

Министерство образования и науки Российской Федерации

Федеральное государственное бюджетное образовательное учреждение  
высшего профессионального образования  
«Оренбургский государственный университет»

С.В. Лебедев, Е.П. Мирошникова, О.В. Кван

# **ЛАБОРАТОРНЫЙ ПРАКТИКУМ ПО ФИЗИОЛОГИИ РЫБ**

Учебное пособие

Рекомендовано Ученым советом федерального государственного бюджетного образовательного учреждения высшего профессионального образования «Оренбургский государственный университет» в качестве учебного пособия для студентов, обучающихся по программам высшего профессионального образования по направлению подготовки 111400.62 Водные биоресурсы и аквакультура

УДК 597:591.1(075.8)

ББК 28.693.32я7

Л 33

Рецензент – доктор биологических наук, профессор А.М. Русанов

**Лебедев, С.В.**

Л 33      Лабораторный практикум по физиологии рыб: учебное пособие / С.В. Лебедев, Е.П. Мирошникова, О.В. Кван; Оренбургский гос. ун-т.–Оренбург: ОГУ, 2014.– 120 с.

Учебное пособие «Лабораторный практикум по физиологии рыб» составлено с учетом Федерального государственного образовательного стандарта высшего профессионального образования по направлению подготовки 111400.62 Водные биоресурсы и аквакультура, утвержденного приказом Министерства образования и науки Российской Федерации от 28 октября 2009 г. № 487.

В пособии рассмотрены экспериментальные задачи по нервно-мышечной физиологии, физиологии дыхания, пищеварения, нервной систем, затронуты проблемы этики физиологического эксперимента, правила обращения с лабораторными животными. Дано краткое описание основных практических заданий с изложением соответствующих теоретических сведений и необходимых пояснений по техническому оснащению эксперимента, ходу работы, ожидаемым результатам.

УДК 597:591.1(075.8)

ББК 28.693.32я7

© Мирошникова Е.П.,  
Лебедев С.В.,  
Кван О.В., 2014  
© ОГУ, 2014

## **Содержание**

Введение .....	5
1 Лабораторная работа №1. Методические приемы физиологических исследований .....	8
1.1 Теоретические сведения.....	8
1.1.1 Этика биомедицинских исследований .....	8
1.1.2 Правила проведения работ с использованием экспериментальных животных .....	10
1.1.3 Порядок проведения работ с использованием экспериментальных животных .....	13
1.1.4 Порядок проведения эвтаназии (умерщвления животного) .....	16
1.1.5 Содержание лабораторных животных .....	17
1.1.6 Общая топография внутренних органов .....	21
1.2 Экспериментальная часть .....	27
2 Лабораторная работа №2. Асептика, антисептика. Наркоз, и его действие	29
2.1 Теоретические сведения.....	29
2.1.1 Асептика и антисептика .....	29
2.1.1.1 Асептика.....	30
2.1.1.2 Антисептика.....	33
2.1.1.3 Наркоз, основы наркотических действий .....	39
2.1.1.4 Наркотические средства.....	42
2.1.1.5 Нейролептические средства .....	47
2.1.1.6 Анальгетические средства .....	51
2.1.1.7 Местноанестезирующие вещества .....	55
2.1.1.8 Методы введения лекарств рыбам.....	59
2.2 Экспериментальная часть .....	70
3 Лабораторная работа №3. Физиология нервной системы, органов чувств и рецепция рыб .....	72
3.1. Теоретические сведения.....	72
3.1.1 Строение и функция нерва.....	72

3.1.2 Строение периферической нервной системы .....	73
3.2 Экспериментальная часть .....	74
4 Лабораторное занятие №4. Рефлекторная функция спинного мозга .....	76
4.1 Теоретические сведения.....	76
4.2 Экспериментальная часть .....	78
5 Лабораторная работа №5. Строение и функции головного мозга. Перераспределение мышечного тонуса при удалении различных участков головного мозга лягушки.....	83
5.1 Теоретические сведения.....	83
5.2 Экспериментальная часть .....	84
6 Лабораторная работа №6. Строение пищеварительной системы рыб .....	87
6.1 Теоретические сведения.....	87
6.2 Экспериментальная часть .....	89
7 Лабораторная работа №7. Изучение дыхания позвоночных животных .....	93
7.1 Теоретические сведения.....	93
7.2 Экспериментальная часть .....	95
8 Лабораторная работа №8. Физиология сердца и кровообращения. Методики изучения.....	102
8.1 Теоретические сведения.....	102
8.1.1 Кровеносная система и сердце рыб .....	102
8.2 Экспериментальная часть .....	107
9 Лабораторная работа №9. Железы внутренней секреции .....	116
9.1 Теоретические сведения.....	116
9.1.1 Железы внутренней секреции рыб (общая характеристика).....	116
9.2 Экспериментальная часть .....	117
Список использованных источников .....	120

## **Введение**

*Физиология* - наука о функциях. Предметом этой науки является изучение работы органов дыхания, пищеварения, кровообращения, осморегуляции, химического чувства. Существование физиологии рыб как отдельной науки обусловлено большим хозяйственным значением рыб, своеобразием условий обитания рыб и наличием специфических органов и функций у рыб.

Для лучшего усвоения теоретических положений курса “Физиология рыб” необходимо выполнение лабораторных работ.

Основными методическими приёмами в физиологии рыб являются измерение и эксперимент. Измеряется частота периодических процессов - дыхательных актов, сердцебиения, плавательных движений и т.д. Эксперимент предполагает создание для животного, отдельного органа или тканей различных условий и определение влияния этих условий на результирующий показатель. В ходе лабораторных занятий студенты ставят эксперименты на рыбе, лягушках, а часть - на человеке. Использование указанных объектов для лабораторных опытов в курсе “Физиология рыб” объясняется тем, что многие закономерности работы органов являются общими для позвоночных животных, а опыты на самих себе всегда вызывают большой интерес у студентов, способствуют лучшему запоминанию материала.

