

Министерство образования и науки Российской Федерации
Федеральное агентство по образованию
Ярославский государственный университет им. П.Г. Демидова
Кафедра физиологии человека и животных

О.А. Ботяжова

**ОСНОВЫ
сравнительной и экологической
физиологии животных**

Методические указания

*Рекомендовано
Научно-методическим советом университета
для студентов, обучающихся по специальности Биология*

Ярославль 2008

УДК 591.1
ББК Е 903я73
Б 86

*Рекомендовано
Редакционно-издательским советом университета
в качестве учебного издания. План 2008 года*

Рецензент
кафедра физиологии человека и животных
Ярославского государственного университета им. П.Г. Демидова

Ботязова, О.А. Основы сравнительной и экологической физиологии животных: метод. указания / О.А. Ботязова; Яросл. гос. ун-т. – Ярославль : ЯрГУ, 2008. – 54 с.

Данное издание необходимо для методического обеспечения учебной практики студентов факультета биологии и экологии.

Предназначены для студентов, обучающихся по специальности 020201 Биология (дисциплина «Сравнительная и экологическая физиология», блок ДС), очной формы обучения.

УДК 591.1
ББК Е 903я73

© Ярославский государственный университет, 2008

Летняя полевая практика по разделу «Основы сравнительной и экологической физиологии животных» относится к учебным практикам биологического профиля и занимает важное место в подготовке специалистов. Она позволяет сформировать у студентов объективные представления о физиологических процессах, протекающих в организме животных в естественных условиях их среды обитания.

Целью практики является изучение экологического и сравнительно-физиологического аспектов системной организации, дифференциации, интеграции функций и принципов обеспечения гомеостаза организма животных.

В задачи практики входят приобретение умений и навыков постановки полевых экспериментов, а также освоение методов оценки функционального состояния основных систем организма животных. Необходимыми условиями реализации практики являются её исследовательский характер, начиная с постановки цели и задач работы, их решения в ходе проведения эксперимента и анализа результатов до формулировки заключения и выводов, а также активная индивидуальная и самостоятельная работа студентов. Она основывается на знаниях, полученных студентами при изучении дисциплин «Цитология», «Гистология», «Анатомия», «Физиология человека и животных», «Физиология высшей нервной деятельности», а также учебных практик по зоологии беспозвоночных и позвоночных животных. Знания, умения и навыки, приобретенные в ходе полевой практики, будут в дальнейшем использованы при изучении спецкурсов «Физиологические методы исследования» (раздел большого практикума по специальности), «Сравнительная и экологическая физиология животных» и «Водная токсикология».

В соответствии с требованиями ГОС ВПО минимум содержания практики предполагает: отлов и определение вида экспериментальных животных, освоение методики эксперимента и проведение опытов на животных разного систематического и трофического уровней, оформление протоколов опытов, отражающих ход работы, результаты эксперимента, анализ и обсуждение полученных данных, выводы.

В результате прохождения учебной практики по разделу «Основы сравнительной и экологической физиологии животных» студенты должны

Знать:

- природу физиологических процессов и механизмов их регуляции у животных разных систематических и трофических групп;
- основные закономерности эволюции функций в процессе адаптации к постоянно меняющимся условиям внешней среды и механизмы взаимодействия организма животных с условиями среды обитания.

Уметь:

- оценивать адаптационные возможности животного организма при воздействии экологических и антропогенных факторов в измененных условиях окружающей среды;
- выявлять чувствительность и резистентность основных процессов жизнедеятельности животных к определенным видам и уровню воздействия факторов среды.

Иметь навыки:

- изучения функционального состояния различных систем организма животных при действии на них факторов экологического и антропогенного происхождения;
- использования физиологических методов проведения сравнительно-экологических исследований состояния организма животных в условиях естественного и лабораторного экспериментов;
- статистической обработки, анализа и обобщения первичных данных.

Содержание практики

Учебная программа

Внутренняя среда организма. Понятие и механизмы поддержания гомеостаза. Понятия внутренней среды организма и гомеостаза. Типы циркуляторных систем у разных животных. Типы жидкостей внутренней среды организма: гидролимфа, гемолимфа, кровь, лимфа, тканевые жидкости. Сравнительно-физиологические данные о показателях системы крови у водных и наземных животных разного систематического уровня. Система крови в измененных условиях среды. Дыхательная и защитная функции крови и их зависимость от влияния экзогенных и эндогенных факторов. Типы дыхательных пигментов, распространенность их в животном царстве и функциональные особенности. Свертывание крови и гомеостаз. Общая характеристика систем свертывания крови у беспозвоночных и позвоночных животных. Влияние двигательной активности и физической нагрузки на свертывание крови. Иммуитет и фагоцитоз у беспозвоночных и позвоночных животных.

Сравнительно-экологическая физиология дыхания. Особенности газообмена в водной и воздушной среде: содержание кислорода, факторы, влияющие на него и лимитирующие дыхание гидробионтов и аэробиионтов. Органы внешнего газообмена и принципы водного и воздушного дыхания у беспозвоночных и позвоночных гидробионтов. Механизмы адаптации водных животных к изменению содержания кислорода в воде. Органы, принцип и особенности воздушного дыхания у наземных животных. Влияние экологических факторов на дыхание. Приспособления к гипоксии у наземных животных.

Питание, пищеварение. Обмен веществ и энергии. Эколого-физиологические особенности питания и пищеварительной деятельности. Приспособление пищеварительных желез к характеру питания. Сравнительная физиология пищеварительных ферментов.

Характеристика понятий «кормовые ресурсы», «кормовая база», «кормность», «обеспеченность пищей», «пищевая элективность». Особенности энергообмена у животных разного трофического и систематического уровней. Общие закономерности преобразования энергии в организме разных животных. Показатели энергообмена животных и человека: ДК, ЭкО₂, основной обмен и их зависимость от различных факторов. Особенности влияния среды обитания на обменные процессы у водных и наземных животных.

Сравнительная физиология водно-солевого обмена и осморегуляции. Понятие водно-солевого обмена, ионная регуляция, регуляция осмотического давления. Пойкилоосмотические, изотонические и гомойоосмотические животные. Осмоконформеры и осморегуляторы. Стеногалинные и эвригалинные животные. Осморегуляция у морских и пресноводных гидробионтов. Водный обмен и осморегуляция у наземных животных: амфибий, рептилий, птиц, млекопитающих.

Теплообмен и терморегуляция. Верхний и нижний температурные пороги жизни, факторы, их определяющие у гидробионтов и аэробиионтов разных систематических групп. Понятие теплообмена организма, составляющие теплообмена и их соотношение у разных животных. Пойкилотермные и гомойотермные животные. Температурная адаптация у пойкилотермных животных. Терморегуляторные механизмы у гомойотермных животных. Видовые различия терморегуляторных процессов у пойкилотермных и гомойотермных животных. Влияние экологических факторов на процессы терморегуляции.

Сенсорные системы и поведение животных. Общие принципы строения и функционирования анализаторов. Особенности органов чувств водных и наземных животных. Поведенческие основы адаптаций и гомеостатическое поведение. Взаимодействие между животными при помощи химических веществ. Анализатор боковой линии рыб. Магнитная ориентация у рыб и птиц. Эхолокация у животных. Эколого–физиологические закономерности стайного поведения рыб.

Освоение содержания учебно-полевой практики осуществляется в виде лабораторных занятий и включает:

– освоение методов и проведение экспериментов по исследованию функциональных систем организма с использованием животных, относящихся к разным экологическим, трофическим и филогенетическим группам, отловленных в естественных условиях;

– теоретическое изучение основ сравнительной и экологической физиологии, которое осуществляется в двух формах: ознакомление с современными данными литературы по тематике выполняемых экспериментальных работ и подготовка реферативного сообщения по одному из вопросов сравнительной, эволюционной или экологической физиологии.

Тематические разделы практики

Тема 1. Ихтиофизиологическое исследование рыбы

- 1.1. определение вида рыбы.
- 1.2. Определение возраста рыбы.
- 1.3. Определение линейно-весового показателя.
- 1.4. Определение жирности рыбы.
- 1.5. Определение упитанности рыбы.
- 1.6. Определение стадии половозрелости рыбы.

Тема 2. Патолого-анатомическое исследование рыбы

- 2.1. Внешний осмотр рыбы.
- 2.2. Патолого-анатомическое вскрытие рыбы.

Тема 3. Гематологическое исследование гидробионтов

- 3.1. Техника взятия крови у рыб.
- 3.2. Подсчет количества эритроцитов в крови рыб.
- 3.3. Подсчет количества лейкоцитов в крови рыб.
- 3.4. Методика приготовления мазков крови рыб.
- 3.5. Определение лейкоцитарной формулы.

Тема 4. Питание и пищеварение у гидробионтов

- 4.1. Исследование фильтрационной способности двустворчатых моллюсков в лабораторных условиях.

4.2. Изучение скорости фильтрации воды моллюсками в естественном водоеме.

4.3. Изучение моторной активности желудка амфибий и рыб.

4.4. Прием пищи у простейших.

Тема 5. Дыхание и газообмен

5.1. Изучение потребления кислорода гидробионтами.

5.2. Изучение зависимости частоты дыхания насекомых от температуры.

Тема 6. Поведенческие реакции гидробионтов

6.1. Поведение рыб в потоке воды.

6.2. Поведение гидробионтов в поле постоянного электрического тока.

6.3. Регистрация двигательной активности двустворчатых моллюсков.

Методики лабораторных работ

Тема 1. Ихтиофизиологическое исследование рыбы

Лабораторная работа 1.1

Определение вида рыбы

Классификация рыб ввиду огромного разнообразия их форм очень затруднена. До сих пор не существует единой классификации рыб, принятой всеми ихтиологами. Вид является основной систематической единицей. Конечный результат определения состоит в научном видовом названии рыбы, для обозначения которого на латинском и русском языках принята бинарная номенклатура (система двойных названий). Например: окунь обыкновенный – *Perca fluviatilis* Linne'. После названия вида указывается фамилия автора, который впервые описал этот вид (в данном примере Linne' – Линней).

Цель работы. Определить виды рыб, выловленных в реках района базы практики.

Оборудование: эмалированный лоток; металлическая сантиметровая линейка длиной до 50 см; сантиметровая портновская лента до 150 см; измерительный циркуль; ручная лупа; пинцет; скальпель; ножницы; препаровальная игла.

Объект исследования: разные виды рыб.

Ход работы.

Определять вид рыб лучше всего сразу после вылова в свежем виде, когда у нее хорошо выражены окраска и все другие признаки. Поместив рыбу на лоток, провести необходимые промеры и осмотр для установления признаков, характерных для определяемого вида.

