МИНИСТЕРСТВО СЕЛЬСКОГО ХОЗЯЙСТВА И
ПРОДОВОЛЬСТВИЯ РЕСПУБЛИКИ БЕЛАРУСЬ

УЧРЕЖДЕНИЕ ОБРАЗОВАНИЯ
«ГРОДНЕНСКИЙ ГОСУДАРСТВЕННЫЙ
АГРАРНЫЙ УНИВЕРСИТЕТ»

ФИЗИОЛОГИЯ СЕЛЬСКОХОЗЯЙСТВЕННЫХ ЖИВОТНЫХ

МЕТОДИЧЕСКИЕ УКАЗАНИЯ

к лабораторным занятиям для студентов биотехнологического факультета, заочной формы обучения
(специальность 1-74 03 01 Зоотехния)

Гродно 2018

УДК 636: 612 (076)
ББК 28.673 Я73
Ф 50

Авторы: А.М. Тарас, О.В. Вертинская

Рецензент: кандидат сельскохозяйственных наук, доцент Н.Г. Минина

Ф 50 **Физиология** сельскохозяйственных животных: методические указания к лабораторным занятиям / А.М. Тарас, О.В. Вертинская. – Гродно: ГГАУ, 2018 - 70 с.

ISBN 985-6784-02-6

В указаниях содержатся методики проведения лабораторных занятий по основным разделам курса физиологии сельскохозяйственных животных: нервная система, пищеварение, дыхание, обмен веществ и энергии, кровь и кровообращение.

Для студентов, обучающихся по специальности 1 – 74 03 01 Зоотехния.

УДК 636: 612(076)
ББК 28.673 Я73

Рекомендовано учебно-методической комиссией по зооветеринарным дисциплинам УО «ГГАУ»

©А.М. Тарас, О.В. Вертинская, 2018
©УО «ГГАУ», 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 пищеварения	12
4.	Физиология крови и кровообращения	23
5.	Физиология обмена веществ и энергии	43
6.	Физиология дыхания	51
7.	Физиология нервной системы	54

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.

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).

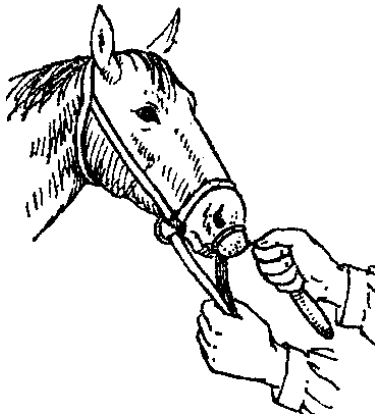
5.2. Химические ожоги: вызываются кислотами и щелочами, некоторыми металлами при их горении, оксидами и пероксидами. Первая помощь – смывание прижигающей жидкости водой, нейтрализовать кислоту слабыми растворами соды (гидрокарбонат натрия), а щелочей – слабыми растворами кислот (лимонной, уксусной) с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

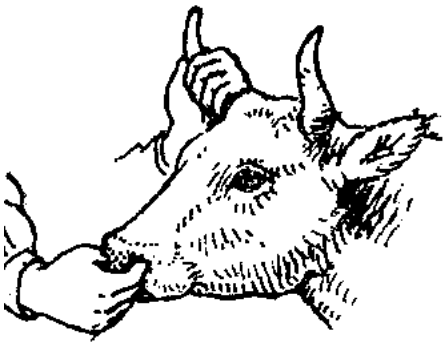
ФИКСАЦИЯ ЖИВОТНЫХ

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

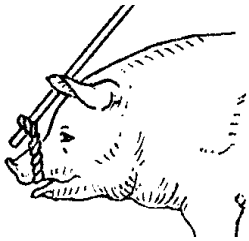


Рис.3. Фиксация свиней.

ее с 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.

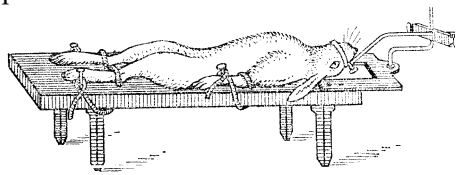


Рис.4. Фиксация кролика.

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 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 1.

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 2.

Таблица 2. 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 ($CuSO_4 \times 5H_2O$).

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 3.

Таблица 3. Результаты исследований протеолитического действия желудочного сока

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

	кислоты + 1 кусочек белка		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 ($CuSO_4 \times 5H_2O$), смешать. Если присутствует белок, то появляется фиолетовое окрашивание, когда розовое – смесь пептонов.