Методические указания к каждой лабораторной работе включают название темы, цель работы, задание, краткое теоретическое обоснование работы, ход работы, контрольные вопросы.

При проведении лабораторных работ студенты должны соблюдать правила техники безопасности. Следует внимательно читать этикетку на флаконе. Недопустимо пробовать на вкус химические реагенты, наполнять пипетки растворами кислот, щелочей только при помощи груши. Необходимо проявлять осторожность при работе с острыми, режущими и колющими

предметами. С электрическими приборами нужно работать точно по инструкции. После окончания работы выключить лампы, приборы.

Студент записывает в свою рабочую тетрадь название темы, цель работы, результаты наблюдения и подсчётов (желательно в табличной форме), вывод. Вывод формулируется соответственно поставленной цели на основании полученных в опыте данных.

### **Общие указания к проведению лабораторных занятий**

Важнейшим условием для проведения лабораторных занятий на высоком уровне должна быть всесторонняя к ним подготовка, включающая соблюдение санитарных норм и правил охраны труда и техники безопасности, выполнение операций, физиологических опытов и других приемов и методов наблюдения за процессами, протекающими в организме животных, а также приготовление растворов, подготовка аппаратуры и инструментов.

Работая с животными, следует постоянно руководствоваться указанием И.П.Павлова о том, что при изучении каких либо процессов можно использовать любой прием, лишь бы он позволял, не нарушая целостности организма, наблюдать и количественно учитывать происходящие в нем изменения. Кроме того, необходимо знать существующие положения об охране окружающей среды и животного мира. Поэтому в учебном процессе ограничивается количество острых опытов, а если и нужно их провести, то выполняют на животных с применением местной анестезии или общего наркоза. Отдельные лабораторные работы выполняют и на материале, полученном от убитых животных в определенном возрасте, физиологическом состоянии, после кормления или длительного голодания и при других условиях, предусмотренных целью опыта.

Каждое занятие проводят обычно по определенному плану:

1. Изучают контрольные вопросы и готовятся к ответам на них по теме занятий.
2. Заслушивают информацию преподавателя об организационном и методическом порядке проведения занятий.

3. 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.

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

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

6. Выполненную работу сдают преподавателю для проверки.

7. При изучении определенного раздела курса физиологии предусматривают соответствующий ему учебный фильм, предусмотренный рабочей программой.

# **1 Лабораторная работа №1. Методические приемы физиологических исследований**

**Цель работы:** познакомиться с основными методами физиологических исследований, основными правилами работы с лабораторными животными. Изучить методику вскрытия рыб и ее строение.

## **1.1 Теоретические сведения**

### **1.1.1 Этика биомедицинских исследований**

Вопросы этики занимают важное место среди других проблем, которые возникают при проведении экспериментов на животных, потому что отношение к ним отражает нравственный и культурный уровень ученого, а также нравственный уровень науки в целом. Вопрос благополучия экспериментальных животных рассматривался не только как проблема государственной важности правительствами, принимающими законодательства по охране экспериментальных животных, но и как предмет обсуждения международных организаций. Международный комитет по защите лабораторных животных в 1972 г. выдвинул обязательные требования к условиям их использования в эксперименте. Комитет указал, что основная цель всех постановлений в области экспериментов на животных — защита животных от страданий и стрессов.

Быстрое развитие науки в нашей стране потребовало дальнейшего совершенствования организационных форм работы с экспериментальными животными. Министерство здравоохранения СССР приказом от 12 августа 1974 г. № 755 «О мерах по дальнейшему совершенствованию организационных форм работы с использованием экспериментальных животных» утвердило «Правила проведения работ с использованием экспериментальных животных». В правилах определены права и обязанности экспериментатора. Исследователь имеет право использовать для

научного эксперимента животных. Однако существуют определенные ограничения.

1. Научные эксперименты с использованием животных можно проводить только в государственном учреждении, имеющем экспериментальную базу, а также виварий, оборудованный в соответствии с установленными санитарными нормами и укомплектованный штатом служащих, ухаживающих за животными.

2. Проводить медико-биологические исследования на животных имеют право только лица с высшим биологическим, медицинским, фармакологическим, ветеринарным и зоотехническим образованием.

3. Лица, имеющие среднее медицинское, ветеринарное или зоотехническое образование, а также студенты высших учебных заведений допускаются к проведению несложных процедур на животных без получения персонального разрешения, но под контролем ответственного лица.

Исследователь самостоятельно может выбирать модель для эксперимента, но его выбор должен быть обоснованным. Эксперименты на животных следует проводить только в случае полной уверенности в их значимости для здоровья человека, для прогресса биологических знаний.

В тех случаях, где это, возможно, следует применять математические модели, машинное моделирование и биологические системы *in vitro*. Если для решения поставленной задачи эксперименты на животных неизбежны, следует ограничиться минимальным их количеством, необходимым для получения достоверных результатов.

В случае проведения на животных каких-либо травматичных или иного рода болезненных процедур обязательным условием является проведение обезболивания: общий наркоз или местная анестезия. Важную роль играет эмоциональное состояние животного, предшествующее введению в наркоз. Соблюдение норм гуманного обращения с животными в виварии способствует ускорению адаптации животного. Большое значение имеет систематическое посещение экспериментатором вивария и контакт с

подопытным животным. Привыкнув к экспериментатору, они позволяют проводить инъекции без специальных средств иммобилизации.