Для определения видовой принадлежности рыбы и описания систематического положения вида использовать "Определитель пресноводных рыб" [8].

Указать систематическое положение каждого исследованного вида рыбы и характерные видовые признаки.

Лабораторная работа 1.2

Определение возраста рыбы

В разные сезоны года рыба растет неравномерно. В связи с этим на элементах скелета рыбы (чешуя, отолиты, плоские кости) образуются так называемые годовичные кольца, которые при падающем свете кажутся более светлыми, а в проходящем – темными. У большинства рыб основной объект для определения возраста – чешуя.

Летом при интенсивном росте рыбы происходит значительное нарастание чешуи – образуется широкий, светлый слой. Зимой рост рыбы и нарастание чешуи незначительны – слой уплотненный, узкий, почти черный. Подсчитав светлые и темные кольца на чешуе рыбы, можно определить ее возраст.

Цель работы: освоить метод определения возраста рыбы по годовичным кольцам.

Оборудование: пинцет; лупа лабораторная; предметное стекло.

Объект исследования: разные виды рыб.

Ход работы.

Собрать чешую разных рыб на предметные стекла. Для определения возраста рыб чешую обычно берут под основанием первого спинного плавника.

Пользуясь лупой, рассмотреть годовые кольца на чешуе и установить возраст рыб.

Лабораторная работа 1.3

Определение линейно-весового показателя (ЛВП)

Этот показатель характеризует рост рыбы, т.е. увеличение ее размеров и накопление массы тела с возрастом.

Рост, как и каждое видовое свойство, имеет свою специфику у разных групп рыб. У карповых, сиговых и многих других рыб он наиболее изменчив до достижения половозрелости. В этот период его изменения наиболее связаны с величиной кормовой базы. У представителей семейств окуневых и щуковых темп роста до достижения половозрелости варьирует мало.

У большинства видов рыб время наступления половозрелости связано с достижением определенных размеров, а не возраста. Чем быстрее растет рыба, тем в более раннем возрасте она достигает половозрелости. После достижения половозрелости незначительная часть кормовых ресурсов, потребляемых рыбой, идет уже не на линейный рост, а на обеспечение созревания половых продуктов и накопления жира для обеспечения нереста и зимовки. Меняется соотношение поддерживающего и продуцирующего корма. В период старости рост почти прекращается, темпы роста и величина характеристики роста снижаются. У большинства видов основная пища используется как поддерживающий корм. Иногда пища идет на жиროнакопление, что отмечается, главным образом, у зимующих рыб.

Цель работы. Определить и сравнить линейно-весовые показатели у рыб разных видов, а также одного вида, но разного возраста.

Оборудование: металлическая линейка; весы.

Объект исследования: разные виды рыб.

Ход работы.

1. У каждого экземпляра рыбы измерить: Р – вес тела рыбы (г); L – длину тела до основания хвоста (см); I – наибольшую высоту тела (см).

2. Для каждого вида рыбы вычислить ЛВП по формуле:

$$\text{ЛВП} = L * I / P.$$

Сопоставить ЛВП у рыб разных видов и рыб одного вида, но разного возраста. Сделать выводы.

Лабораторная работа 1.4

Определение жирности рыбы

Жирность рыбы изменяется в зависимости от многих факторов (условия существования, время года, характер и интенсивность питания, возраст, пол, степень зрелости половых продуктов и т.д.).

Обычно жирность рыбы определяют химическим путем в лаборатории. В полевых условиях о жирности рыбы судят по таким показателям, как коэффициент упитанности и степень ожирения внутренних органов.

Очень удобным полевым методом определения жирности является метод Тестера (1941), который основан на том, что удельный вес более жирных тканей меньше. Позднее Тестер предложил рассчитывать величину, которую он назвал фактором жирности. Фактор жирности можно определять в целой рыбе, а также в отдельных частях и органах тела.

Цель работы. Оценить жирность рыбы по удельному весу и фактору жирности.

Оборудование: весы обыкновенные чашечные; весы, закрепленные на штативе, к одной из чашек весов привязана леска с рыболовным крючком; разновесы; широкогорлая емкость с водой; препаровательный набор.

Объект исследования: разные виды рыб.

Ход работы.

Тело исследуемой рыбы тщательно протереть насухо. С помощью ножниц вскрыть рыбу обычным способом, т.е. сделать про-

дольный разрез брюшной стенки по средней линии от анального отверстия до уровня грудных плавников. Аккуратно, не повреждая, удалить внутренние органы и поместить их в чашку Петри. Взвесить рыбу с максимальной точностью на обычных весах, а затем на специальных весах в воде. Для второго взвешивания рыбу прикрепить на рыболовный крючок и опустить в емкость с водой. При погружении следует приоткрыть жаберные крышки и проследить, чтобы в брюшной полости не оставалось воздуха. С помощью разновесов уравновесить коромысло весов и записать показания. При взвешивании рыба не должна касаться стенок или дна сосуда.

Крупные экземпляры рыб перед взвешиванием лучше разрезать поперек перед спинным плавником, сложить обе половинки, зацепить их рыболовным крючком и опустить в воду. Снять показания разновесов.

Предварительно взвесив рыбу в воздухе и в воде рассчитать по формулам удельный вес и фактор жирности целой рыбы и некоторых органов.

Удельный вес: $Y = P_a * K / P_a - P_N$,

где Y – удельный вес тела; P_a – вес тела в воздухе (г); P_N – вес тела в воде (г); K – плотность воды (г/см³).

Фактор жирности: $F = P_a / P_N$.

Сделать выводы.

Лабораторная работа 1.5 **Расчет упитанности рыбы**

Упитанность рыбы характеризуется КОЭФФИЦИЕНТОМ УПИТАННОСТИ, который зависит от экстерьера. Обычно у высокотелых видов рыб (лещ, язь) коэффициент упитанности выше, чем у прогонистых видов (окунь, щука). Анализ упитанности рыб в пределах одного вида позволяет выявить ее изменения в зависимости от возраста и пола, а также неодинаковую упитанность особей одного вида, но обитающих в различных водоемах. Это может служить одним из показателей продуктивности водоема.

Для определения упитанности рыбы используют метод Фультона (1902) и метод Кларка (1928).

По Фультону, коэффициент упитанности вычисляют делением увеличенного в 100 раз веса рыбы (в граммах) на кубическую степень «малой» длины тела, т.е. измеренной до конца чешуйного покрова. Однако метод Фультона не позволяет учесть влияния веса гонад, достигающих более 15% веса тела рыбы, а также веса содержимого кишечника, достигающего у многих рыб значительной величины (до 30% веса тела и более). Эти факторы значительно искажают показатель упитанности и не позволяют проводить сравнение разных экземпляров одного вида и тем более разных видов рыб.

Для учета этих факторов было предложено вычислять коэффициент упитанности, пользуясь весом рыбы без внутренностей (Ф. Кларк). Применение этого способа позволяет устранить влияние веса гонад и съеденной пищи, хотя при удалении внутренностей одновременно удаляется и жир, количество которого в значительной мере связано с упитанностью.

При изучении упитанности рыбы лучше пользоваться параллельно обоими показателями, вычисляя коэффициент упитанности по весу как всей рыбы, так и рыбы без внутренних органов.

Цель работы. Определить зависимость упитанности рыбы от экстерьера, возраста, пола и места обитания.

Оборудование: металлическая линейка; весы чашечные с разновесами; препаровальный набор.

Объект исследования: разные виды рыб.

Ход работы.

Измерить «малую» длину тела рыбы – от головы до хвостового плавника. Взвесить рыбу целиком. Удалить внутренние органы и вновь взвесить рыбу. Рассчитать по формуле коэффициент упитанности (Q) по Фультону и по Кларку.

Для систематического выражения величины упитанности рассчитывают соответствующий коэффициент по формуле:

$$Q = P * 100 / l^3,$$

где Q – коэффициент упитанности; P – вес тела рыбы (г): по Фультону – с внутренними органами, по Кларку – без внутренних органов; l – длина тела рыбы (см).

Сравнить и объяснить полученные данные.

Лабораторная работа 1.6

Определение стадий половозрелости рыбы

У большинства рыб самки и самцы по внешнему виду неразличимы. Некоторые виды имеют вторичные половые признаки, что дает возможность определять пол по внешнему виду. Для большинства рыб, чтобы определить пол, надо произвести вскрытие. Различают шесть стадий половозрелости. Каждая из них характеризуется определенными признаками и состоянием.

Стадия 1. Неполовозрелые особи – juvenales.

Половые железы не развиты, плотно прилегают к внутренней стороне стенок тела (по бокам и ниже плавательного пузыря) и представлены длинными узкими шнурами или лентами, по которым нельзя определить пол.

Стадия 2. Созревающие особи или развивающиеся половые продукты после икрометания.

Половые железы начали развиваться. На шнурах образуются затемненные утолщения, в которых уже узнаются яичники или семенники (молоки). Икринки настолько мелкие, что не видны невооруженным глазом. Яичники от семенников отличаются тем, что вдоль первых по стороне, обращенной к середине тела, проходит довольно толстый и сразу бросающийся в глаза кровеносный сосуд. На семенниках таких крупных сосудов нет. Половые железы малы и далеко не заполняют полости тела.

Стадия 3. Особи, у которых половые железы хотя и далеки от зрелости, но сравнительно развиты.

Яичники заполнены мелкими непрозрачными белесоватыми икринками, ясно различимыми невооруженным глазом. Если разрезать яичник и поскоблить концом ножниц по обнаженным икринкам, то они с трудом отрываются от внутренних перегородок органа и всегда образуют комки из нескольких штук икринок вместе. Семенники имеют более широкую форму спереди и сужаются в задней части. Поверхность их розоватая, а у некоторых рыб – красноватая от обилия мелких разветвляющихся сосудов. При надавливании на семенники нельзя выделить жидких молок. При поперечном

разреze семенника края его не округляются и остаются острыми. В этой стадии рыба находится долго: многие виды (сазан, вобла, лещ и др.) с осени до весны следующего года.

Стадия 4. Особи, у которых половые органы достигли почти максимального развития.

Яичники велики и заполняют до $\frac{2}{3}$ всей брюшной полости. Икринки крупны, прозрачны и при надавливании вытекают. При разреze яичника и скоблении разреза ножницами икринки соскабливаются поодиночке. Семенники белого цвета и наполнены жидкими молоками, которые легко вытекают при надавливании брюшка. При поперечном разреze семенника его края тотчас становятся округлыми, и разрез заливается жидким содержимым. Эта стадия у некоторых рыб непродолжительна и быстро переходит в следующий этап.