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 4.

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 4. Методика исследования протеолитического действия поджелудочного сока

№ п/п	Содержимое пробирок	pH	Условия опыта	Результат	
				присутствие фибрина	биуретовая реакция
1.	3 мл поджелудочного сока + 1 кусочек белка		термостат 37-40°С на 45 мин.		
2.	3 мл поджелудочного сока + 3 мл 0,5% раствора HCI +1 кусочек белка		термостат 37-40°С на 45 мин.		
3.	3 мл поджелудочного сока (прокипяченный) + 1 кусочек белка		термостат 37-40°С на 45 мин.		
4.	3 мл поджелудочного сока + 2 мл пептона (проба с бромной водой)		термостат 37-40°С на 45 мин.		

Выводы:

б) Амилолитическое действие поджелудочного сока

Пронумеруйте 4 пробирки. Поместите в пробирки поджелудочный сок и субстрат согласно данным таблицы 5.

Таблица 5. Методика исследования амилолитического действия поджелудочного сока

№ п/п	Содержимое пробирок	Условия опыта	Результат
1.	3 мл поджелудочного сока + 2 мл 1% раствора вареного крахмала	термостат 37-40°С на 15 мин.	
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 6.

После проведения исследований отметить изменение цвета содержимого пробирок.

Таблица 6. Методика исследования липолитической активности поджелудочного сока

№ п/п	Содержимое пробирок	Условия опыта	Результат
1.	2 мл поджелудочного сока + 0,5 мл растительного масла + 3 капли желчи + 3 капли фенолфталеина + 1 капля 10% NaOH	термостат 37-40°С на 30 мин	
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 7.

Таблица 7. 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 8.

Таблица 8. 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.

4. 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. 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 2.

Таблица 2. Результаты определения гематокритного числа

№ п/п	Гематокритное число

Выводы:

Работа 3. 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 3.

Таблица 3. 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
	15 мл воды	15 мл воды + 1 мл		

		сыворотки		**сыворотки. Результат 4 колонки умножить на 15**

<u>Определение щелочного буфера.</u>

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 4.

Таблица 4. 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.5), часовые стекла, 5%-ный раствор лимоннокислого натрия, 5%-ный цитрат натрия, спирт, вата.

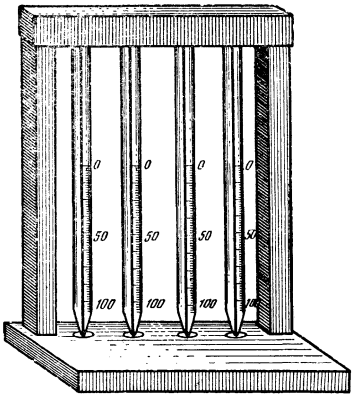


Рис. 5. Прибор Панченкова.

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 5 установить соответствие полученного результата с физиологической норме.

Таблица 5. 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 6.

Таблица 6. 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 7. 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 7. 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 8.

Таблица 8. 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. 6), капиллярная градуированная пипетка на 0,02 мл, стеклянная палочка,0,1 н раствор HCI, дистиллированная вода, глазные пипетки, вата.

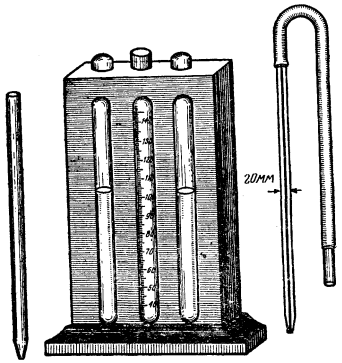


Рис. 6. Гемометр Сали.

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

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 9.

Таблица 9. Результаты исследования количества гемоглобина

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

Используя, таблицу 10 определите соответствие полученного результата физиологической норме.

Таблица 10. 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:

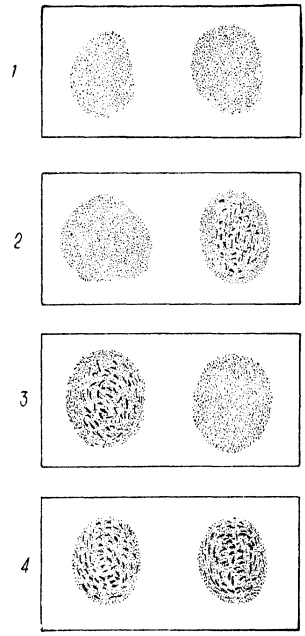
Работа 5. Определение групп крови

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. 7. Реакция агглютинации различных групп крови.