Умелое обращение с животными особенно важно при проведении хронического эксперимента.

Особого внимания со стороны экспериментатора требует послеоперационный уход за животным. Таким образом, в обязанности экспериментатора входят контроль за условиями содержания животных и проведение всех экспериментальных этапов: от взятия в эксперимент до проведения эвтаназии.

При представлении в печать данных о результатах исследований, выполненных с использованием экспериментальных животных, учреждения и отдельные лица обязаны не только указать сведения об использованных животных, но и сообщить о соблюдении норм гуманного обращения с ними. Выполнение этих требований должно быть отражено при изложении методики проведения экспериментальной работы.

Отсутствие указания на способ обезболивания и эвтаназии животного, а также любое упоминание о проведении негуманых процедур на животных в ходе эксперимента являются достаточным основанием для того, чтобы работа не была принята к публикации или защите.

### **1.1.2 Правила проведения работ с использованием экспериментальных животных**

Настоящие Правила распространяются на все учреждения, организации и предприятия системы здравоохранения и регламентируют все виды использования экспериментальных животных в медико-биологической практике: для научного эксперимента, в целях обеспечения учебного процесса, биологического тестирования, в ходе изготовления вирусных и других препаратов.

Правила:

- повышение качества научных и других видов работ с животными;
- обеспечение принципов гуманного обращения с животными;
- упорядочение системы планирования и отчетности в области организации экспериментальной работы и совершенствовании лабораторного животноводства.

Право на использование животных имеют научно-исследовательские, лечебные и учебные учреждения, санэпидстанции и учреждения по производству бактерийных, вирусных и других препаратов.

Учреждения могут проводить работу с животными в том случае, если они имеют:

- а) виварий (экспериментально-биологическую клинику), оборудованный согласно Санитарным правилам от 06.04.1973 г. № 1045 — 73;
- б) экспериментальную лабораторию, оборудованную согласно требованиям;
- в) штат сотрудников, обеспечивающий уход за животными и выполняющий требования гуманного обращения с ними.

#### **Требования в работе с экспериментальными животными:**

1. К работе с экспериментальными животными допускаются лица, имеющие высшее медицинское, ветеринарное, зоотехническое, фармацевтическое или биологическое образование, разрешение на право использования животных и несущие ответственность за соблюдение правил.

2. Лица, имеющие среднее медицинское, ветеринарное или зоотехническое образование (а в учебных учреждениях и студенты) и знакомые с настоящими правилами, допускаются к проведению несложных и неболезненных процедур на животных без получения персонального разрешения, но под контролем ответственного лица и под его ответственность, за исключением персонала предприятий по производству бактерийных и вирусных препаратов.

3. За подготовку экспериментатора к работе с животными и за соблюдение Правил использования животных в целом несет ответственность руководитель кафедры (отдела, лаборатории, кабинета), в которых работает лицо, допущенное к эксперименту на животных.

4. При представлении в печать данных о результатах исследований, выполненных с использованием экспериментальных животных, учреждения и отдельные лица обязаны указывать сведения об использовании животных (вид, количество, тип применявшегося обезболивания и т.д.).

5. Все процедуры на животном, которые могут вызвать у него боль или иного рода мучительное состояние, проводятся при достаточном обезболивании (под местной анестезией или наркозом), кроме случаев использования животных для получения биологических препаратов, их контроля в иммунологических исследованиях. Опыты с применением миорелаксантов, которые не являются обезболивающими средствами, во всех случаях проводятся при полном обезболивании.

6. Запрещается использование животного для болезненных процедур более чем один раз, кроме животных, используемых для контроля биологических препаратов в их производстве, животных-доноров и при изучении схем иммунизации.

7. При проведении экспериментов и других процедур в условиях повышенного риска нанесения животному болезненных раздражений (травма в затруднительных условиях наблюдения за клинической картиной состояния животного, обездвижение животного, выполнение процедур на животных малоопытными лицами, например студентами) строго обязательно присутствие лица, ответственного за использование животного и контроль с его стороны за сохранением адекватного обезболивания.

8. В послеоперационном периоде животное должно получать квалифицированный уход и адекватное обезболивание.

9. Животное, которое осталось после эксперимента или другой процедуры искаженным или нежизнеспособным, должно быть своевременно умерщвлено с соблюдением всех требований гуманности.

10. Эвтаназия, т.е. гуманное умерщвление животного, производится ответственным лицом или под его непосредственным наблюдением при соблюдении всех требований гуманности, в соответствии с требованиями (см. приложение № 3).

11. Уборка трупа животного может производиться только после того, как смерть будет констатирована лицом, ответственным за работу с животным.

12. Ответственность за нарушение Правил проведения работы с использованием животных несут руководители учреждений, где проводятся эксперименты, и лица, специально выделенные для проведения этой работы.

13. Нарушение правил гуманного обращения с животными и проведение экспериментов в условиях, ставящих под сомнение научную достоверность полученных данных, может повлечь за собой в установленном порядке применение к виновным лицам мер дисциплинарного воздействия, а также запрещения научных публикаций, защиты докторских и кандидатских диссертаций, запрещения дальнейшего использования экспериментальных животных в научных и учебных целях.

### **1.1.3      Порядок      проведения      работ      с      использованием экспериментальных животных**

#### **Подготовка животного к эксперименту:**

1. В период введения в эксперимент животное должно адаптироваться к обстановке лаборатории и привыкнуть к экспериментатору.

2. При доставке в лабораторию крупных животных запрещается применение силовых или болезненных приемов. В случае агрессивных или истеричных животных можно сделать предварительную премедикацию с помощью безыгольных инъекторов с удлиненной насадкой.