Стадия 5. Текущие особи.

Икра и молоки настолько зрелы, что свободно вытекают не по каплям, а струей при самом легком надавливании. Если держать рыбу в вертикальном положении за голову и потряхивать ее, то икра и молоки свободно вытекают.

СТАДИЯ 6. Отнерестившиеся особи.

Половые продукты выметаны совершенно. Полость тела заполняется внутренними органами не полностью. Яичники и семенники очень малы, дряблы, воспалены, темно-красного цвета. Нередко в яичнике остается небольшое количество икринок, которые претерпевают жировое перерождение и рассасываются. Через несколько дней воспаление половых желез проходит, и они переходят в стадию 2 – 3.

Цель работы. Научиться определять стадию половозрелости рыбы по состоянию гонад.

Оборудование: препаровальный набор; эмалированный лоток (почкообразный тазик).

Объект исследования: разные виды рыб.

Ход работы.

Вскрыть рыбу обычным способом. Внимательно рассмотреть состояние половых желез, сделать описание, определить пол и стадию половой зрелости рыбы.

Тема 2. Патолого-анатомическое исследование рыбы

Лабораторная работа 2.1 Внешний осмотр рыбы

Внешний осмотр и последующее патолого-анатомическое вскрытие рыбы имеют важное значение в оценке ее состояния.

Цель работы. Освоить методику осмотра и последовательного описания особенностей внешнего строения рыб различного вида и экологической принадлежности.

Оборудование: «Определитель пресноводных рыб» [8]; эмалированный лоток; лупа.

Объект исследования: разные виды рыб.

Ход работы. Внешний осмотр рыбы и описание проводят по схеме:

1. Определить вид рыбы, возраст, пол, упитанность. Отметить наличие или отсутствие трупного окоченения, изогнутость тела, положение жаберных крышек и жабр (открыты или прижаты к туловищу).

2. Обследовать кожные покровы. Отметить, блестящие они или тусклые, цвет, состояние пигментных клеток-хроматофоров, отсутствие или наличие слизи, ее качество и количество.

3. Изучить состояние чешуйных покровов, наличие ерошения чешуи, гидремии тела, состояние брюшка рыбы, ротовой полости, анального отверстия. Обратить внимание на плавники, их состояние и целостность лучей.

4. Обследовать жаберы. Отметить их цвет, наличие слизи, состояние жаберных лепестков, хрящевые лучи которых могут оголяться вследствие нарушения мягких тканей, слипание и срастание жаберных лепестков, их расширение или истончение, наличие налета между ними, наличие осадка или природных предметов, кровоизлияний. Особенно внимательно осмотреть кончики жаберных лепестков.

5. Провести осмотр глаз: размер, наличие слизи или гноя, наличие экзофтальмии. Глаз извлечь из орбиты и осмотреть, обращая внимание на наличие покраснений, кровоизлияний, помутнение хрусталика. Определить состояние роговицы, наличие кератита или посмертного помутнения.

Лабораторная работа 2.2

Патолого-анатомическое вскрытие рыбы

Последовательность вскрытия и техника описания органов рыб регламентированы Методическими указаниями ГосНИОРХа и являются обязательными при исследовании ПДК токсических веществ.

Цель работы. Изучить технику патолого-анатомического вскрытия рыб и правила составления акта вскрытия.

Оборудование: препаровальный набор; эмалированный лоток; лупа.

Объект исследования: разные виды рыб.

Ход работы.

Сделать короткий поперечный разрез брюшной стенки впереди анального отверстия. От поперечного разреза провести продольный разрез по средней линии брюшной стороны до перешейка (часть брюшной стенки, вдающаяся между нижними краями жаберных крышек). При проведении разреза следует как можно сильнее оттягивать брюшную стенку на себя, чтобы не повредить лежащие под ней внутренние органы. Перерезать костный пояс брюшных плавников. Полностью удалить левую стенку тела. Для этого сделать дугообразный разрез, начиная от переднего края анального плавника, вверх к спинке и затем вдоль боковой линии, несколько ниже нее до заднего края жаберной крышки. Отрезаемую стенку тела необходимо все время оттягивать в сторону, чтобы не повредить внутренние органы.

После вскрытия:

1. Исследовать состояние скелетной мускулатуры, обращая внимание на ее цвет, консистенцию, степень прикрепления к костям, наличие кровоизлияний и гиперемии.

2. Осмотреть брюшную полость и отметить наличие в ней и особенности выпота (количество, цвет, запах, консистенция).

3. Обратить внимание на топографическое расположение органов, состояние внутреннего жира (количество, цвет), на изменения брюшных и серозных покровов, на состояние крови (жидкая или свернувшаяся).

4. Извлечь органы из брюшной полости и отделить их друг от друга. Определить состояние органов брюшной полости по следующим признакам: размер, характер краев, цвет, консистенция, наличие кровоизлияний, наличие очагов некроза на разрезе органа. Отметить степень наполнения органа кровью.

Желудок и кишечник после наружного осмотра вскрыть и определить степень наполнения кормовыми массами или наличие студенистых масс. Осмотреть слизистую оболочку, обращая внимание на ее цвет, толщину, наличие гиперемии или кровоизлияния. Отметить поражения печени.

5. Извлечь головной мозг. Для этого сделать три разреза черепной коробки: один – поперечный, по заднему краю затылочной кости и два продольных в направлении носовых отверстий.

Основное внимание при обследовании головного мозга обратить на состояние жира, кровенаполнение сосудов, цвет, консистенцию мозга, отметить застой крови.

Результаты внешнего осмотра рыбы и патолого-анатомического исследования после вскрытия подробно записать в протокол.

Тема 3. Гематологическое исследование гидробионтов

Лабораторная работа 3.1 Техника взятия крови у рыб

Кровь для подсчета лейкоцитов, эритроцитов, лейкоцитарной формулы и других анализов можно брать из сердца, после вскрытия грудной полости, из жаберных сосудов, но наиболее простым методом является получение крови из хвостовой артерии.

Цель работы. Освоить метод взятия крови у рыб из хвостовой артерии.

Оборудование: марлевая салфетка; скальпель; пробирки; гепарин.

Объект исследования: разные виды рыб.

Ход работы.

Тело рыбы протереть и обернуть салфеткой так, чтобы хвост и анальный плавник остались свободными. Лезвием скальпеля убрать чешую около плавника. Взять рыбу за голову. Удерживая ее в вертикальном положении, оттянуть хвост и отсечь его. Вытекающую из хвостовой артерии кровь собрать в пробирку, предварительно ополоснув ее гепарином.

Из пробирки кровь можно набирать в смесители для разведения и приготовления мазков.

Лабораторная работа 3.2 Подсчет количества эритроцитов в крови рыб

Количество эритроцитов можно подсчитать, используя камеру Горяева, для чего кровь разбавляют до концентрации, удобной для подсчета клеток. Разбавленной кровью заполняют счетную камеру и определяют число эритроцитов в 1 мкл.

Цель работы. Изучить устройство счетной камеры Горяева, определить и сравнить содержание эритроцитов в крови рыб разных видов, возрастов и полов.

Оборудование: марлевая салфетка; скальпель; часовое стекло; пробирки; гепарин; смеситель крови для эритроцитов; счетная ка-

мера Горяева; покровные стекла; глазная пипетка; микроскоп; пипетки на 0,02 и 1 мл; фильтровальная бумага; вата; 1%-ный раствор хлорида натрия.

Объект исследования: рыба разных видов, возрастов, полов.

Ход работы.

Для подсчета количества эритроцитов использовать камеру Горяева. Перед началом работы необходимо изучить ее устройство. Для этого, поместив камеру под микроскоп, рассмотрите малые и большие квадраты сетки с объективом 8 и на большом увеличении. Счетная камера Горяева представляет собой толстое предметное стекло, в средней части которого имеются четыре желоба. Между ними находятся три узкие пластинки. Средняя пластинка расположена ниже боковых на 0,1 мм и разделена пополам поперечным желобком. По обе стороны от желобка находятся счетные сетки (рис. 1). Сетка Горяева состоит из 225 больших квадратов. Каждый третий квадрат разделен дополнительно на 16 маленьких квадратов со стороной $1/20$ мм, площадью – $1/400$ мм², объемом $1/4000$ мм³.

Подготовить камеру для заполнения кровью. Для этого слегка смочить пластинки камеры, накрыть камеру покровным стеклом и притереть его к камере до появления радужных пятен (кольца Ньютона).

Взять смеситель для эритроцитов. Набрать в него кровь до метки 0,5 и разводящую жидкость – 1%-ный раствор хлорида натрия – до метки 101 (кровь разбавлена в 200 раз). Следите, чтобы в капилляр не попали пузырьки воздуха. Выпустить из смесителя на ватный тампон 1 – 2 капли крови, а следующую каплю осторожно поднести к краю покровного стекла. Кровь будет втягиваться в камеру под покровное стекло. Заполненную камеру не наклонять.

Провести подсчет эритроцитов в 5 больших квадратах, что соответствует 80 мелким квадратам. Во избежание 2-кратного подсчета одной и той же клетки (эритроцита), руководствуются правилом Егорова: считают только эритроциты, лежащие внутри квадрата на его левой и верхней границах. Эритроциты, лежащие на нижней границе, в данном случае не учитываются. Подсчитав количество

клеток в 5 больших квадратах, рассчитывают содержание эритроцитов (в 1 мм^3 крови) по формуле:

$$X_9 = \frac{A \times 4000 \times 200}{80},$$

где X_9 – искомое число эритроцитов в 1 мм^3 ; А – число клеток в 80 малых квадратах (5 больших).

После работы тщательно вымыть смеситель и камеру дистиллированной водой.

Внимание! Смеситель после промывки необходимо хорошо высушить!

Определить и сравнить содержание эритроцитов в крови разных видов рыб, сопоставить полученные результаты с данными литературы.

Количество эритроцитов в 1 мм^3 крови некоторых рыб

Щука	2.572.000	Судак	1.780.000	Карп	1.837.000
Сом	1.220.000	Окунь	1.380.000	Плотва	1.910.000
Лещ	1.720.000	Жерех	1.850.000		

Сделать выводы.

Лабораторная работа 3.3

Подсчет количества лейкоцитов в крови рыб

Нормальное количество лейкоцитов в крови рыб значительно выше, чем у человека и млекопитающих (у некоторых костистых рыб свыше 100000 в мм^3). Количество лейкоцитов у одного и того же вида рыб сильно колеблется в зависимости от возраста, сезона и состояния зрелости половых продуктов. В связи с таким большим количеством лейкоцитов кровь для их подсчета разводят в смесителе для эритроцитов.