Реакция агглютинации (рис. 7) наступает через 1-2 минуты, когда эритроциты склеиваются в виде крупных, видимых невооруженным глазом комочков.

Используя таблицу 11, определите группу крови.

Таблица 11. 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. 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 12.

Таблица 12. Результаты измерения артериального давления

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

Выводы:

Работа 2. 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 13.

Таблица 13. 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 14.

Таблица 14. 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 15. 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.

5. 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 (рис.8), 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.

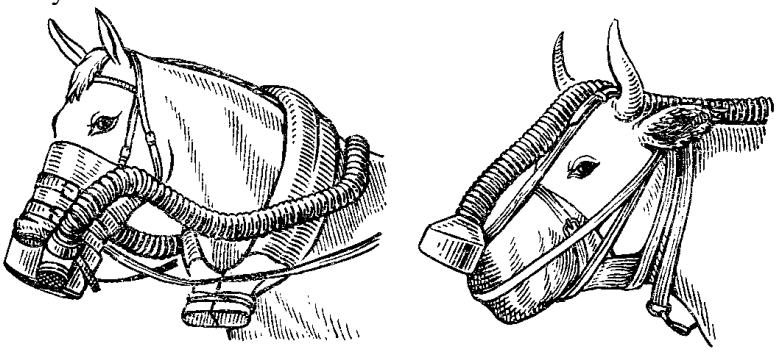


Рис. 8. Респирационные маски.

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. 9).

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

$$\textbf{ДК} = \frac{CO_2}{O_2}$$

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

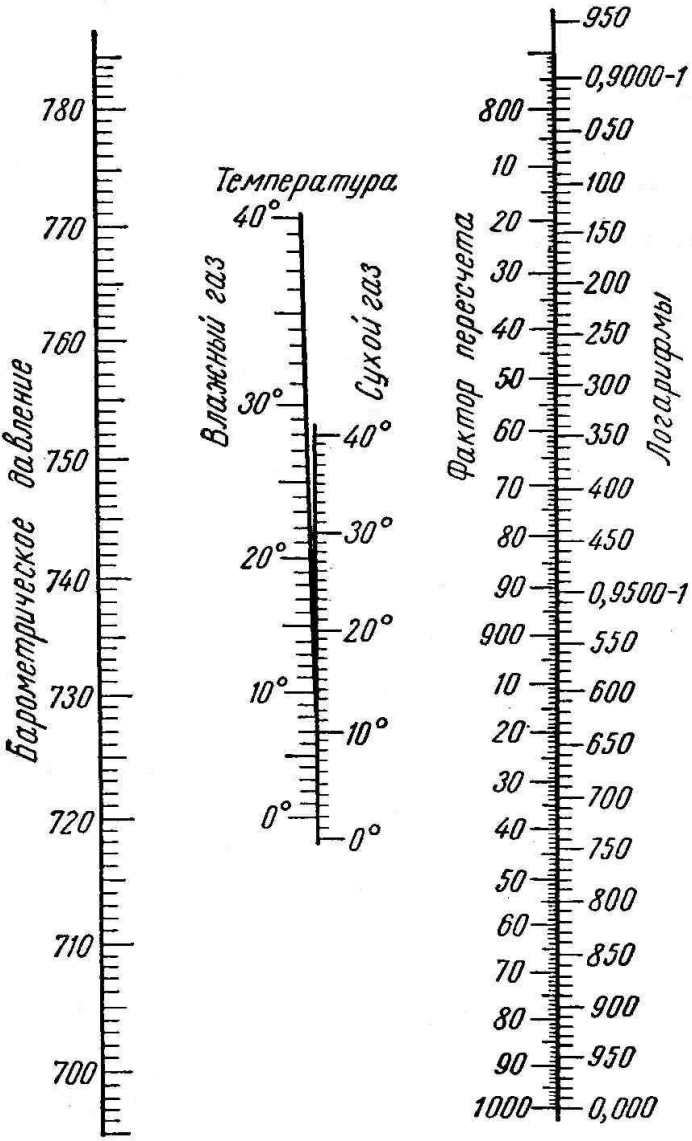


Рис. 9. Номограмма для определения объема газа при нормальном состоянии.

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.

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. 10).

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.

