наполнить этот же капилляр полученной смесью до отметки 0, избегая попадания воздуха.

Верхний конец капилляра закрыть указательным пальцем, нижний вытереть ватой и прижать к нижней резиновой площадке штатива и установить капилляр в строго вертикальном положении. Зафиксировать время установки капилляра в штатив и через час определить уровень плазмы. Используя таблицу 1 установить соответствие полученного результата с физиологической норме.

Таблица 1. Скорость оседания эритроцитов у животных разных видов

Вид животного	Скорость оседания эритроцитов, мм/час

Лошади	40-70
Крупный рогатый скот	0,5-1,5
Свиньи	2-9
Птица	1,5-3

Результаты запишите в таблице 2.

Таблица 2. Скорость оседания эритроцитов

№ п/п	Скорость оседания эритроцитов, мм/час	Физиологическая норма

Выводы:

Работа 2. Гемолиз эритроцитов

Теория. Гемолиз – процесс выхода гемоглобина в плазму вследствие повреждения или разрушения оболочки эритроцитов. Происходит он под действием различных неблагоприятных факторов и патологических состояний организма, при изменении осмотического давления крови. При этом кровь становиться прозрачной «лаковой».

Цель работы: Проследить за явлением гемолиза эритроцитов при действии повреждающих факторов.

Приборы, материалы: дефибринированная кровь, штатив с пробирками, пипетки мерные на 5 мл, глазные пипетки, 1 и 0,9%-ный раствор натрия хлорида, хлороформ, концентрированный аммиак, спирт этиловый, 5%-ный раствор глюкозы, дистиллированная вода.

Выполнение работы:

Пронумеруйте 5 пробирок и заполните их, исходя из данных таблицы 3. В каждую пробирку при помощи глазной

пипетки поместите 5 капель крови, содержимое хорошо перемешать и оставить в штативе на 10 минут. Результат определяют по цвету жидкости и ее прозрачности.

Таблица 3. Наблюдение гемолитических свойств различных химических веществ

№ п/п	Содержимое пробирок	Результат	
		есть или нет гемолиз (+ или -)	механизм гемолиза
1.	5 мл физиологического раствора + 5 капель крови		
2.	5 мл дистиллированной воды + 5 капель крови		
3.	5 мл 5% раствора глюкозы + 5 капель крови		
4.	4 мл физиологического раствора + 1 мл концентрированного аммиака + 5 капель крови		
5.	4 мл физиологического раствора + 1 мл хлороформа+ 5 капель крови		

Выводы: Опишите механизм гемолиза в пробирках, где он есть.

Работа 3. Осмотическая устойчивость эритроцитов

Теория. Осмотическая резистентность эритроцитов – это их устойчивость к гипотоническим растворам натрия хлора.

Цель работы: Определить осмотическую резистентность эритроцитов у разных видов животных.

Приборы и материалы: дефибринированная кровь животных, штатив с градуированными центрифужными пробирками, 1%-ный раствор хлорида натрия, дистиллированная вода, центрифуга, глазные пипетки.

Выполнение работы:

Пронумеруйте 7 пробирок и заполните их растворами NaCI убывающей концентрации, исходя из данных таблицы 4.

Таблица 4. Приготовление растворов требуемой концентрации

Содержимое пробирок	Номера пробирок						
	1	**2**	**3**	**4**	**5**	**6**	**7**
1%-ный раствор NaCI, мл	9	8	7	6	5	4	3
Дистиллированная вода, мл	1	2	3	4	5	6	7
Всего, мл	10	10	10	10	10	10	10
Концентрация NaCI, %	0,9	0,8	0,7	0,6	0,5	0,4	0,3
Результаты							

В каждую пробирку внесите по 5 капель дефибринированной крови или взвеси эритроцитов и, зажав пробирку пальцем, перемешайте содержимое. Через 5-10 минут наблюдайте результаты.