Цель работы. Определить количество лейкоцитов в крови разных рыб.

Оборудование: марлевая салфетка; скальпель; часовое стекло; пробирки; гепарин; смеситель крови для эритроцитов; счетная камера Горяева; покровные стекла; глазная пипетка; микроскоп; пи-

петка на 0,02 и 1 мл; фильтровальная бумага; вата; 1%-ный раствор хлорида натрия; реактивы для приготовления раствора А: нейтральный красный, хлорид натрия, дистиллированная вода; реактивы для приготовления раствора Б: кристаллический фиолетовый, формалин, натрий лимоннокислый; стеклянные бюксы с притертыми крышками.

Объект исследования: рыба разных видов, возрастов, полов.

Ход работы.

Перед определением количества лейкоцитов в крови рыб необходимо приготовить специальные разбавляющие растворы А и Б, всасывающие витальное окрашивание лейкоцитов.

РАСТВОР А:

Нейтральн. красный ...25 мг
Хлорид натрия600 мг
Дистиллир. вода100 мл
Дистиллир. вода.....100 мл

РАСТВОР Б:

Кристаллич. фиолетовый ...12,0 мг
Лимоннокислый натрий3,8 мг
Формалин0,4 мл 40% р-ра

Внимание! Срок хранения растворов А и Б составляет не более 1 суток.

Для приготовления растворов сначала растворяют краски. Соли добавляют только после полного растворения краски. Растворы тщательно перемешивают.

Перед исследованием растворы А и Б разливают в низкие стеклянные чашечки (чашки Петри, фарфоровые чашечки и др.).

Исследуемую кровь из пробирки или часового стекла как можно быстрее набирают в смеситель для эритроцитов до метки 1 и затем разбавляют до метки 101 (кровь разбавлена в 100 раз) специальными растворами. Для этого в смеситель с кровью насасывают раствор А приблизительно до половины расширения смесителя, после чего кончик смесителя переносят в чашечку с раствором Б и наполняют до отметки 101. После перемешивания крови с разбавляющими жидкостями путем встряхивания смеситель оставляют в горизонтальном положении на 5 – 10 минут, после чего снова перемешивают, выпускают 1 – 2 капли разбавленной крови на вату. Затем заполняют камеру.

В результате наступившей окраски, ядра лейкоцитов окрашиваются в темный фиолетово-красный цвет, а протоплазма становится розовой. В эритроцитах бывают слабо окрашены лишь ядра. Поэтому они легко различимы. Подсчитывают количество лейкоцитов в 10 больших квадратах, пользуясь правилом Егорова. По формуле рассчитывают содержание лейкоцитов в 1мм^3 . При пересчете надо помнить, что кровь разведена в 100 раз:

$$X = \frac{B \times 4000 \times 100}{160},$$

где X – искомое число лейкоцитов;

B – число лейкоцитов в 10 больших квадратах (160 малых).

Определить и сравнить количество лейкоцитов в крови разных рыб. Сопоставить содержание лейкоцитов в крови рыб и других животных (по данным справочной литературы). Сделать выводы.

Лабораторная работа 3.4

Методика приготовления мазков крови рыб

Цель работы. Освоить методику приготовления и окрашивания мазков крови рыб.

Оборудование: марлевая салфетка; скальпель; пробирки; гепарин; предметные стекла; покровные стекла; стекло со шлифованным краем; краска Романовского-Гимзы; дистиллированная вода; промывалка; глазная пипетка; «Атлас клеток крови рыб» (Н.Т. Иванова, М., 1983).

Объект исследования: рыба разных видов.

Ход работы.

Взять кровь из хвостовой артерии (методика – в работе 3.1). Капельку крови перемешать и перенести на стерильное предварительно обезжиренное предметное стекло, следя, чтобы она не растекалась. Сделать мазок крови, для чего взять второе предметное стекло со шлифованным краем и приложить к краю капли крови под углом 45° , при этом кровь растекается в углу, образованном стеклом. Провести краем стекла вперед, отчего кровь, следуя за ним, размазывается тонким слоем без какого-либо повреждения

форменных элементов. Мазок высушить на воздухе в течение 5 – 7 минут, а затем зафиксировать, погрузив его на 3 минуты в спирт. Вновь подсушить мазок. Далее окрасить его краской Романовского-Гимзы. **Внимание! Маточный раствор краски Романовского-Гимзы развести дистиллированной водой, имеющей рН 7.0, из расчета 1 – 2 капли краски на 1 мл воды. Разведение краски сделать непосредственно перед окрашиванием мазка.** Мазок окрашивать 20 – 45 минут, погрузив предметное стекло с мазком в разбавленную краску. Затем избыток краски смыть струей воды из промывалки. Мазок высушить на воздухе.

Приготовить мазки крови рыб разных видов. Изучить картину крови разных рыб под микроскопом. Определить состав форменных элементов и зарисовать картину крови разных рыб, используя атлас клеток крови рыб.

Лабораторная работа 3.5

Определение лейкоцитарной формулы

Цель работы. Определить и сопоставить лейкоцитарные формулы разных видов рыб.

Оборудование: счетчик форменных элементов, атлас клеток крови рыб.

Объект исследования: представители разных видов рыб.

В крови костистых рыб встречаются шесть основных видов лейкоцитов: три из них имеют в протоплазме зернистые включения (зернистые формы или гранулоциты), а три формы не имеют зернистых включений (незернистые формы или агранулоциты).

Незернистые формы лейкоцитов крови рыб состоят из лимфоцитов, моноцитов и полиморфоядерных лейкоцитов.

Лимфоциты – небольшие по величине клетки, протоплазма которых расположена в виде узкого ободка вокруг крупного ядра круглой формы.

Моноциты – второй ряд незернистых лейкоцитов рыбы. Это крупные клетки, протоплазма которых занимает большую часть клетки. Ядро моноцитов имеет бобовидную форму и обычно отодвинуто к краю клетки.

Полиморфоядерные лейкоциты по величине несколько меньше моноцитов. Они имеют дольчатое строение, иногда сильно сегментированное ядро и значительное количество протоплазмы.

К зернистым лейкоцитам относятся нейтрофилы, базофилы и эозинофилы.

Нейтрофилы – клетки среднего размера, имеют овальное ядро, расположенное обычно у края клетки. В протоплазме нейтрофилов имеется большое количество мелких зернышек, которые окрашиваются краской Романовского-Гимзы в темно-фиолетовый цвет.

Эозинофилы. Как и нейтрофилы, клетки среднего размера с бобовидным или дольчатым ядром. В их протоплазме имеются в значительном количестве зернышки, окрашиваемые краской Романовского-Гимзы в розовый цвет.

Вне нерестового периода преобладающей формой лейкоцитов крови всех костистых рыб являются лимфоциты. В нерестовый период соотношение форм лейкоцитов у костистых рыб резко изменяется: относительное количество лимфоцитов снижается, а количество моноцитов и полиморфоядерных лейкоцитов увеличивается.

Ход работы.

Окрашенный мазок изучить под микроскопом (объектив – 90, с иммерсионным маслом). Провести подсчет количества разных форм встречающихся лейкоцитов. Как правило, подсчет ведут около края мазка, передвигая его в зигзагообразном направлении. Обычно подсчитывают 200 встретившихся лейкоцитов, определяя вид каждого лейкоцита и отмечая это в заранее приготовленной шкале или на специальном счетчике форменных элементов. Далее определяют процентное содержание всех форм лейкоцитов, содержащихся в крови разных рыб.

Сравнить лейкоцитарные формулы рыб разных видов. Сделать выводы.

Тема 4. Питание и пищеварение у гидробионтов

Лабораторная работа 4.1

Исследование фильтрационной способности двустворчатых моллюсков в лабораторных условиях

Двустворчатые моллюски получают пищевые вещества и необходимый для дыхания кислород из воды, которая засасывается ими внутрь раковины вододвижущим аппаратом.

Двустворчатые моллюски играют большую роль в самоочищении водоемов, т.к. их фильтрующий аппарат обладает высокой улавливающей способностью. Эти животные способны удалять от 92% до 100% всех частиц, взвешенных в фильтруемой ими воде.

В качестве количественной характеристики фильтрующей способности обычно используют скорость фильтрации воды животными, которую выражают как объем воды, пропущенной моллюском через его вододвижущий аппарат за определенный отрезок времени.

Цель работы. Определить скорость фильтрации воды моллюсками и ее зависимость от размерно-весовых параметров животных.

Оборудование: 4 цилиндрических сосуда емкостью 2 литра, мерный стакан на 1 литр, весы чашечные с разновесами, весы торсионные, фотоэлектроколориметр (ФЭК), кюветы на 10 мм, фильтровальная бумага, миллиметровая бумага, шпатель, каолин, таблицы десятичных логарифмов.

Объект исследования: двустворчатые моллюски с разными размерно-весовыми характеристиками и по возможности разных видов.

Ход работы.

В 4 сосуда налить по 1 литру речной воды и внести по 300 мг каолина (навески сделать на торсионных весах). Тщательно перемешать взвесь в каждом сосуде, используя магнитную мешалку.

В три сосуда со взвесью каолина поместить по одному моллюску, у которых предварительно измерены вес и длина раковины. Один сосуд оставить без моллюска для определения скорости небиологического осаждения взвеси. Через два часа проколориметри-

ровать на ФЭКе растворы из всех четырех сосудов, используя 10 мм кюветы и определить величину светопропускания (E%). Затем по калибровочному графику установить конечную концентрацию взвеси – Ct (%).

Рассчитать скорость фильтрации воды моллюсками по формуле Виллиамсена:

$$V = M \frac{\ln C_0 - \ln C_t}{T} - A ,$$

где V – скорость фильтрации воды моллюсками (мл/час);

C₀ и C_t – соответственно начальная (300 мг/л) и конечная (через 2 часа) концентрации взвеси (мг/л);

M – объем воды в сосуде (1000 мл);

T – продолжительность опыта (2 часа);

A – поправка на небактериологическое оседание, равная

$$A = M \frac{\ln C_{01} - \ln C_{t1}}{T} ,$$

где C₀₁ и C_{t1} – соответственно начальная (300 мг/л) и конечная (через 2 часа) концентрация взвеси в четвертом сосуде без моллюска.

Данные опыта занести в таблицу:

N моллюска	Размер (см), вес (г)	E % (через 2 часа)	Ct мг/л (через 2 часа)	Скорость фильтрации мл/час	Удельная скорость	
					к размеру <u>мл/час</u> см	к весу <u>мл/час</u> г
1	2	3	4	5	6	7

Порядок работы на колориметре.

1. Включить прибор в сеть тумблером, находящимся на задней панели. Прогреть 5 минут.