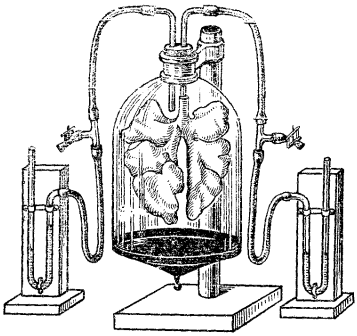


Рис. 10. Модель Дондерса.

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 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 маклаков (рис.11).

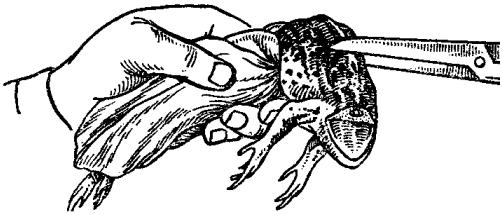


Рис.11. Удаление туловища лягушки.

Удалить внутренности и части кожи. Остаток позвоночника захватить пинцетом и снять при помощи марлевой салфетки кожу (рис.12).

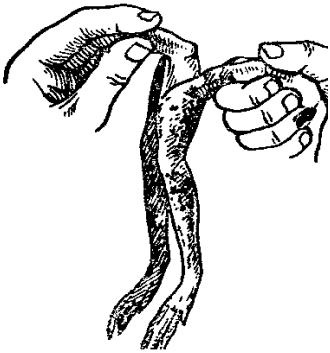


Рис.12. Снятие кожи с лапок.

3. Обрезать копчик и разрезать позвоночник большими ножницами по средней линии (рис.13).

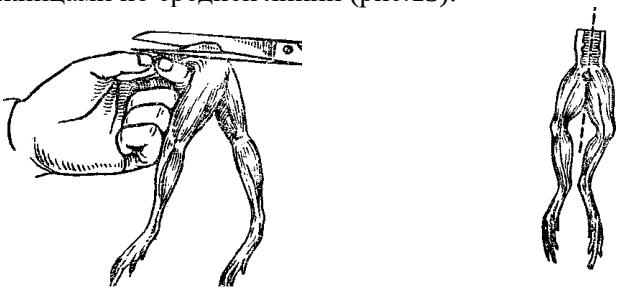


Рис.13. Удаление копчика и разрезание позвоночника.

2. Отпрепарировать седалищный нерв (рис.14).

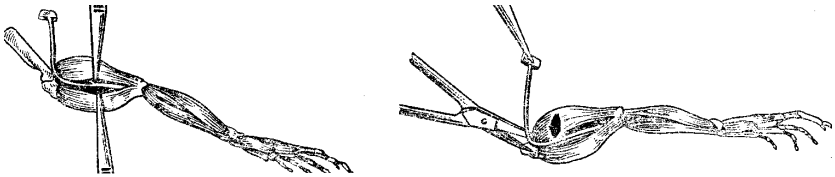


Рис.14. Препарирование седалищного нерва.

Результаты: Нарисуйте нервно-мышечный препарат по примеру, заданному на рисунке 15 и подпишите его составные части.

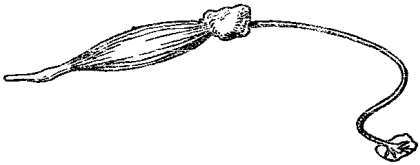


Рис. 15. Нервно-мышечный препарат.

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. 16), опишите ее результаты.

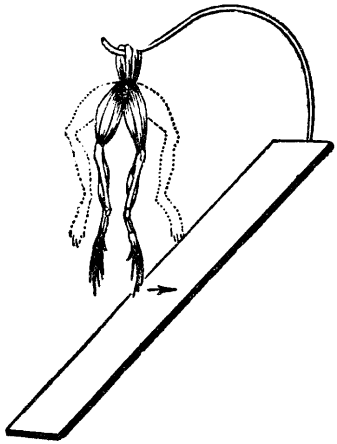


Рис.16. Схема первого опыта Гальвани.

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.

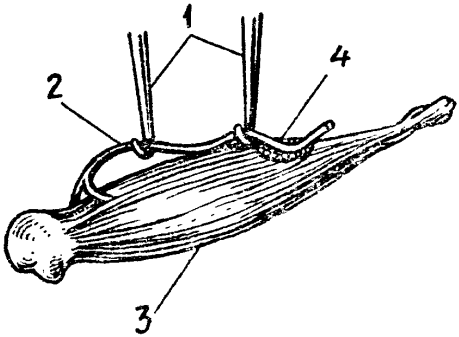
Цель работы: Воспроизвести второй опыт Гальвани. Объяснить полученный эффект с позиции современных знаний об электричестве и электрических явлениях.