Отцентрифугируйте содержимое каждой пробирки в течение 5 минут при 2000 об/мин. и убедитесь в наличии или отсутствии осадка эритроцитов. Просматривают все пробирку и отмечают, в какой из них наступил гемолиз эритроцитов. Чаще всего это происходит в растворе 0,4% (пробирка №4), в котором разрушается наименьшее количество клеток, о чем можно судить по возникновению слабо-розового цвета и непрозрачной

жидкости. Это отмечается как минимальная резистентность эритроцитов. А в растворах 0,3; 0,2; 0,1% (пробирки № 3-1) происходит гемолиз всех клеток, и жидкость становится ярко-красного цвета, прозрачной - максимальная резистентность

Результаты исследований запишите в таблицу 10 (+ полный гемолиз, ± частичный гемолиз, - отсутствие гемолиза).

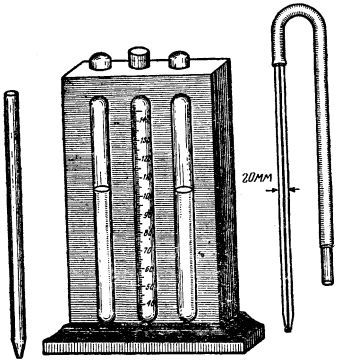
Выводы:

Работа 4. Определение количества гемоглобина в крови

Теория. Гемоглобин – основная составная часть эритроцитов. Количество его в крови зависит от возраста, вида, породы, физиологического состояния животных и других факторов.

Цель работы: Определить содержание гемоглобина в крови животных.

Приборы и материалы: кровь животных, гемометр Сали (рис. 18), капиллярная градуированная пипетка на 0,02 мл, стеклянная палочка,0,1 н раствор HCI, дистиллированная вода, глазные пипетки, вата.



Выполнение работы:
В градуированную пробирку, взятую из гемометра глазной пипеткой до метки с цифрой 2 налить 0,1 н раствор HCI. В микропипетку до метки 0,02 набрать кровь, после чего протереть ее ватой. Потом опустить микропипетку на дно градуированной пробирки и осторожно выдуть из нее кровь, не доставая пипетки из

пробирки, промыть ее соляной

Рис. 18. Гемометр Сали.

кислотой из верхнего слоя. Достать микропипетку из пробирки, осторожно смешать ее содержимое стеклянной палочкой и поставить в штатив на 5-10 минут. Потом, не доставая пробирки из штатива, доливать по каплям дистиллированную воду пока цвет исследуемой жидкости не будет соответствовать цвету стандартных пробирок. По шкале на пробирке определить количество гемоглобина. Результаты исследования поместите в таблицу 5.

Таблица 5. Результаты исследования количества гемоглобина

№ п/п	Вид животного	Количество гемоглобина		Физиологическая норма
		г%	г/л	

Используя, таблицу 6 определите соответствие полученного результата физиологической норме.

Таблица 6. Количество гемоглобина в крови животных разных видов

Вид животного	Количество гемоглобина, г/л
Крупный рогатый скот	90-120
Лошади	80-140
Овцы	70-110
Свиньи	90-110
Кролики	100-125
Птица	80-120

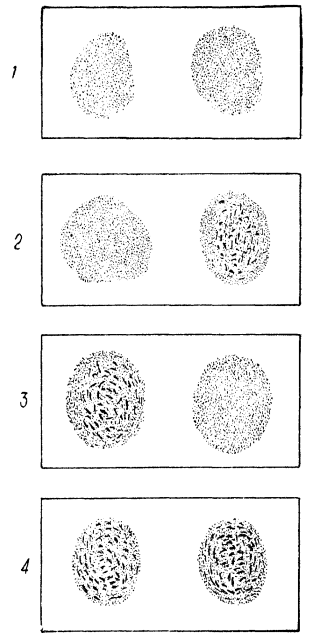
Выводы:

Работа 5. Определение групп крови

Теория. В основу определения группы крови положена реакция агглютинации, т.е. склеивание эритроцитов в комочки. Как установлено, реакция агглютинации возникает при связывании особых глобулинов (белков) эритроцитов, так называемых агглютиногенов, с одноименными агглютининами (мукополисахаридами) плазмы. Известно, что в эритроцитах может присутствовать агглютиноген А и В, а в плазме агглютинин α и β. В крови одного человека не могут одновременно находиться агглютиноген А и одноименный агглютинин α или агглютиноген В и агглютинин β.

Цель работы: Ознакомиться с методикой определения группы крови и определить свою группу.