3. Мелких животных (грызунов и пр.) следует брать осторожно, применять корнцанги только с резиновыми насадками, не сжимать животных сильно руками, что причиняет животным травмы и боль. Запрещается оставлять животных в ожидании эксперимента больше, чем это необходимо для проведения премедикации.

4. Запрещается переносить мелких животных по холоду в неутепленных клетках.

#### **Премедикация. Фиксация животного:**

1. Премедикация проводится ответственным за работу с животным лицом или под его наблюдением.

2. Если животное испугано или состояние наркоза наступает не сразу, экспериментатор должен ждать, пока животное не успокоится или не заснет.

3. Животное можно фиксировать только после того, как подействует наркоз.

4. Повязки на конечностях животного должны быть мягкими, не препятствовать кровообращению; животному не должна быть придана неудобная поза с вывернутыми конечностями.

5. При помещении бодрствующих животных в стереотаксический аппарат необходимо провести местное обезболивание участков головы, подвергающихся сдавливанию.

## **Обезболивание**

1. После дачи животному наркоза необходим постоянный контроль со стороны экспериментатора (или анестезиолога) за уровнем наркоза. При использовании миорелаксантов рекомендуется систематическое выведение животного из состояния обездвижения для проверки уровня наркоза.

При первых признаках ослабления наркоза он должен быть углублен. Запрещается применение средств, препятствующих контролю за уровнем наркоза: афонии, завязывания морды и т.д.

2. Все эксперименты с нанесением животному болезненных ощущений, включая эксперименты по изучению шока, должны проводиться с отключением сознания у животного. Допускается нанесение пороговой боли при изучении механизма боли и влияния на организм анальгетиков и анестетиков,

3. При биологическом тестировании и производстве медико-биологических препаратов все процедуры проводятся в условиях щажения животного; болезненные процедуры при маркировке животных (отрезание ногтевых фаланг и др.), при взятии крови, при воздействии на слизистую глаза и т.д. должны проводиться под местной анестезией или другого рода обезболиванием.

4. Дозы и время введения препаратов должны фиксироваться в соответствующих документах (протокол эксперимента).

## **Уход за животными в послеоперационном периоде:**

1. При доставке животного в клетку после операции должны использоваться удобные носилки, исключающие нанесение животному травм, сдвигания повязок. В случае применения миорелаксантов и искусственного дыхания животное должно оставаться в лаборатории до полного восстановления дыхания. Грызуны, получившие травмы, например

при взятии крови из хвоста, отсаживаются в отдельную клетку во избежание покусов.

2. Животное в хроническом опыте должно быть помещено в удобную клетку, облегчающую также условия наблюдения и ухода за животным. С момента появления у животного болей оно должно получать седативные и обезболивающие препараты. Животное должно получать квалифицированный уход под контролем экспериментатора.

3. После особо сложных и ответственных операций рекомендуется первые сутки устанавливать круглосуточное дежурство около животного.

4. Состояние животного и назначения препаратов должны отмечаться в протоколе эксперимента.

#### **1.1.4 Порядок проведения эвтаназии (умерщвления животного)**

1. Гуманным умерщвлением животного — эвтаназией — называется быстрое и безболезненное умерщвление животного, не сопровождающееся у него чувством тревоги и страха.

2. Животное должно получать адекватный уход (анестетики, питание, поение и т.д.) вплоть до самого момента его умерщвления.

3. Умерщвление животных не должно производиться в помещении, где содержатся животные, запрещается умерщвлять одних животных на глазах у других.

4. В острых опытах животное должно умерщвляться до прекращения действия наркоза. Во всех случаях животное должно умерщвляться своевременно — до наступления у него болезненных состояний.

5. Оптимальным и универсальным методом умерщвления животных является передозировка наркоза — введение анестетика в летальной дозе (дозировка для наркоза х 3).

6. При соблюдении этих условий допустимо умерщвление животного другими методами:

- а) мелких животных: мышей, крыс, лягушек, птиц и т.д. путем декапитации;
- б) кроликов — путем воздушной эмболии;
- в) крупных животных: взрослых собак, свиней и пр. — с помощью пропускания электрического тока, при этом электроды вводятся в область продолговатого мозга и в область крестца.

7. При необходимости изучения ультраструктуры мозга применяются мгновенные методы эвтаназии (например, мгновенное замораживание при погружении животного в жидкий азот).

Использование в этом случае электротока недопустимо. Если предусматривается морфологический анализ тканей мозга с использованием светового микроскопа, то для эвтаназии должны применяться анестетики.

8. Допускается умерщвление животных, используемых в производственных целях, путем обескровливания. При этом может быть подобран метод обезболивания, отличный от фармакологических воздействий.

9. При проведении эксперимента с применением миорелаксантов допускается умерщвление животного путем отключения искусственного дыхания, но лишь в условиях сохранения адекватного наркоза.

10. Допускается умерщвление мелких животных с помощью наркоза (ингаляционного) без предварительного введения других видов анестетиков. Наиболее пригодным для этой цели является хлороформ. Но при этом эвтаназия должна производиться в специальной камере, в теплом помещении; подача хлороформа должна вестись очень небольшими дозами — по капле.

### **1.1.5 Содержание лабораторных животных**

**Общие требования.** Для того чтобы снизить разброс экспериментальных данных, следует использовать животных с минимальной

фенотипической изменчивостью, а также свести до минимума разброс, создаваемый факторами окружающей среды.

Основными условиями для этого являются: содержание животных в вентилируемых, хорошо освещаемых и теплых помещениях, обеспечение полноценными кормами, свежей водой в необходимом количестве, постоянным соблюдением зоогигиенических требований.

Правилами содержания лабораторных животных предусмотрено размещение в каждой комнате только одного вида животных. Однако при вынужденном совместном содержании в одном помещении животных разных видов клетки с ними должны быть непременно размещены на разных стеллажах.