2. Наполнить контрольную кювету дистиллированной водой, а опытную – исследуемой взвесью из сосуда. Поместить кюветы в

кюветодержатель так, чтобы контрольная кювета находилась против луча.

3. Настроить ФЭК на «0» по дистиллированной воде. Для этого при открытой крышке прибора установить стрелку на «0» ручкой «Установка 0».

4. Настроить ФЭК на «100». Для этого при закрытой крышке прибора установить стрелку на 100% ручкой «Установка 100».

5. Не открывая крышку прибора, ручкой «Кюветы» установить против луча кювету с образцом.

6. Определить светопропускание по шкале Е (%) при закрытой крышке прибора. Использовать синий светофильтр. Для повышения точности результатов провести по три измерения с каждым образцом и вычислить среднее арифметическое в каждом опыте.

Построение калибровочного графика.

1. Сделать четыре навески каолина – 50, 100, 150, 200 мг.
2. Каждую навеску растворить в отдельном сосуде в 1 л воды.
3. На колориметре определить Е (%) взвеси в каждом сосуде.
4. Построить калибровочный график зависимости Е (%) от концентрации взвеси С (мг/л).

Рассчитать среднюю скорость фильтрации воды для трех моллюсков и удельную скорость по отношению к размеру и к весу для каждого моллюска. Сделать выводы.

Лабораторная работа 4.2

Изучение скорости фильтрации воды моллюсками в естественном водоеме

Цель работы. Освоить методику изучения фильтрационной способности двусторчатых моллюсков в условиях естественного водоема и сравнить полученные данные с результатами лабораторного опыта (лаб. работа 4.1).

Оборудование: воронки пластмассовые, конические пробирки, крупноячеистая дель, бумажные фильтры, весы чашечные, термостат ($t = 105\text{ }^{\circ}\text{C}$), линейка.

Объект исследования: двустворчатые моллюски разных видов, имеющие различные размерно-весовые параметры.

Ход работы.

1. Подготовить установку для размещения в водоеме. Для этого на веревочный шпагат длиной 3 м подвесить 8 – 10 широких воронок с укрепленной внутри каждой воронки крупноячеистой сеточкой. На патрубок каждой воронки навернуть крышку с отверстием, в которое предварительно вставлена пронумерованная коническая пробирка.

2. Пронумеровать, взвесить, измерить длину раковины моллюсков и поместить их по одному на сеточку в каждую воронку. В три контрольные воронки (в середине и по краям установки) поместить пустые створки отмерших моллюсков.

3. Концы веревки с воронками привязать к кольям высотой 70 см. Всю установку на 3 – 4 часа поместить в водоем, вогнав колья в дно реки. Воронки опустить в водоем таким образом, чтобы пробирки находились в 25 – 30 см от дна, а над воронками слой воды составлял 10 – 15 см.

В процессе фильтрации речной воды моллюском осаждающаяся взвесь и экскременты животного накапливаются в пробирках.

4. Пока установка находится в водоеме, подготовить 20 бумажных фильтров, пронумеровав и высушив их до постоянного веса в сушильном шкафу. Вес фильтров записать. Для получения постоянного веса фильтры необходимо выдержать 2 часа в сушильном шкафу при $t = 100 - 110\text{ }^{\circ}\text{C}$, взвесить и вновь выдержать в шкафу 30-60 минут. В том случае, если после второго взвешивания вес фильтра не изменяется, его можно считать постоянным. Во избежание намокания фильтров оставить их в сушильном шкафу до начала фильтрации содержимого пробирок.

5. Через 3 – 4 часа поднять установку из водоема, снять пробирки и поместить их в штатив.

6. В лаборатории содержимое пробирок отфильтровать на предварительно высушенные до постоянного веса бумажные фильтры.

7. Фильтры с осадком вновь поместить в сушильный шкаф и просушить до постоянного веса.

8. Определить сухой вес содержимого пробирок по разнице между весом сухого фильтра и фильтра с осадком.

9. Взять 1 литр воды из водоема и определить в нем концентрацию взвеси. Для этого профильтровать воду через бумажный фильтр с постоянным весом, высушить и взвесить фильтр с осажденной взвесью.

10. Определить скорость фильтрации воды моллюсками по формуле:

$$F = \frac{V (g_0 - g_1)}{g_v t n},$$

где F – скорость фильтрации (мл/час);

V – объем воды, взятой из водоема и профильтрованной для учета концентрации взвеси (1000 мл);

g_v – вес взвеси в 1000 мл воды, взятой из водоема (мг);

g_0 – вес осадка в опытных воронках (мг);

g_1 – вес взвеси, осевшей в контрольных воронках (среднее значение, мг);

t – продолжительность опыта (часы);

n – количество моллюсков в одной воронке.

11. Данные опыта занести в таблицу:

№ моллюсков	Размер и вес моллюсков (см, г)	Вес сухого фильтра (мг)	Вес фильтра с осадком Вес фильтра с осадком (мг)	Вес осадка (мг)	Скорость фильтрации (мл/час)	Удельная скорость фильтрации	
						к размеру $\frac{\text{мл/час}}{\text{см}}$	к весу $\frac{\text{мл/час}}{\text{г}}$
1	2	3	4	5	6	7	8

12. Сравнить скорость фильтрации воды моллюсками в лабораторных условиях (лаб. раб. 4.1) и в естественном водоеме (лаб. раб. 4.2).

13. Сделать выводы.

Лабораторная работа 4.3

Изучение моторной активности желудка амфибий и рыб

Двигательная активность (моторика) желудочно-кишечного тракта оказывает влияние на все этапы пищеварения. Она обеспечивает механическую обработку пищи, смешивает ее с ферментами, осуществляет смену пристеночного слоя химуса, транспорт содержимого по желудочно-кишечному тракту и выведение экскрементов.

Цель работы. Изучить особенности моторики желудка низших позвоночных животных.

Оборудование: фотопреобразователь, блок питания, регистрирующий прибор, универсальный штатив, стаканчик с крючком на дне, препаровальный набор (ножницы, стеклянные крючки, пинцет, игла хирургическая, нитки, зонд), чашка Петри, почкообразный тазик, марлевая салфетка, раствор Рингера.

Объект исследования: лягушка, жаба, рыба.

Ход работы.

1. Обездвижить лягушку (жабу) разрушением головного и спинного мозга. Вскрыть грудобрюшную полость и обнажить желудок.

2. Изолировать фрагмент желудка длиной 2 – 3 см, отрезав его от пищевода и двенадцатиперстной кишки. Изолированный желудок с обоих концов прошить нитками, так чтобы захватить противоположные стенки. Нитки завязать петельками.

3. Одну петельку зацепить за крючок, расположенный на дне стаканчика, а другую – за рычажок фотопреобразователя. Проследить, чтобы препарат желудка располагался строго вертикально. Стаканчик заполнить раствором Рингера, так чтобы желудок находился в растворе.

4. Включить сетевые шнуры и кнопки «сеть» на регистрирующем приборе и блоке питания, соединенном с фотопреобразователем. На верхней панели самописца и блока загорятся сигнальные лампочки. На самописце нажать кнопку «1 mm/s», установив тем самым минимальную скорость движения ленты.

5. Отладить запись сокращений желудка на ленте самописца. Для этого, медленно перемещая фотопреобразователь на универсальном штативе, несколько растянуть желудок, чтобы он находился в состоянии тонуса. Записать спонтанную моторику желудка в течение 1 часа. В ходе регистрации произвести 2 – 3-х кратную смену физиологического раствора и растяжку отрезка желудка.

6. Записав исходный фон и установив, что мышцы желудка спонтанно сокращаются с определенной частотой и длительностью, изучить влияние основных медиаторов автономной нервной системы (ацетилхолина и адреналина) на моторную активность желудка. Для этого, не останавливая запись, в стаканчик с изолированным желудком прямо в физиологический раствор добавить 0,5 мл р-ра ацетилхолина (конц. $2 \cdot 10^{-4}\%$) и отметить характер ответной реакции. Промыть препарат желудка, дважды сливая использованный и заливая новый физраствор. Когда восстановится стабильный фон сокращений, ввести в стаканчик с желудком 0,5 мл раствора адреналина (конц. $1 \cdot 10^{-4}\%$). Отметить характер изменений моторики под действием адреналина. Вновь промыть препарат желудка физиологическим раствором и записать восстановление спонтанной моторики желудка.

Внимание! Для добавления растворов ацетилхолина и адреналина пользоваться шприцем с длинной иглой. Стараться, чтобы растворы медиаторов попали прямо на препарат желудка.

7. Гастрограмму вклеить в протокол опыта и проанализировать. Дать характеристику моторики по частоте, длительности и силе сокращений.

8. Аналогичный опыт провести с желудком рыбы. Отметить особенности моторной активности желудка рыбы в сравнении с лягушкой.

9. Сделать выводы.

Лабораторная работа 4.4

Прием пищи у простейших

Среди представителей типа Простейшие наиболее совершенной пищеварительной функцией обладают инфузории. Движением ресничек парамеции создают перемещение пищевых частиц к цитофарингсу – ротовой воронке, которая располагается у заднего конца перистомы. В конце пищевода формируются пищеварительные вакуоли. В них происходит последовательная смена фаз ферментативной обработки пищи благодаря изменениям реакции содержимого вакуоли.

Цель работы. Изучить процессы приема пищи, образования и передвижения пищеварительной вакуоли у простейших на примере инфузории-туфельки.

Оборудование: микроскоп, осветитель, предметные стекла, вата, фильтровальная бумага, препаровальная игла, черная плакатная тушь.

Объект исследования: парамеции.

Ход работы.

1. Взять предметное стекло, на него поместить очень тонкий слой гигроскопической ваты или фильтровальной бумаги и нанести каплю культуры парамеций.

2. Поместить препарат под микроскопом и найти малоподвижную особь парамеции при увеличениях объектива – 20, окуляра х7.

3. К капле культуры добавить небольшую каплю туши. Пронаблюдать последовательные этапы поступления красителя в организм парамеции. Отметить и зарисовать образование пищеварительных вакуолей и путь их передвижения в цитоплазме клетки парамеции.

4. Определить частоту формирования пищеварительных вакуолей и время прохождения их по всему телу инфузории от цитофарингса до порошицы.

5. Сделать выводы.

Тема 5. Дыхание и газообмен

Лабораторная работа 5.1

Изучение потребления кислорода гидробионтами

Совокупность процессов, обеспечивающих в организме потребление кислорода и выделение углекислого газа, называется дыханием. Потребность в кислороде у разных животных варьирует в широких пределах: мышь потребляет около $2,5 \text{ см}^3 \text{ O}_2/\text{кг массы/час}$, а в периоды активности – до 20 см^3 , у дождевого червя эта величина составляет всего $0,06 \text{ см}^3$, а у актинии – $0,013 \text{ см}^3$. Количество кислорода, поглощенного животным в единицу времени, обычно связано с массой его тела.