Приборы и материалы: стандартные сыворотки крови I, II и III группы, предметное стекло, стеклянные палочки, глазные пипетки, ила Франка, спирт, вата.



Выполнение работы:

На чистом предметном стекле делают пометку карандашом слева II, справа III группы. Разными пипетками нанести по капле сыворотки II и III группы. Затем проколоть палец иглой Франка и стеклянной палочкой переносят небольшое количество выступившей крови в каплю сыворотки II группы. Другую каплю (другой палочкой) смешать с каплей сыворотки III группы. Каждый раз тщательно перемешивают кровь в капле сыворотки, пока смесь не примет равномерно розового цвета.

Рис. 19. Реакция агглютинации различных групп крови.

Реакция агглютинации (рис. 19) наступает через 1-2 минуты, когда эритроциты склеиваются в виде крупных, видимых невооруженным глазом комочков.

Используя таблицу 7, определите группу крови.

Таблица 7. Таблица определения совместимости разных групп крови

Агглютиногены донора	Агглютинины реципиента			
	αβ (I)	**β(II)**	**α (III)**	**0 (IV)**
0 (I)	-	-	-	-
A (II)	+	-	+	-
B (III)	+	+	-	-
AB IV)	+	+	+	-

Примечание: знаком + обозначается реакция агглютинации; знаком - отсутствие таковой

Выводы:

ТЕМА: «ФИЗИОЛОГИЯ СЕРДЦА И КРОВООБРАЩЕНИЯ»

Работа 1. Автоматия сердца. Влияние температуры на сердечные сокращения.

Теория. Сердце, извлеченное из организма, при создании определенных условий продолжает ритмично сокращаться. Это обусловлено автоматией сердца, т.е. способностью приходить в состояние возбуждения без воздействий извне, под влиянием импульсов, возникающих в нем самом. Автоматия обусловлена наличием в сердце

проводящей системы. У млекопитающих эта система состоит из синоатриального узла (Кис-Флека), атриовентрикулярного узла (Ашофа-Тавара), пучка Гиса и волокон Пуркинье. Синоатриальный узел расположен в правом предсердии у устья передней полой вены. Атриовентрикулярный узел находится в правом предсердии в области межсердечной перегородки. От него берет начало пучок Гиса, в желудочках он разделяется на две ветви. Заканчивается проводящая система волокнами Пуркинье, которые обильно ветвятся под эндотелием желудочков.

Цель работы:

1. Убедиться в автоматии деятельности сердца.
2. Исследовать влияние температуры на характер автоматии.

Приборы и материалы: лягушки, препаравальный набор, раствор Рингера, стеклянные чашки диаметром 2-3 см, дощечка на корковом или резиновом поплавке, термометр, нитки, горячая вода, лед.

Выполнение работы:

Обездвижить лягушку, зафиксировать ее на пробковой пластинке и вскрыть грудную полость, осторожно удалить сердечную сорочку. Подвести нитку под уздечку и завязав ее, обрезать уздечку. Подвести две лигатуры под разветвление аорты. Одной из них завязать обе аорты, другой, приподняв сердце за нитку, - полые вены до их впадения в синус. Собрав все лигатуры в одной руке, отделить сердце от окружающих тканей. Обрезав коротко лигатуры, поместить сердце в стеклянную чашку, наполненную раствором Рингера. При правильной изоляции сердце продолжает сокращаться, что свидетельствует об его автоматии.

Опустить чашечку в сосуд с водой температуры 18-20°С и сосчитать число сокращений сердца в 1 минуту. Помещая в сосуд кусочки льда, и снижая температуру до 5-10°С, убедиться, что частота сокращений сердца уменьшается. Перенесите чашечку с поплавком в сосуд с водой комнатной температуры. Постепенно добавлять в сосуд горячую воду, повышая

температуру воды до 27-30°С. Частота сердечных сокращений возрастает (свыше 35-37°С воду нагревать не следует), так как в мышце наступают необратимые изменения.

Результаты исследований запишите в таблицу 1.