Клетки как основной микроклиматический объект для содержания животных должны обеспечивать им свободное передвижение и отвечать определенным санитарно-гигиеническим требованиям:

- 1) быть легкими и прочными;
- 2) изготовленными из материала, который животные не могли бы прогрызть;
- 3) устойчивыми к действию любых дезинфицирующих средств.

Клетки с мелкими животными следует размещать на стеллажах в несколько ярусов. Первый должен находиться на расстоянии 30 — 70 см от пола. Полки необходимо покрывать изоляционным материалом, предохраняющим клетки нижележащего яруса от попадания экскрементов. Для экономии времени на уборку клетки обычно строят с сетчатым дном, под дно каждой из них вставляют специальные вынимающиеся противни, в которых собираются кал, моча, остатки пищи. Во время уборки противни вынимаются, освобождаются от накопившихся остатков и продуктов выделения.

Каждая клетка, а также бокс или вольер обязательно должны иметь свои этикетки. На них обозначаются основные сведения о содержащихся животных (вид, линия, пол, возраст, масса) с указанием лаборатории,

которой принадлежат животные, фамилии сотрудника, проводящего эксперименты, даты поступления животных, даты начала эксперимента и др.

Лабораторные грызуны (мыши, крысы, морские свинки, хомяки и кролики) размещаются в клетках, которые устанавливаются на металлических стеллажах в несколько ярусов (4—6). Стеллажи могут быть одно- и двусторонними, стационарными и передвижными. Рекомендуется использовать стеллажи, имеющие съемные кронштейны и подвижные полки, что позволяет переоборудовать их под клетки различных размеров, предназначенные для разных видов лабораторных животных. Стеллажи устанавливают преимущественно вдоль стен.

Важным условием поддержания здоровья лабораторных животных является организация полноценного, нормированного кормления. Во всех клетках следует устанавливать постоянные автоматические или неопрокидывающиеся поилки со свежей водой и кормушки. Режим кормления в выходные и праздничные дни должен быть таким же, как и в обычные рабочие дни. Корма для лабораторных животных должны отвечать нормам по массе, составу и качеству. Необходимо пользоваться кормовыми нормами и рационами. Кормовая норма — общее количество питательных веществ, которые необходимо дать животному за сутки соответственно его живой массе и продуктивности. Кормовые нормы выражаются в кормовых единицах и в количестве усвоенного организмом белка. На основании кормовых норм составляются кормовые рационы.

Рационы для кормления лабораторных животных следует составлять с учетом особенностей обмена веществ животных различных видов и разных линий одного и того же вида, а также разного возраста. При этом следует учитывать потребности животных не менее чем в 70 — 80 веществах, в том числе белках, жирах, углеводах, минеральных веществах и витаминах. В составе рациона должны быть полноценные белки, т.е. белки, которые содержат незаменимые аминокислоты: валин, лейцин, изолейцин, лизин, аргинин, метионин, треонин, фенилаланин, тирозин, триптофан и гистидин.

Полноценные белки — это преимущественно белки животного происхождения, содержащиеся в молоке, мясе, рыбе, куриных яйцах, китовой, рыбной и мясокостной муке.

Необходимо соблюдать также правила гигиены кормления. Во избежание загрязнения корма и воды фекалиями, как уже говорилось, рекомендуется пользоваться автоматическими кормушками и различного типа автоматическими поилками. Более совершенными являются бункерные автокормушки с наружной стенкой из металлической сетки, сквозь которую отсеиваются мелкие частицы гранул и пыль (очистку таких кормушек достаточно проводить 3 — 4 раза в год). Автоматические поилки могут быть в виде сосудов различной формы. Пользование глазурованными глиняными, металлическими, пластмассовыми кормушками и поилками нежелательно, так как даже ежедневная их чистка, мойка и стерилизация не исключает загрязнения содержимого фекалиями и инфицирования животных.

Нельзя скармливать лабораторным животным недоброкачественные продукты, заплесневелый, загнивший или промерзший корм и проросший картофель.

Корм должен храниться в местах, где нет диких мышей и крыс, остатки корма не должны употребляться повторно. Кормушки и поилки необходимо тщательно мыть один раз в день горячей водой с добавлением соды (3 — 5%-й раствор). Основные запасы кормов и полуфабрикатов, предназначенных для лабораторных животных, должны храниться в кладовой или на складе в специальных металлических (или деревянных, обитых изнутри жестью) парях. Скоропортящиеся продукты сохраняют в холодильнике.

Полноценное кормление в сочетании с хорошими условиями содержания обеспечивают хороший рост, развитие и размножение животных; повышается их устойчивость к заболеваниям, что является важным условием для успешного проведения исследований.

Вот почему, не имея возможности создать оптимальный микроклимат, стандартные условия содержания и кормления лабораторных животных,

многие исследователи вынуждены отказываться от проведения научных исследований на линейных лабораторных животных.

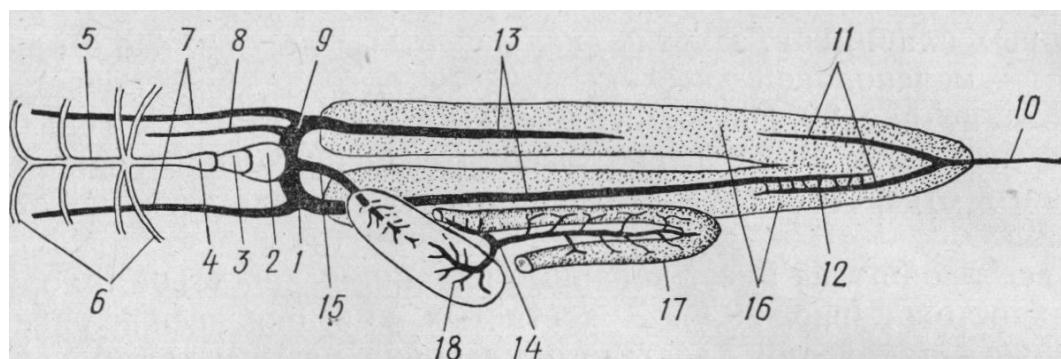
Все сказанное касается главным образом общих требований к содержанию и кормлению лабораторных животных, однако существуют и некоторые видовые особенности, которые необходимо учитывать.