Цель работы. Освоить методику определения концентрации растворенного в воде кислорода с помощью кислородомера КЛ-115 и сравнить абсолютное и относительное потребление кислорода различными гидробионтами.

Оборудование: аквариум объемом 2 л, отстоянная вода, дистиллированная вода, водный раствор сульфита натрия (80 г/л), 4 стакана емкостью 250 мл, термометр, барометр, микрокомпрессор, кислородомер КЛ-115.

Объект исследования: рыба, двусторчатые и брюхоногие моллюски, водные насекомые.

Принцип работы кислородомера. Для измерения концентрации растворенного в воде кислорода используется амперметрический метод с применением электрохимической ячейки, катод которой поляризуется с помощью внешнего источника напряжения.

Электрохимическая система измерительного устройства (измерительного электрода ЭКЛ) изолирована от внешней среды полимерной мембраной. При подаче к электродам электрохимической ячейки поляризационного напряжения катод поляризуется и продиффундировавший через мембрану кислород восстанавливается на катоде.

На электродах ячейки происходят следующие реакции:

на катоде – $\text{O}_2 + 2 \text{ H}_2\text{O} + 4 \text{ e}^- \rightarrow 4 \text{ OH}^-$,

на аноде – $4 \text{ A} + 4 \text{ C} \rightarrow 4 \text{ AC} + 4 \text{ e}^-$.

Возникающий при этом ток поляризации является функцией парциального давления кислорода и зависит от барометрического давления, температуры анализируемой воды, состава среды (рН, содержание солей), присутствия мешающих газов. Воздействие температуры приводит к изменению растворимости кислорода (таблица 5.1) и изменению тока деполяризации за счет изменения скорости диффузии кислорода через мембрану. Скорость диффузии определяется в основном качеством материала мембраны.

Краткое описание прибора.

Кислородомер КЛ-115 состоит из двух блоков: измерительное устройство и измерительный преобразователь.

Измерительное устройство – измерительный электрод (малый блок) – включает в себя: электрохимический датчик, закрытый с нижнего торца полимерной мембраной; мешалку (блок подачи воды к электроду) с регулятором скорости.

Измерительный преобразователь (большой блок) включает в себя: блок питания, усилитель, блок настройки и цифровой индикатор.

Внимание! Мембрану измерительного электрода трогать пальцами нельзя!!!

Подготовка прибора к работе и его настройка при измерениях в мг/л.

1. До включения кислородомера налить в стакан дистиллированную воду и в течение 30 минут аэрировать ее с помощью аквариумного микрокомпрессора.

2. Поместить измерительный электрод в стакан с раствором сульфита натрия (концентрация – 80 г/л) на глубину не менее 75 мм (до красной линии). Поставить стакан на магнитную мешалку и включить перемешивающее устройство.

3. На лицевой панели преобразователя (большого блока) нажать кнопки «сеть», «мг/л» и «50».

4. Очень медленно вращая ручку «уст. О», выставить на цифровом табло любое число в диапазоне от «0,00» до «0,02».

5. Выключить мешалку. Перенести электрод из раствора сульфита натрия в стакан с дистиллированной водой. Вновь включить мешалку и промывать электрод в течение 5 минут. Затем погрузить электрод и мешалку в стакан с аэрированной водой.

6. Вращая ручку «мг/л», установить на цифровом табло значение концентрации растворенного в воде кислорода при данной температуре и атмосферном давлении, определяемое по формуле:

$$A = C \frac{P}{101,3},$$

где А – значение концентрации кислорода, растворенного в дистиллированной воде, мг/л;

Р – атмосферное давление, кПа;

С – концентрация кислорода, растворенного в дистиллированной воде при конкретной температуре и атмосферном давлении 101,3 кПа (760 мм рт.ст.), мг/л (таблица 5.1.).

Внимание! Во время настройки кислородомера по дистиллированной воде подачу воздуха не отключать.

Таблица 5.1

Растворимость кислорода в дистиллированной воде, насыщенной воздухом при давлении 101,3 кПа (760 мм)

° С	мг/л	° С	мг/л	° С	мг/л
10,0	11,33	18,5	9,44	27,0	8,07
10,5	11,21	19,0	9,35	27,5	8,00
11,0	11,08	19,5	9,26	28,0	7,92
11,5	10,96	20,0	9,17	28,5	7,85
12,0	10,83	20,5	9,08	29,0	7,77
12,5	10,72	21,0	8,99	29,5	7,70
13,0	10,60	21,5	8,91	30,0	7,63
13,5	10,49	22,0	8,83	30,5	7,57
14,0	10,37	22,5	8,76	31,0	7,50
14,5	10,26	23,0	8,68	31,5	7,45
15,0	10,15	23,5	8,61	32,0	7,40
15,5	10,05	24,0	8,53	32,5	7,35
16,0	9,95	24,5	8,46	33,0	7,30
16,5	9,84	25,0	8,38	33,5	7,25
17,0	9,74	25,5	8,30	34,0	7,20
17,5	9,64	26,0	8,22	35,0	7,10
18,0	9,54	26,5	8,15	36,0	7,00

Ход работы.

1. Настроить кислородомер по раствору сульфита натрия и дистиллированной воде.
2. В экспериментальную камеру налить речную воду, погрузить в нее электрод и определить исходное содержание кислорода.
3. Поместить в камеру рыбу, закрыть герметично крышкой и отметить время начала опыта.
4. Через 15 минут после начала опыта вновь определить содержание кислорода в воде, где содержалась рыба.
5. Повторить определение через 30 минут от начала опыта.
6. Рассчитать абсолютное потребление рыбой O_2 за 15 и 30 минут и среднюю скорость поглощения рыбой O_2 за 1 минуту.
7. Прodelать аналогичные опыты с моллюском, жуком-плавунцом или другими гидробионтами, каждый раз начиная с настройки кислородомера.
8. Прodelать аналогичные опыты с моллюском, жуком-плавунцом или другими гидробионтами, каждый раз начиная с настройки кислородомера.
9. Сравнить данные, полученные в опытах с разными гидробионтами.
10. Сделать выводы.

Лабораторная работа 5.2

Изучение зависимости частоты дыхания насекомых от температуры

В ходе эволюции у животных сформировались различные механизмы внешнего дыхания. В частности, у насекомых газообмен осуществляется через систему трахей (трахейное дыхание). Трахейная система обеспечивает поступление в клетки кислорода и удаление из них углекислого газа путем простой диффузии и может поддерживать достаточно высокий уровень внутреннего тканевого дыхания в течение длительных периодов времени, обеспечивая физиологическую активность насекомого.

Однако трахейная система дыхания обладает существенным недостатком – слабой защитой от атмосферных ядов, которые в силу строения системы трахей и трахеол практически сразу достигают всех клеток и тканей организма, и насекомое погибает. Существенное влияние на интенсивность дыхания насекомых оказывает и температура окружающей среды.

Цель работы. Изучить особенности внешнего дыхания насекомых и его зависимость от температуры.

Оборудование: стеклянная воронка, термометр, чашка Петри, кусочек пенопласта, медленно разогревающаяся плитка.

Объект исследования: крупные мухи, слепни, оводы и другие насекомые.

Ход работы.

1. Приготовить рабочий препарат. Для этого взять насекомое и поместить его брюшком вверх на кусочек пенопласта, фиксируя крылья узкими полосками липкой ленты.

2. Препарат положить в чашку Петри и накрыть перевернутой стеклянной воронкой, в тубус которой вставлен термометр для измерения $t^{\circ}\text{C}$ под воронкой.

3. Отметить особенности внешнего дыхания насекомого: специфику дыхательных движений, их выраженность (ритм, амплитуда, направление потоков воздуха). Подсчитать частоту дыхательных движений насекомого при комнатной температуре.

4. Чашку Петри с препаратом поместить на плитку и включить на медленный подогрев.

5. Проследить изменения дыхательных движений насекомого при последовательном повышении $t^{\circ}\text{C}$ на каждые 3°C в диапазоне от 18°C до 35°C .

6. Аналогичные опыты провести с разными насекомыми. Построить графики зависимости частоты дыхательных движений от температуры.

7. Сравнить данные, полученные в опытах с разными насекомыми.

8. Сделать выводы.

Тема 6. Поведенческие реакции гидробионтов

Лабораторная работа 6.1 Поведение рыб в потоке воды

Поведение рыб в потоке воды зависит от ряда экзогенных и эндогенных факторов. К числу первых относится скорость течения воды. При различных скоростях потока воды у рыб наблюдаются: реореакция – ориентация против течения воды, переход из режима плавания в режим бросков и состояние утомления – снижение двигательной активности и способности плыть против течения.

Цель работы. Определить крейсерскую скорость и изучить состояние утомления у различных рыб.

Оборудование: гидродинамический лоток, электромотор с водогонным винтом, пенопласт 5х3 см, секундомер, линейка.

Объект исследования: рыба разных видов и размеров.

Для изучения крейсерских скоростей и утомляемости рыб в потоке воды используется гидродинамический лоток объемом 120 л.

Поток воды создается водогонным винтом, который вращается электромотором. Число оборотов мотора регулируется реостатом, при этом скорость потока воды в лотке изменяется от 4,4 см/сек до 17,6 см/сек (установка создана на кафедре ФЧЖ ЯрГУ).

Ход работы.

Исследование проводится в рабочем отсеке лотка, отгороженном от водогонного винта сетчатыми перегородками.

1. Определить скорость потока воды. Для этого, поочередно устанавливая ручку реостата на разное число оборотов, определить время проплывания кусочком пенопласта расстояния от одной стенки рабочего отсека до другой. Измерить длину рабочего отсека. Рассчитать скорость течения воды при различном числе оборотов водогонного винта.

2. В рабочий отсек лотка поместить рыбу и выждать 10 – 15 минут для ее адаптации. За это время рыба перестает проявлять признаки беспокойства и адекватно отвечает на такой раздражитель, как течение воды.

3. Определить пороговую скорость реореакции – $V_{\text{пороговая}}$.

$V_{\text{пороговая}}$ – минимальная скорость течения воды, при которой рыба ориентируется против течения. Постепенно увеличивая скорость потока воды вращением ручки реостата, наблюдать за поведением рыбы и отметить момент появления реореакции.

4. Определить критическую скорость ($V_{\text{критич.}}$).