Таблица 1. Количество сердечных сокращений при различной температуре

Количество исследований	Температура воды	Количество сердечных сокращений в 1 мин.
1	18 – 20°С	
2	5 – 10°С	
3	27- 30°С	

Выводы:

Работа 2. Влияние адреналина и ацетилхолина на сердечные сокращения

Теория. На деятельность сердца влияют некоторые гормоны и биологически активные вещества. Гормоны надпочечников адреналин и норадреналин вызывают учащение и усиление сокращений сердца. Их содержание увеличивается при физической нагрузке, болевых раздражениях, эмоциональном возбуждении. Эффект действия адреналина на сердечную мышцу напоминает влияние симпатических нервов.

При раздражении блуждающих нервов в их окончаниях выделяется ацетилхолин, который ослабляет и урежает сердечные сокращения.

Цель работы: Проследить, как изменяется работа сердца под влиянием адреналина и ацетилхолина.

Приборы и материалы: лягушка, кимограф, рычажок для записи на кимографе, чернильно-пишущее устройство, серфин с ниткой, дощечка для фиксации лягушки, булавки, препаровальный набор, раствор Рингера, раствор адреналина

1:1000, раствор ацетилхолина 1:50000, глазные пипетки, марля, бумага для кимографа.

Выполнение работы: Обездвиживают лягушку, прикалывают к дощечке брюшком вверх, вскрывают грудно-брюшную полость, обнажают сердце, освобождают его от сердечной сорочки, перерезают уздечку. Верхушку желудочка сердца захватывают серфином, соединенным при помощи нитки с записывающим рычагом. Пускают в ход барабан кимографа, записывают сокращения сердца лягушки, подсчитывают частоту его сокращений в 1 минуту. На сердце наносят 1 каплю раствора адреналина. Записывают сокращения сердца в течение 2-3 мин., подсчитывают частоту его сокращений за каждые 30 сек., обращая внимание также на силу сокращений.

Отмывают сердце раствором Рингера и выжидают исходной частоты сокращений. После восстановления исходной частоты сокращений на сердце наносят 1-2 капли раствора ацетилхолина. Продолжая запись, подсчитывают в течение 2 минут число сокращений за каждые 30 сек. Результаты запишите в таблице 2.

Таблица 2. Сокращение сердца при действии гормонов

Гормоны	Количество сокращений сердца до действия гормона	Количество сокращений сердца после действия гормона
Адреналин		
Ацетилхолин		

Выводы:

Работа 3. Измерение артериального давления

Теория. В кровеносных сосудах кровь находится под определенным давлением. Величина артериального давления зависит в основном от объема крови, поступающей из сердца

при систоле, и от сопротивления току крови в сосудах, особенно мелких артериях, артериолах и капиллярах. Артериальное давление колеблется в зависимости от фаз сердечного цикла. В период систолы оно повышается (систолическое или максимальное), а в период диастолы – снижается (диастолическое или минимальное). Разность между систолическим и диастолическим давлением называется пульсовым давлением.

Цель работы: Ознакомиться с методами определения кровяного давления у человека. Определить величину максимального и минимального давления.

Приборы и материалы: тонометр, фонендоскоп.

Выполнение работы:

У человека артериальное давление измеряют методом Короткова. Основан он на выслушивании звуков, возникающих ниже места сдавливания плечевой артерии резиновой манжетой тонометра. На обнаженное плечо исследуемого накладывают резиновую манжету. В локтевой ямке находят пульсирующую плечевую артерию и ставят над ней фонендоскоп. Нагнетательным резиновым баллоном создают в манжете давление выше максимального, то есть когда исчезает пульс. Поворачивают винтовой клапан, выпускают воздух из манжеты и выслушивают звуки. Момент появления звуков соответствует систолическому давлению (максимальному). Продолжают снижать давление в манжете, при этом слышны нарастающие звуки, которые потом исчезают. Момент исчезновения звуков соответствует диастолическому давлению (минимальному). Разница между ними составляет величину пульсового давления.

Измерьте артериальное кровяное давление у четырех человек и запишите в форме таблицы 3.

Таблица 3. Результаты измерения артериального давления

Давление	Фамилия	Физиологическая

					норма, мм.рт.ст.
Максимальное					120-130
Минимальное					70-80
Пульсовое					40-50

Выводы:

Работа 4. Исследование внешних показателей работы сердечно-сосудистой системы

Цель работы: Ознакомиться и отработать технику исследования сердечного толчка, тонов сердца, пульса, кровяного давления.