### **1.1.6 Общая топография внутренних органов**

**Кровеносная система.** Сердце (cor) располагается в нижней передней части полости тела, в основании перешейка. Венозная кровь собирается в венозной пазухе, или венозном синусе (*sinus venosus*). Отсюда кровь переходит в предсердие (*atrium*) и затем в более толстостенный желудочек (*ventriculus*).

В отличие от хрящевых костистые рыбы не имеют артериального конуса (рисунок 1). Непосредственно от желудочка отходит крупная брюшная аорта (*aorta ventralis*), образующая в этом месте расширение—луковицу аорты (*bulbus aortae*). Брюшная аорта отдает четыре пары приносящих жаберных артерий (*arteria branchialis afferentia*).

При обычной препарировке периферическую часть кровеносной системы, описание которой дается далее, рассмотреть не удается. В жаберных лепестках каждая приносящая жаберная артерия распадается на систему капилляров. Через их стенки происходит газообмен крови с омывающей жабры водой. Обогащенная кислородом артериальная кровь по системе капилляров собирается в выносящие жаберные артерии (*arteria branchialis efferentia*), которые на спинной стороне впадают в парные корни спинной аорты. Корни аорты в заднем отделе головы сливаются, образуя непарную спинную аорту (*aorta dorsalis*); она проходит под позвоночником и отсылает многочисленные артериальные сосуды ко всем участкам тела.



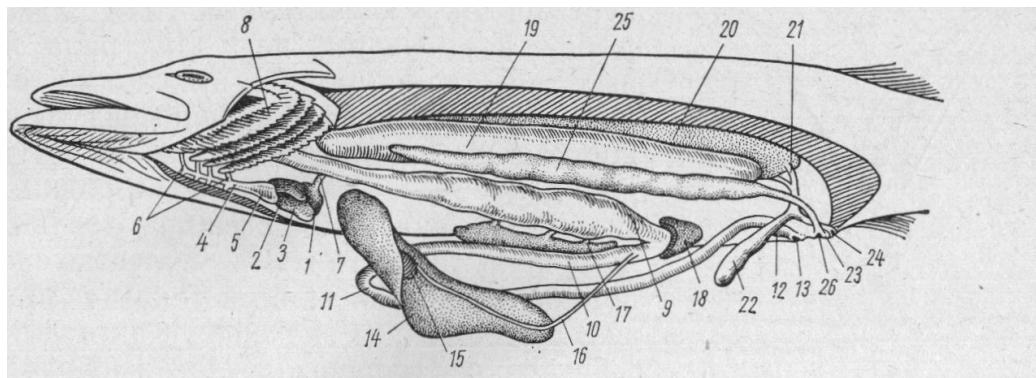
1 — венозная пазуха. 2 — предсердие, 3 — желудочек, 4 — луковица аорты, 5 — брюшная аорта, 6 — приносящие жаберные артерии, 7 — передние кардиальные вены, 8 — яремная вена, 9 — кювьера проток, 10 — хвостовая вена, 11 — воротные вены почек, 12 — анастомозы между воротной веной правой почки и правой задней кардиальной веной, 13 — задние кардиальные вены, 14 — воротная вена печени, 15 — печеночная вена, 16 — почки, 17 — кишечник, 18 — печень.

Рисунок 1 - Схема кровеносной системы костистой рыбы (вид снизу; не показаны выносящие жаберные артерии, их слияние в спинную аорту и ветвление последней).

Венозная кровь из хвостового отдела идет по непарной хвостовой вене (*vena caudalis*), которая разделяется на две воротные вены почек (*vena porta renalis*), входящие в почки. У костистых рыб в отличие от хрящевых воротная система образуется только в левой почке. Из почек кровь по парным задним кардиальным венам (*vena cardinalis posterior*) направляется вперед. На уровне сердца задние кардиальные вены сливаются с передними кардиальными венами (*vena cardinalis anterior*), несущими кровь от головы. В результате слияния задних и передних кардиальных вен образуются парные кювьёровы протоки (*ductus Cuvieri*), впадающие в венозную пазуху.

В нее же впадает несущая кровь от нижних частей головы нижняя яремная вена (*v. jugularis inferior*).

От кишечника кровь по воротной вене печени (*vena porta hepatic*) попадает в печень, где эта вена распадается на систему капилляров, т. е. образует воротную систему печени. По выходе из воротной системы печени кровь по короткой печеночной вене (*vena hepatica*) попадает в венозную пазуху. Боковых вен, свойственных хрящевым рыбам, у костистых рыб нет (рисунок 2).



1 — венозный синус, 2 — предсердие, 3 — желудочек сердца, 4 — брюшная аорта, 5 — луковица аорты, 6 — приносящие жаберные артерии, 7 — кювьера проток, 8 — жабра, 9 — желудок, 10 — двенадцатиперстная кишка, 11 — тонкая кишка, 12 — прямая кишка, 13 — анальное отверстие, 14 — печень, 15 — желчный пузырь, 16 — желчный проток, 17 — поджелудочная железа, 18 — селезенка, 19 — плавательный пузырь, 20 — почка, 21 — мочеточник, 22 — мочевой пузырь, 23 — мочеполовой сосочек, 24 — мочевое отверстие, 25 — половая железа, 26 — половое отверстие.