Продолжая медленное увеличение скорости потока воды отметить момент перехода рыбы из режима плавных движений в режим бросков. Скорость потока воды, соответствующая этому моменту, – критическая скорость.

5. Определить скорость и время утомления у рыб.

Продолжая увеличивать скорость течения воды, отметить появление у рыбы признаков утомления, которое проявляется в том, что рыбу начинает сносить потоком воды на стенку рабочего отсека. Рыба перестает плыть и западает на бок. С помощью секундомера определить время утомления: от начала движений в режиме бросков до полного утомления рыбы, когда она находится у стенки лотка не менее 5 минут.

6. Определить крейсерскую скорость.

Она соответствует способности рыб поддерживать реореакцию не менее 30 минут. При этой скорости потока воды рыба способна ориентироваться против течения (плыть и стоять на одном месте длительное время) и только при утомлении ее сносит потоком воды.

$V_{\text{порог.}} + V_{\text{критич.}}$

$$V_{\text{крейсерская}} = \frac{\text{-----}}{2}.$$

7. Определить $V_{\text{порог.}}$, $V_{\text{критич.}}$, время утомления и $V_{\text{крейсерская}}$ для рыб разных видов и размеров.

8. Сделать выводы.

Лабораторная работа 6.2

Поведение гидробионтов

в поле постоянного электрического тока

Реакции организмов на электрическое поле давно интересовали исследователей и были изучены рядом авторов. Опыты были проведены на гидробионтах различных систематических групп. Для них была установлена последовательность реакций животных на электрический ток, определены направление гальванотаксиса, порог и время электронаркоза и другие параметры.

В поведенческих реакциях гидробионтов на электрический ток различают три уровня: первичная реакция, гальванотаксис и электронаркоз.

Первичная реакция на электроток – легкое видимое подрагивание, подергивание тела или его частей и т.д. Второй уровень – положительный (к источнику тока) или отрицательный (от источника тока) гальванотаксис – поворот или плавание животного в зависимости от направления электрического поля. Третий уровень реакции – электронаркоз – иммобилизирующий эффект электрического поля, потеря двигательной активности.

Реакция животных на электрический ток зависит от силы тока, длительности его воздействия, уровня организации животного.

Было показано, что среди простейших инфузории обладают катодным гальванотаксисом, а жгутиконосцы – анодным. Для червеобразных личинок жука-плавунца, водолюба, слепня характерны такие реакции, как вздрагивание, резкие броски тела, его скручивание, сворачивание в кольцо, судороги и обездвиживание. У представителей отряда стрекоз реакции личинок более разнообразны, а именно: вздрагивание лап, хвостовых жабр (*p.Coenagrion*) или придатков анальной пирамиды (*p.Aeschna*, *p.Libellula*), «умывание» передними лапками лицевой маски, движение ротового аппарата, изгибание грудных сегментов, изгибание всего туловища, судороги лап, зависание вниз головой (*p.Libellula*), кроме того, может наблюдаться гальванотаксис или реакция избегания – попытки покинуть камеру, подрагивание, потеря равновесия, отрыв задними лапами

хвостовых жабр и электронаркоз. У личинок поденки наблюдаются сходные со стрекозами реакции.

У взрослых насекомых – представителей отряда клопов можно выделить первичную реакцию – подрагивание лап, затем парение в толще воды, стадию усиления активности – попытки уйти из зоны действия тока, а при дальнейшем увеличении силы тока – резкие беспорядочные движения, судороги конечностей, третий уровень реакции – электронаркоз.

У жука-плавунца отмечается «почесывание лап», парение у поверхности, судороги, выпускание возле рта щупиков. У водяного ослика отмечаются такие реакции: вставание на задние лапки, усиление активности, гальванотаксис, обездвиживание с поджатыми к туловищу лапками. Для имеющих раковину моллюсков (прудовик, живородка) можно отметить такую однотипную реакцию, как втягивание туловища в раковину.

Цель работы. Провести сравнительный анализ поведенческих реакций гидробионтов в поле постоянного электрического тока.

Оборудование: микровольтамперметр; экспериментальная камера; соединительные провода, секундомер.

Объект исследования: гидробионты и личинки насекомых.

Ход работы.

Собрать установку по схеме (рис. 6.1). Установка для исследования поведенческих реакций гидробионтов в поле постоянного тока состоит из экспериментальной камеры и комбинированного прибора, который является источником постоянного электротока и одновременно служит измерительным прибором, регистрирующим показания тока в цепи. Специальная экспериментальная камера из оргстекла (1) через свинцовые электроды, вмонтированные в боковые стенки, присоединяется к комбинированному прибору (2) с помощью соединительных проводов (3).



*Рис. 6.1. Схема экспериментальной установки:
1 – экспериментальная камера; 2 – комбинированный прибор;
3 – соединительные провода*

В экспериментальную камеру залить воду и поместить животное. Через 3 – 5 минут (время необходимо для адаптации гидробионта к условиям опыта) можно начинать воздействие током.

Включить сетевой шнур и тумблер «сеть» на передней панели комбинированного прибора, прогреть прибор 3 минуты. Поставить тумблер «сила тока» в верхнее положение, при этом максимальный ток, подаваемый в камеру, может достигать 1 мА. Плавно поворачивая ручку «ток», медленно увеличивать силу тока, наблюдая за изменениями поведения животного. Отметить все последовательно протекающие реакции животного под действием постоянного электрического поля. Если поведение животного не изменяется, необходимо перевести тумблер «сила тока» в нижнее положение. При этом максимальное значение силы тока будет составлять 20 мА. Пронаблюдать поведение животного в поле электротока при изменении его силы. Дать качественную и количественную характеристики наблюдаемых реакций, при этом по измерительной шкале комбинированного прибора фиксировать величины тока (мА), при которых наступают первичная реакция, гальванотаксис и порог электронаркоза.

Внимание! Предварительно необходимо определить цену деления шкалы, помня, что при верхнем положении тумблера «сила тока» вся шкала составляет 1 мА, а при нижнем – 20 мА.

Через 30 секунд пребывания животного в электронаркозе выключить электрический ток и с помощью секундомера определить время электронаркоза – время, через которое животное восстанавливает подвижность.

Провести опыт с гидробионтами различных систематических групп. Сравнить их поведение в поле постоянного электрического тока. Сделать выводы.

Лабораторная работа 6.3

Регистрация двигательной активности двустворчатых моллюсков

Открывание и захлопывание створок у двустворчатых моллюсков является важным показателем их двигательной активности. Он характеризует взаимодействие моллюска с окружающей водной средой, в том числе и скорость реакции животного на происходящие в ней изменения (изменение температуры воды, появление токсикантов, механические процессы и т.д.).

Цель работы. Освоить методику регистрации движения створок моллюсков и изучить влияние экзогенных факторов на двигательную активность этих гидробионтов.

Оборудование: индукционный датчик с магнитным стержнем, блок питания, регистрирующий прибор (ленточный самописец), эксикатор с водой, рычажок Энгельмана, универсальный штатив, герметик, скальпель.

Объект исследования: двустворчатый моллюск.

Двигательную активность створок моллюска можно изучать с помощью установки, схема которой приводится на рис. 6.2 (разработана на кафедре ФЧЖ ЯрГУ).

Основная часть установки – фотопреобразователь (1, 2) с усилителем (3). Датчик фотопреобразователя представляет собой фотодиод (1), соединенный с подвижным стержнем (2), один конец которого снабжен флажком, а второй – рычажком Энгельмана (5). Когда моллюск (6) открывает створку, флажок стержня, соединенный с помощью рычажка Энгельмана со створкой раковины, открывает

лампочку, свет от которой попадает на фотодиод. Под влиянием света фотодиод становится источником электродвижущей силы. Если промодулировать световой поток по интенсивности, то амплитудное значение возникающего в цепи тока также будет изменяться по закону модулирующего сигнала. В данной работе роль модулирующего фактора светового сигнала выполняет механический рычаг – рычажок Энгельмана на стержне с флажком. Ко второму концу рычажка Энгельмана крепится створка раковины моллюска. При движении створки моллюска флажок осуществляет модуляцию светового сигнала, который после усиления (3) подается на вход самописца (4).

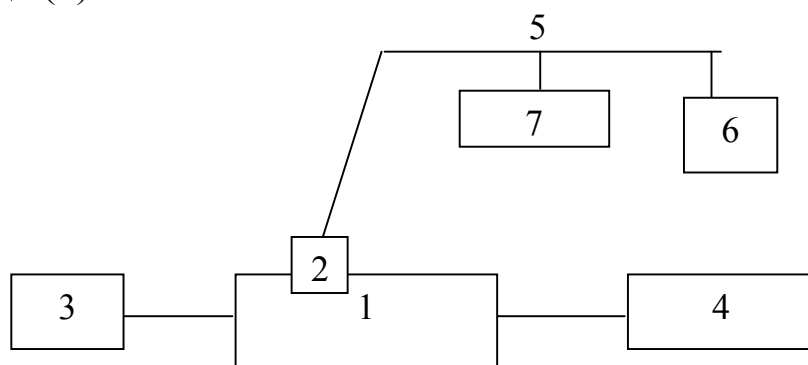


Рис. 6.2. 1. Фотопреобразователь (фотодатчик); 2. Стержень датчика; 3. Блок питания фотопреобразователя; 4. Регистрирующий прибор (самописец); 5. Рычажок Энгельмана; 6. Эксикатор с водой и моллюском; 7. Универсальный штатив с держателем для моллюска

Настройка установки.

1. Включить в сеть блок питания фотопреобразователя и тумблер, находящийся на передней панели блока, после чего загорится сигнальная лампочка.

2. Включить вилку шнура питания самописца в розетку и рычажок лентопротяжного механизма на передней панели прибора.

3. Проверить работоспособность установки, нажимая рукой рычажок Энгельмана. При этом перо самописца должно отклоняться в горизонтальном направлении.

Ход работы.

1. Собрать по схеме установку и настроить.
2. Створки крупного моллюска тщательно осушить, зачистить скальпелем среднюю часть нижней створки и часть верхней створки ближе к краю.
3. Укрепить моллюска в подставке, поместив его нижней створкой на герметик. К верхней створке с помощью герметика прикрепить крючок, соединенный с рычажком Энгельмана.
4. Подставку с моллюском закрепить в штативе и опустить в эксикатор с водой.
5. Отрегулировать положение стержня датчика так, чтобы перо самописца заняло самое крайнее правое положение.
6. Включить лентопротяжный механизм и провести запись двигательной активности створок моллюска в течение 3 – 4 часов в нормальных условиях и под влиянием экзогенных факторов (постукивание по столу, повышение температуры воды, добавление химических веществ и т.д.).
7. Определить скорость движения ленты самописца.
8. Вклеить диаграмму опыта в протокол и рассчитать в норме и под воздействием факторов:
 - среднюю частоту движения створок за один час;
 - среднее время одного цикла;
 - среднюю частоту открытия створок;
 - среднюю частоту закрытия створок.
9. Проанализировать и сравнить полученные данные.
10. Сделать выводы.