Приборы и материалы: животные, фонендоскопы, стетоскопы, манометры, полотенце.

Выполнение работы:

Сердечный толчок – удар сердца о грудную клетку. Он бывает верхушечным, когда при систоле сердце изменяет свою форму и ударяется верхушкой (у мелких животных) и боковым – у большинства сельскохозяйственный животных. Сердечный толчок исследуют ладонью левой руки на поверхности грудной клетки животного слева в области 4-5 межреберья на 2-3 см выше локтевого сустава. Для этого у животного левую переднюю конечность отводят немного вперед.

У мелких животных сердечный толчок исследуют пальпацией сразу с обеих сторон. При исследовании сердечного толчка обращают внимание на частоту систолы, величину, ритмичность, место локализации.

Результаты занесите в таблицу 4.

Таблица 4. Внешние показатели работы сердца

№ п/п	Количество сердечных толчков за 1 минуту	Ритмичность	Место локализации
1.			
2.			

3.			

Выводы:

Тоны сердца. При работе сердца возникают звуковые явления, которые называются тонами. При выслушивании сердца слышны два тона. Первый тон возникает в начале систолы и называется систолическим, второй тон – в начале диастолы и называется диастолическим. Первый тон образуется в результате закрытия створчатых клапанов, колебания их сухожильных нитей, шума от сокращения миокарда предсердий и желудочков, колебания стенок аорты и легочной артерии. Этот тон глухой, протяжный, низкий. Второй тон образуется при захлопывании полулунных клапанов и колебания стенок аорты и легочной артерии во время диастолы. Этот тон короткий высокий, громкий. Пауза между первым и вторым тоном короткая, а между вторым и первым более длинная. Отличить первый тон от второго можно по сердечному толчку, который совпадает с первым тоном.

Эти тоны с помощью специальных приборов фонендоскопов, стетоскопов можно прослушать на левой половине грудной клетки в области 4-5 межреберья.

При исследовании тонов обращают внимание на их силу, которая зависит от многих причин. У молодых животных тоны яснее, чем у старых. У молочных коров более громкие, чем у мясных. При недостатке кормления может быть ослабление тонов. Усиление тонов наблюдается при физической нагрузке, заболеваниях, поражении миокарда и др. причинах.

При недостатке клапанов возникают дополнительные звуковые явления – шумы. Для определения причин возникновения шумов производят их прослушивание в определенных пунктах наилучшей слышимости. Для крупного рогатого скота пункт для двустворчатого клапана располагается в четвертом межреберье слева, трехстворчатого в четвертом межреберье справа, аорты в 4 межреберье слева.

При помощи фонокардиографии помимо 1 и 2 тонов регистрируют 3 и 4. Третий – при вибрации желудочков вследствие интенсивного поступления в них крови в фазе

быстрого наполнения. Четвертый тон возникает при сокращении предсердий в самом начале их расслабления.

Результаты исследований:

Выводы:

Пульс. К проявлению сердечной деятельности относится артериальный пульс, который является не только показателем работы сердца, но и состояния сосудистой системы. При систоле левого желудочка кровь выбрасывается в аорту, после чего возникает колебание ее стенки, которое, в виде пульсовой волны распространяется по сосудам.

У лошади пульс исследуют на наружной челюстной артерии в сосудистой вырезке нижней челюсти. У крупного рогатого скота – на наружной челюстной артерии, на хвостовой артерии и бедренной артерии на 5-7 см выше основания пяточного бугра. У мелкого рогатого скота, свиней собак и пушных зверей – на бедренной артерии в паховой области.

Пальпацию (прощупывание) пульса производят мякишами 2-3 пальцев. При этом определяют его частоту и ритмичность (ритмичный, аритмичный).

В зависимости от степени наполнения артерий кровью различают пульс полный и пустой. В зависимости от напряжения стенки сосуда пульс сильного, среднего и слабого напряжения. Иногда определяют твердый и мягкий пульс. В зависимости от величины и формы пульсовой волны различают пульс большой, малой волны, и если он едва ощутим, то его называют нитевидным. По форме, быстроте подъема и спадения стенки сосуда различают нормальный, скачущий и медленный пульс.