Рисунок 2 - Общее расположение внутренних органов щуки.

У костистых рыб, как и у хрящевых, один замкнутый круг кровообращения. В сердце рыб находится только венозная кровь. Сокращениями сердца эта кровь направляется в жабры, где происходит освобождение от углекислого газа и насыщение кислородом. Насыщенная кислородом артериальная кровь, выходящая из жаберной системы, по многочисленным артериям направляется к различным органам и тканям тела, где происходит обратный процесс: отдача кислорода из крови в ткани и насыщение крови углекислотой, т. е. превращение крови из артериальной в венозную. По системе вен венозная кровь возвращается в сердце. Понятия «артериальная» и «венозная» кровь определяют качественные отличия в газовом составе крови. Эти понятия не всегда совпадают с названиями кровеносных сосудов. Так, по брюшной аорте (артерии) и по приносящим жаберным артериям движется венозная кровь; независимо от состава крови артериями называют сосуды, по которым кровь идет от сердца, а венами — сосуды, по которым кровь направляется к сердцу.

**Дыхательная система.** Органами дыхания у костистых рыб служат жабры (рисунок 3), имеющие, как и у хрящевых рыб, эктодермальное происхождение. С каждой стороны располагаются четыре полные жабры; у некоторых рыбrudиментарная полужабра находится на внутренней стороне жаберной крышки.

Вырежьте кусок жабры и рассмотрите ее строение.

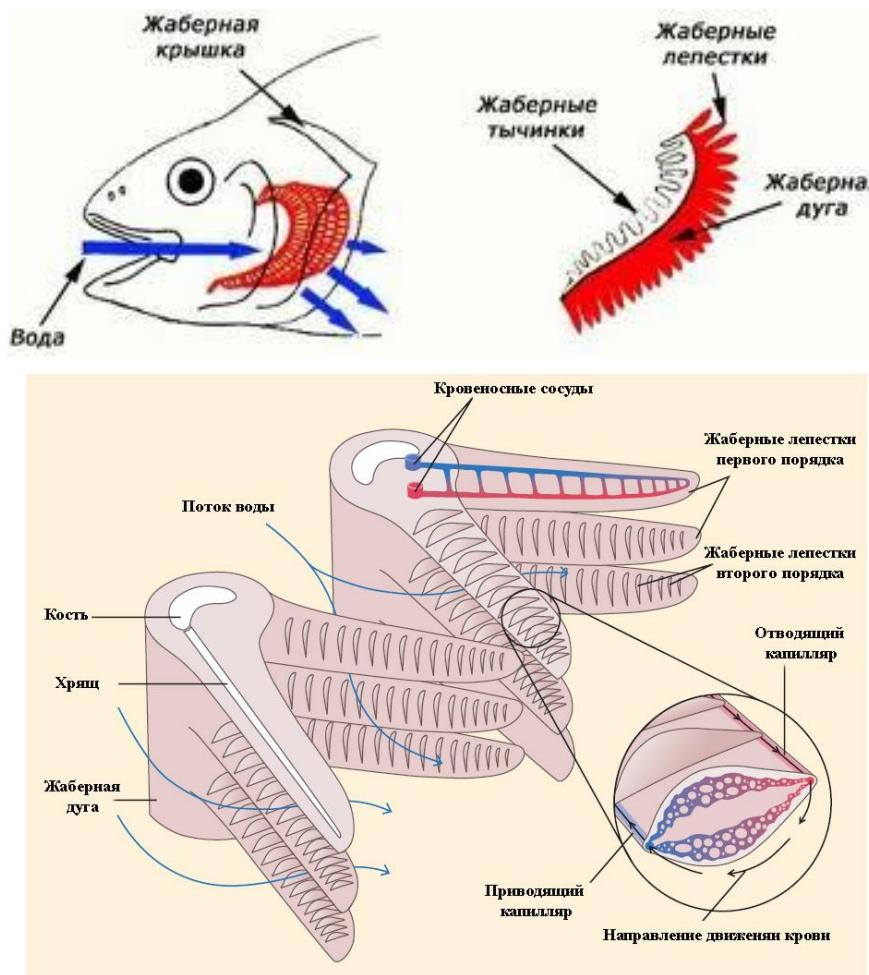


Рисунок 3 - Схема поперечного разреза жаберной дуги костистой рыбы

Межжаберных перегородок, характерных для хрящевых рыб, у костистых рыб нет. Два ряда жаберных лепестков своими основаниями прикрепляются непосредственно к костной жаберной дуге или кrudименту межжаберной перегородки, а их свободные окончания свешиваются в окологлаберную полость. Эта полость снаружи прикрыта костной жаберной крышкой, имеющей существенное значение в акте дыхания. С внутренней

стороны каждой жаберной дуги имеются многочисленные отростки — жаберные тычинки, идущие по направлению к соседней жаберной дуге. Жаберные тычинки образуют своеобразный цедильный аппарат, препятствующий выходу пищевых частиц из глотки через жаберную полость наружу. У видов, питающихся планктоном (например, сельдей), этот аппарат представлен особенно длинными и густо сидящими тычинками.