Требования к зачету и рекомендации для студентов

К зачету допускаются студенты, успешно выполнившие программу летней полевой специальной практики и представившие преподавателю на проверку тетрадь с протоколами всех лабораторных работ, а также реферат, подготовленный в период прохождения практики по самостоятельно выбранной теме.

ВНИМАНИЕ! Освоение лабораторно-полевых методов включает ряд обязательных моментов:

- отлов экспериментального материала – представителей типов простейших (классы парамеций и жгутиконосцев), членистоногих (классы ракообразных, паукообразных и насекомых), моллюсков (классы двусторчатых и брюхоногих), хордовых (классы амфибий и рыб);
- определение вида отловленных животных;
- освоение методики работы и ее выполнение;
- ведение протоколов опытов.

Зачет по практике состоит из нескольких этапов.

1. Заключительная конференция всей подгруппы, на которой студенты выступают с реферативными сообщениями.

2. Заключительная проверка преподавателем тетрадей с протоколами проведенных экспериментов и индивидуальное собеседование со студентами по полученным результатам опытов. В протоколах должны быть отражены методика эксперимента, результаты, анализ и обсуждение полученных данных с выводами.

3. Групповое обсуждение результатов экспериментов с представлением студентами теоретических и своих экспериментальных данных в виде таблиц, диаграмм и т.д. При обсуждении результатов студенты должны осветить онтогенетические аспекты изменений физиологических параметров (например, потребление кислорода личинкой стрекозы и взрослой особью), экологические аспекты (например, смещение максимального потребления кислорода у ноч-

ных насекомых на вечерние часы по сравнению с дневными животными), а также критически сравнить полученные данные с известными по источникам литературы.

4. Подведение итогов практики. Оценка студентами организации и прохождения практики с использованием метода «Записка на одну минуту».

По итогам летней практики студенты получают дифференцированный (с оценкой) зачет.

Вопросы для самостоятельной подготовки

Тема: Гематологическое исследование гидробионтов

1. Сравнительные данные о количестве, составе и физико-химических свойствах крови у разных животных: удельный вес, рН, осмотическое давление.

2. Функции гемолимфы и крови.

3. Дыхательные белки гемолимфы и крови. Строение, распространение и физиологические свойства.

4. Клеточные элементы гемолимфы беспозвоночных (насекомых, ракообразных, моллюсков). Роль базофильных и эозинофильных гемоцитов.

5. Клеточные элементы крови амфибий, рептилий и рыб. Особенности лейкоцитарной формулы рыб.

6. Эволюция клеточного состава крови.

7. Гемостаз у позвоночных и разных видов беспозвоночных животных.

Тема: Питание и пищеварение у гидробионтов

1. Основные типы пищеварения и их характеристики.
2. Происхождение пищеварения: гипотезы А. Флоркена, Х.С. Коштоянца, А.М. Уголева.
3. Выбор и прием пищи у простейших. Образование пищеварительных вакуолей.
4. Элективность питания и прием пищи у многоклеточных беспозвоночных.
5. Сравнительные данные о структуре пищеварительного аппарата.
6. Гидролиз основных пищевых веществ у беспозвоночных и позвоночных животных. Распространенность ферментов.
7. Возникновение мембранного пищеварения. Сравнительно-физиологические данные о мембранном пищеварении.
8. Приспособление пищеварительных желез к характеру питания. Влияние внешних факторов на перевариваемость пищи у различных животных.

Тема: Дыхание и газообмен

1. Значение дыхания. Преимущество окислительных процессов перед брожением и гликолизом. Газовый состав атмосферного воздуха, содержание газов в пресной и морской воде.
2. Механизм газообмена между воздухом и кровью, между кровью и тканями. Состав и парциальное давление газов альвеолярного воздуха, напряжение газов в крови.
3. Диффузионные лёгкие беспозвоночных, лёгкие амфибий, рептилий, птиц и млекопитающих животных. Понятие о сурфактантах легких. Роль сурфактантов для внешнего обмена.
4. Зависимый и независимый типы дыхания. Факторы, влияющие на уровень газообмена и потребление кислорода животными. Механизмы этих реакций.
5. Жаберное дыхание у беспозвоночных животных – червей, моллюсков, ракообразных. Трахейные жабры.

6. Водное дыхание рыб. Потребности разных рыб к содержанию кислорода в воде. Строение жаберного аппарата круглоротых, элазмобранхий и костистых рыб. Кровоснабжение жабр. Механизм вентиляции жаберного аппарата костистых рыб. Влияние разных факторов на дыхание рыб.

7. Воздушное дыхание гидробионтов: принцип, особенности и органы, обеспечивающие воздушное дыхание у различных гидробионтов (кожное и кишечное дыхание, плавательный пузырь, газовая железа, наджаберные и лабиринтовые органы).

Тема: Поведенческие реакции гидробионтов

1. Поведенческие основы адаптаций и гомеостатическое поведение животных разного систематического уровня.

2. Виды несигнальных и сигнальных форм поведения; привыкание, суммационный рефлекс, импретинг, условный рефлекс.

3. Понятие о кинезах и таксисах. Виды кинезов (ортокинез, клинокинез, оптокинез) и их характеристика.

4. Понятие о кинезах и таксисах. Таксисы (клинотаксис, фототаксис, гальванотаксис, теплотаксис, менотаксис, мнемотаксис) и их характеристика.

5. Понятие об инстинктах.

6. Взаимодействие между животными при помощи химических веществ.

7. Эхолокация у животных.

8. Магнитная ориентация у рыб и птиц.

9. Физиолого-экологические закономерности стайного поведения рыб.

Литература для самостоятельной работы

Основная

1. Ботязова, О.А. Физиология системы крови (сравнительные, экологические и эволюционные аспекты) / О.А. Ботязова. – Ярославль: ЯрГУ, 2000.
2. Ботязова, О.А. Сравнительная и экологическая физиология животных (теплообмен и терморегуляция) / О.А. Ботязова. – Ярославль: ЯрГУ, 2005.
3. Волков, В.М. Обмен веществ и энергии (сравнительно-экологические аспекты) / В.М. Волков. – Ярославль: ЯрГУ, 1988.
4. Сабуров, Г.Е. Механизмы водно-солевого равновесия (вопросы сравнительной и экологической физиологии осмотического баланса) / Г.Е. Сабуров. – Ярославль: ЯрГУ, 1982.
5. Сабуров, Г.Е. Сравнительная физиология органов внешнего газообмена / Г.Е. Сабуров. – Ярославль: ЯрГУ, 1982.
6. Сабуров, Г.Е. Сравнительная физиология пищеварения / Г.Е. Сабуров, О.А.Ботязова. – Ярославль: ЯрГУ, 1984.
7. Сабуров, Г.Е. Сравнительная электрофизиология / Г.Е. Сабуров, О.А.Ботязова. – Ярославль: ЯрГУ, 1986.

Дополнительная

8. Веселов, Е.А. Определитель пресноводных рыб фауны СССР / Е.А. Веселов. – М.: Просвещение, 1977.
9. Константинов, А.И. Основы сравнительной физиологии сенсорных систем / А.И. Константинов. – Л.: ЛГУ, 1980.
10. Коштоянц, Х.С. Основы сравнительной физиологии / Х.С. Коштоянц. – М.; Л.: АН СССР, 1950.
11. Никольский, Г.В. Экология рыб / Г.В. Никольский. – М.: Высшая школа, 1961.
12. Проссер, Л.П. Сравнительная физиология животных / Л.П. Проссер. – М.: Мир, 1977.
13. Проссер, Л.П. Сравнительная физиология животных / Л.П. Проссер, Ф. Браун. – М.: Мир, 1967.
14. Слоним, А.Д. Экологическая физиология животных / А.Д. Слоним. – М.: Наука, 1971.
15. Строганов, Н.С. Экологическая физиология рыб: учеб. пособие для студентов университетов / Н.С. Строганов. – М.: МГУ, 1972.
16. Тыщенко, В.П. Физиология насекомых / В.П. Тыщенко. – М.: Высшая школа, 1986.
17. Уголев, А.М. Пищеварительные процессы и адаптации у рыб / А.М. Уголев, В.В. Кузьмина. – СПб.: Гидрометеиздат, 1993.
18. Физиология человека и животных (общая и эволюционно-экологическая) / под ред. А.Б. Когана. – М.: Высшая школа, 1984.
19. Физиология человека / под ред. Р. Шмидта и Г. Тевса. – М.: Мир, 1986.
20. Шмидт-Ниельсен, К. Физиология животных. Приспособление и среда / К. Шмидт-Ниельсен. – М.: Мир, 1982.
21. Эволюционная физиология. Руководство по физиологии. – Л.: Наука, 1983.
22. Эккерт, Р. Физиология животных. Механизмы и адаптация / Р. Эккерт, Д. Рэнделл, Дж. Огастин. – М.: Мир, 1991.
23. Экологическая физиология животных. Руководство по физиологии. – Л.: Наука, 1979.

Оглавление

Содержание практики	5
<i>Учебная программа</i>	<i>5</i>
<i>Тематические разделы практики</i>	<i>7</i>
<i>Методики лабораторных работ</i>	<i>8</i>
Тема 1. Ихтиофизиологическое исследование рыбы	8
Тема 2. Патолого-анатомическое исследование рыбы	16
Тема 3. Гематологическое исследование гидробионтов.....	19
Тема 4. Питание и пищеварение у гидробионтов.....	26
Тема 5. Дыхание и газообмен.....	34
Тема 6. Поведенческие реакции гидробионтов	39
Требования к зачету и рекомендации для студентов	47
Вопросы для самостоятельной подготовки.....	48
Литература для самостоятельной работы	51

Учебное издание

Ботяжова Ольга Александровна

ОСНОВЫ сравнительной и экологической физиологии животных

Методические указания

Редактор, корректор И.В. Бунакова
Компьютерная верстка Е.Л. Шелеховой

Подписано в печать 15.09.2008 г. Формат 60х84/16.
Бумага тип. Усл. печ. л. 3,25. Уч.-изд. л. 2,0.
Тираж 100 экз. Заказ .

Оригинал-макет подготовлен
в редакционно-издательском отделе ЯрГУ.
Отпечатано на ризографе.

Ярославский государственный университет.
150000 Ярославль, ул. Советская, 14.