Частота пульса у молодых животных больше чем у старых, у самок больше, чем у самцов, у высокопродуктивных животных пульс чаще. Увеличивается частота пульса при работе, содержании животных в плохо вентилируемых помещениях. Частота пульса меняется и от физиологического состояния.

Пульсовая волна, зарегистрированная на ленте кимографа, называется сфигмограммой. На кривой пульса различают восходящий и анакротический подъем, образующийся повышением артериального давления во время систолы левого желудочка, катакротический спуск в конце систолы и спадения кровяного давления, и второй дикротический подъем на катакротическом спуске, образующихся от закрытия полулунных клапанов.

С помощью сфигмограммы определяют величину пульсовой волны, время ее подъема и спадения, состояние клапанного аппарата. Частота пульса за одну минуту у лошади 24-42, крупного рогатого скота 50-80, овец 70-80, свиней 60-90. При патологии может быть учащение пульса (тахикардия) и урежение (брадикардия).

Результаты запишите в таблице 5.

Таблица 5. Результаты исследования пульса

№ п/п	Количество пульсовых волн за одну минуту
1.	
2.	
3.	
4.	

Выводы:

Артериальное давление у животных. Кровь оказывает на стенки сосудов определенное давление. Его величина зависит от работы сердца, просвета сосудов, количества и вязкости крови, возраста, продуктивности, физической работы. Самое высокое давление в аорте. По удалению от нее его величина уменьшается.

Лучшим местом для определения артериального давления у лошадей и крупного рогатого скота является хвостовая артерия, у телят до 1 года и овец – срединная артерия, у свиней и собак – артерия сафена.

Животное (лошадь, корову) фиксируют в станке. На корень хвоста накладывают манжету. Нащупывают пульс в диастолическом отделе хвостовой артерии. Нагнетают воздух в манжету, при этом пульсация в артерии прекращается. Постепенно снижают давление манжеты, момент появления пульса соответствует систолическому давлению в хвостовой артерии. Показания в момент исчезновения осцилляций соответствует минимальному давлению.

Таблица 6. Результаты измерения давления у животных

№ п/п	Давление, мм. рт. ст		
	максимальное	минимальное	пульсовое
1.			
2.			
3.			

Выводы:

ВОПРОСЫ К ИТОГОВОМУ ЗАНЯТИЮ ПО ТЕМЕ: «КРОВЬ И КРОВООБРАЩЕНИЕ»

1. Система крови и ее особенности как внутренней среды организма.
2. Функции крови.
3. Количество крови у разных видов с.-х. животных. Факторы, влияющие на этот показатель.
4. Депонированная и циркулирующая кровь. Депо крови. Факторы, влияющие на соотношение депонированной и циркулирующей крови.
5. Состав и свойства крови.
6. Осмотическое и онкотическое давление крови их физиологическое значение.
7. pH крови, факторы поддерживающие постоянство pH крови.
8. Белки плазмы крови и их значение.
9. Буферные системы крови и их значение.
10. Получение плазмы и сыворотки крови и их состав.
11. Эритроциты и их физиологическая роль. Количество эритроцитов у разных видов с.-х. животных. Факторы, влияющие на этот показатель.
12. Гемоглобин и его соединения. Значение гемоглобина. Метод определения.
13. Скорость оседания эритроцитов, значение этого показателя в практике животноводства. Гемолиз эритроцитов и его виды.
14. Лейкоциты, их количество в крови, выполняемые функции

15. Виды лейкоцитов. Лейкоцитарная формула
16. Тромбоциты и их значение.
17. Свертывание крови, фазы свертывания. Значение этого процесса.
18. Иммунитет. Иммунная система организма. Иммунный ответ и его виды.
19. Группы крови, их особенности и значение у с.-х. животных.
20. Значение кровообращения для организма. Круги кровообращения.
21. Физиология сердца, его строение и функции.
22. Клапана сердца их строение и выполняемые функции.
23. Сердечный цикл и его фазы. Частота сердечных сокращений и факторы, влияющие на этот показатель.
24. Внешние проявления деятельности сердца и их исследования у с.-х. животных. Систолический и минутный объем. Факторы, влияющие на эти показатели.
25. Автоматия сердца и роль проводящей системы сердца.
26. Регуляция деятельности сердца. Значение трофического нерва.
27. Факторы, способствующие движению крови по артериям и венам.
28. Кровеносные сосуды и их классификация по строению и выполняемой функции.
29. Кровяное давление и факторы его обуславливающие. Пульс и его происхождение.
30. Регуляция кровяного давления.
31. Лимфа, ее состав и выполняемые функции.