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.17). Опишите результат.



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

Рис. 17. 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.18).

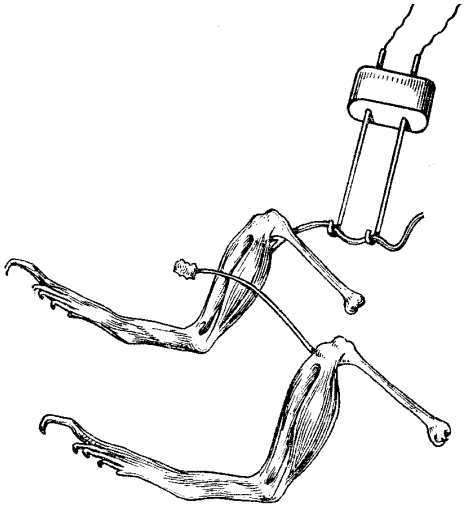


Рис. 18 Схема опыта Матеуччи.

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.

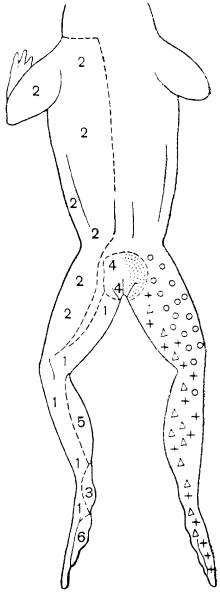
2. Закрепить препарат за нижнюю челюсть на крючок, подвешенный на штативе. Исследования начинают через 5-8 минут. Каждый раз для удаления кислоты лягушку сразу обмывают в стакане с водой.

Методика исследования представлена в таблице 2.

Таблица 2. 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. 19. Рецептивные поля спинномозговых рефлексов.

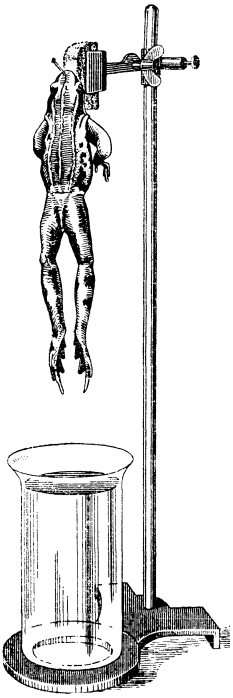
Выводы:

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. 20).

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.20. Установка для работы со спинальной лягушкой.

Результаты записать в форме таблицы 3.

Таблица 3. 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 4.

Таблица 4. 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.

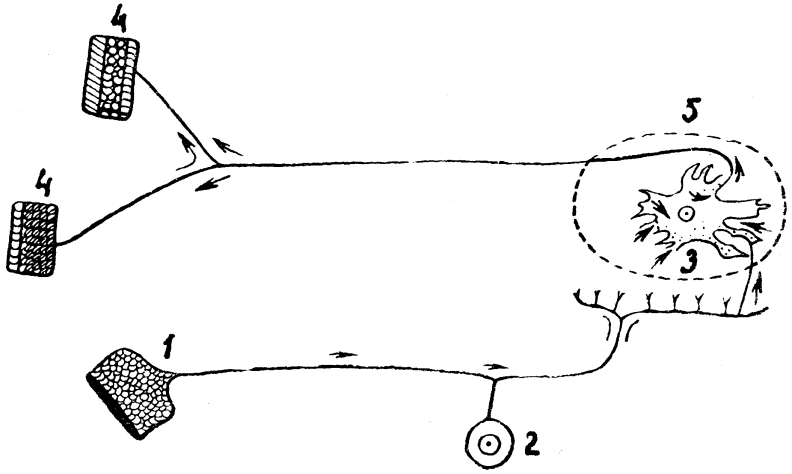
Ввести препаровальную иглу в спинномозговой канал лягушки и разрушить спинной мозг. Раздражать 1% раствором серной кислоты разные участки кожи и наблюдать за реакцией.

Результаты запишите в форме таблицы 5.

Таблица 5. 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.21).



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

Рис.21. Схема рефлекторной дуги.

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.

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.

Учебное издание

Тарас Александр Михайлович
Вертинская Ольга Васильевна

ФИЗИОЛОГИЯ СЕЛЬСКОХОЗЯЙСТВЕННЫХ ЖИВОТНЫХ

Методические указания

Ст. корректор Ж.И. Бородина
Компьютерная верстка: Д.И. Матюкевич

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
230008, г.Гродно, ул. Терешковой, 28

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