11. ФИЗИОЛОГИЯ РАЗМНОЖЕНИЯ

Работа 1. Изучение строения и движения спермиев

Цель работы: Ознакомиться с микроскопической картиной спермы, оценить ее качество.

Приборы и материалы: сперма животных, хранящаяся в сосуде Дюара, микроскоп, обогревательный столик Морозова, предметные и покровные стекла, глазная пипетка, 1%-ный раствор хлорида натрия, химический стакан емкостью на 500 мл, горячая вода, пинцет, ножницы.

Выполнение работы:

Подготовить обогревательный столик Морозова с температурой 38-40°С и положить не него предметное стекло. Необходимо разморозить сперму, поместив паету со спермой в стакан с водой при температуре 38-40°С. Каплю спермы нанести на подогретое предметное стекло, добавить к ней каплю 1% раствора хлорида натрия, перемешать их и накрыть покровным стеклом так, чтобы не образовались пузырьки воздуха. Препарат поместить на столик микроскопа и рассмотреть сначала при малом, а затем при среднем увеличении микроскопа при затемненном поле зрения. Оценить активность спермиев, определив качество их движения – прямолинейно-поступательное, колебательное, манежное (круговое) и отсутствие подвижности.

Подвижность спермиев оценивают по десятибалльной системе. Балл соответствует проценту содержания в сперме половых клеток с прямолинейно-поступательным движением. Если все спермии (100%) имеют такое движение, сперму оценивают на 10 баллов, при 90% спермиев с прямолинейно-поступательным движением - 9, при 80% - 8 баллов.

Сперму с манежным движением половых клеток обозначают буквой «М», с колебательным – «К», неподвижных «Н» (некроспермия). Если в поле зрения находится только несколько спермиев с нормальным движением, то такую сперму обозначают буквой «Е» (единичные).

Вместе с этим определить густоту спермы. Если все поле зрения микроскопа заполнено спермиями и между ними нет промежутков, то такая сперма оценивается как густая (более 1 млрд. в 1 мл); средняя сперма – в поле зрения есть промежутки между спермиями (от 0,4 до 1 млрд. в 1 мл); редкая сперма – между спермиями имеются промежутки, превышающие их

долину (меньше 0,4 млрд. в 1 мл). Обратить внимание на форму, величину и особенности строения спермиев.

Результаты:

1. Зарисуйте схему строения спермиев.
2. Опишите качество спермиев (густота, подвижность).

Выводы:

Работа 2. Определение влияния температуры, осмотического давления и кислотности на спермии

Цель работы: Исследовать факторы, влияющие на движение и жизнеспособность спермиев.

Приборы и материалы: сперма животных, микроскоп, обогревательный столик Морозова, предметные и покровные стекла, пипетки глазные, чашка со льдом, термометр, горячая вода, 1-3%-ные растворы хлорида натрия, 5%-ный раствор йода, дистиллированная вода, вата, марлевые салфетки.

Выполнение работы:

1. Для определения влияния температуры на предметное стекло наносят каплю спермы, накрывают покровным стеклом, смотрят под микроскопом и определяют активность спермиев. После этого препарат помещают на обогревательный столик с температурой 48-50°С и наблюдают за движением половых клеток. Следующую каплю, спермы охлаждают на предметном стекле, поместив его на 2 мин. на лед. Нижнюю поверхность стекла, которая соприкасалась со льдом, вытирают марлей, препарат ставят на столик микроскопа и определяют активность спермиев.

Результаты запишите в таблицу 1.

Таблица 1. Результаты влияния различной температуры на спермии

№ п/п	Подвижность спермиев при действии температуры		
	37-38°С	48-50°С	0-1°С
1.			
2.			
3.			

Выводы:

2. Влияние осмотического давления на сперму определяют в раздавленных каплях. Для этого на одном предметном стекле готовят 4 раздавленные капли секрета половых желез. В 1-ой капле наблюдают за подвижностью спермиев при обычных условиях, ко 2-ой под покровное стекло вносят 2-3 капли 3%-ного раствора хлорида натрия, к 3-ей добавляют 2-3 капли 1%-ного раствора хлорида натрия, к 4-ой под покровное стекло вносят 2-3 капли дистиллированной воды. Во всех препаратах наблюдают под микроскопом за изменением морфологии и двигательной активности спермиев.

Результаты запишите в таблицу 2.

Таблица 2. Результаты исследования различного осмотического давления на спермии

№ п/п	Подвижность спермиев при действии			
	обычные условия	3%-ный NaCI	1%-ный NaCI	дистиллированная вода
1.				
2.				
3.				

Выводы:

3. Для определения влияния кислотности среды на спермии готовят препараты раздавленной капли и

рассматривают их под микроскопом, обращая внимание на исходную активность половых клеток. Затем под покровное стекло 1-го препарата вносят 1 каплю 2%-ного раствора натрия гидрокарбоната, во 2-й препарат к капле спермы добавляют 0,5%-ного раствора соляной кислоты. В 3-й препарат на предметном стекле вокруг капли спермы наносят 5-ный спиртовой раствор йода и, не накрывая покровным стеклом рассматривают его под микроскопом. Во всех препаратах наблюдают за состоянием жизнеспособности спермиев.

Результаты запишите в таблицу 3.

Таблица 3. Результаты влияния различной кислотности на спермии

№ п/п	Подвижность спермиев в растворах		
	2%	0,5% HCI	5% йод
1.			
2.			
3.			

Выводы:

ВОПРОСЫ К ИТОГОВОМУ ЗАНЯТИЮ ПО ТЕМЕ: « ФИЗИОЛОГИЯ РАЗМНОЖЕНИЯ»

1. Понятие о половом созревании и физиологической зрелости сельскохозяйственных животных.
2. Половые органы самца. Строение и физиологические функции спермиев. Спермопродукция у самцов сельскохозяйственны животных и ее характеристика.
3. Функции половых органов самок.
4. Половой цикл и его фазы у различных видов сельскохозяйственных животных.
5. Периодичность полового цикла у самок. Регуляция полового цикла.

6. Физиология оплодотворения – его сущность и этапы. Время жизни гамет в половых органах самок.
7. Физиология беременности и ее регуляция.
8. Роды и их регуляция.
9. Физиологические основы искусственного осеменения, пересадки эмбрионов и регуляции воспроизводительной функции животных.

ЛИТЕРАТУРА:

1. Практикум по физиологии сельскохозяйственных животных: учебное пособие / П.Н. Котуранов [и др.]; под ред. П.Н. Котуранова. - Минск, Ураджай, 2000. — 280 с.
2. Руководство по общей и клинической физиологии. - Москва: Медицинское информационное агенство, 2002. - 958 с.
3. Скопичев, В.Г. Физиология животных и этология: учебное пособие / В.Г. Скопичев. - Москва: Колос, 2004. - 717 с.
4. Физиология сельскохозяйственных животных / А.Н. Голиков - Москва: Агропромиздат, 1991. -432 с.
5. Физиология сельскохозяйственных животных: учебное пособие / Ю.И. Никитин [и др.]; под ред. Ю.И. Никитина. - Минск: Техноперспектива, 2006. - 463 с.

Методические указания

Тарас Александр Михайлович
Вертинская Ольга Васильевна
Матюкевич Дарья Ивановна

ФИЗИОЛОГИЯ СЕЛЬСКОХОЗЯЙСТВЕННЫХ ЖИВОТНЫХ

Ст. корректор Ж.И. Бородина
Компьютерная верстка А.М. Тарас

Подписано в печать
Формат 60x84/16. Бумага офсетная. Гарнитура Таймс.
Печать Riso.Усл.печ.л. Уч.-изд.л.
Тираж 50 экз. Заказ №

Учреждение образования
«Гродненский государственный аграрный университет»
Л.И. № 02330/0548516 от 16.06.2009
23008. г. Гродно, ул. Терешковой, 28

Отпечатано на технике издательско-полиграфического отдела
Учреждения образования «Гродненский государственный
аграрный университет»
230008, г.Гродно, ул. Терешковой, 28