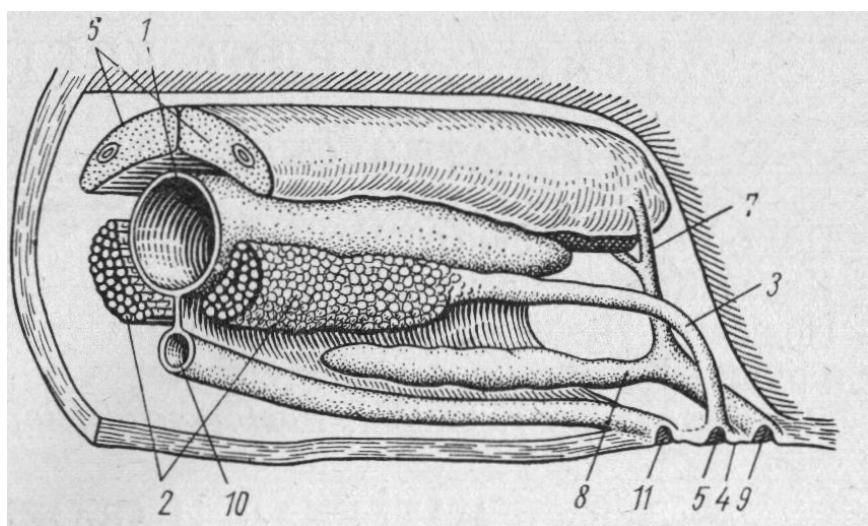
Через стенки кровеносных капилляров в жаберных лепестках, как уже говорилось, происходит газообмен крови с омывающей жабры водой. Более крупные сосуды (приносящие и выносящие жаберные артерии) проходит по жаберным дугам в основании жаберных лепестков).

**Пищеварительная система.** В ротовой полости щуки находятся острые, слегка направленные назад конические зубы. Без четких границ ротовая полость переходит в глотку, прободенную жаберными щелями. В глубине глотки начинается короткий пищевод, который почти сразу же переходит в желудок (*gaster*). За желудком следует кишечник, слабо дифференцированный на двенадцатиперстную (*duodenum*), тонкую (*intestinum*) и прямую (*rectum*) кишки. Прямая кишка открывается наружу анальным отверстием. Сразу за сердцем в передней части брюшной полости под желудком располагается крупная печень (*hepar*). На ее внутренней стороне находится желчный пузырь (*vesica fellea*) — полость, в которой скапливается вырабатываемая в печени желчь. От желчного пузыря начинается желчный проток (*ductus choledochus*), впадающий в начало двенадцатиперстной кишки. Вдоль желчного протока лежит поджелудочная железа (*pancreas*). В месте перехода желудка в двенадцатиперстную кишку (первый изгиб кишечника) рядом с желудком расположена компактная селезенка (*lien*).

Над кишечником в верхней части брюшной полости находится крупный плавательный пузырь (*vesica natatoria*), который служит гидростатическим органом. Плавательный пузырь щуки узким протоком связан с передней частью кишечника. У многих других рыб (например,

карповых, окуня и др.) во взрослом состоянии плавательный пузырь полностью изолирован от кишечника.

**Мочеполовая система.** В верхней части брюшной полости по бокам плавательного пузыря располагаются парные половые железы. У самок половые железы представлены длинными яичниками (*ovarium*), которые имеют хорошо заметную «зернистую» структуру. Задние, вытянутые отделы яичников играют роль выводных протоков и открываются непарным половым отверстием позади анального отверстия (рисунок 4).



1 — плавательный пузырь, 2 — яичник, 3 — выводной проток яичника, 4 — мочеполовой сосочек, 5 —овое отверстие, 6 — почки, 7 — мочеточник, 8 — мочевой пузырь, 9 — мочевое отверстие, 10 — кишечник, 11 — анальное отверстие

Рисунок 4 - Задний участок мочеполовой системы самки щуки.

Половые железы самцов — длинные, гладкие, довольно плотные семенники (*testis*); они занимают такое же положение, как и яичники.

Задние отделы семенников превратились в короткие выносящие протоки, открывающиеся общим половым отверстием позади анального отверстия.

Чтобы рассмотреть почки, нужно удалить кишечник и плавательный пузырь. Почки располагаются на спинной стороне полости тела по обе стороны от позвоночника. По их краю проходят мочеточники (*ureter*), которые, выйдя из почек, сливаются в единый непарный мочевой проток.

Мочевой пузырь (*vesica urinaria*) представляет собой вырост передней стенки начальной части этого протока. Непарный мочевой проток открывается наружу мочевым отверстием позади полового отверстия.

## **1.2 Экспериментальная часть**

**Задание:** ознакомится с методикой вскрытия рыб. Изучить топографию внутренних органов костистой рыбы.

**Материалы и оборудование:**

Рыба (свежая или фиксированная), ванночка, скальпель, пинцет, ножницы, препарировальные иглы — 2 шт, булавки — 10—15 шт, вата гигроскопическая, марлевые салфетки — 1—2 шт.

**Ход работы:**

1. Ножницами сделать короткий поперечный разрез брюшной стенки впереди анального отверстия.

2. Осторожно ввести в разрез тупую ветвь ножниц по направлению к голове и, все время прижимая эту ветвь к брюшной стенке (чтобы не повредить внутренностей), сделать разрез вдоль средней линии брюха. Разрез довести до самой передней части так называемого перешейка (часть брюшной стенки, вдающаяся между нижними краями жаберных крышек), перерезав кости плечевого пояса.

3. От начала продольного разреза (у анального отверстия) сделать еще один разрез — вверх до позвоночника.

4. Приподнимая боковую стенку тела, вести разрез вперед вдоль позвоночника до жаберной крышки, отделяя боковую стенку тела.

5. Срезать жаберную крышку.

6. Осторожно с помощью пинцета, скальпеля и иголок освободить препарат от кусков мышц и пленок, мешающих его рассмотреть (особенно аккуратно надо действовать в области сердца и отходящей от него брюшной аорты!). Кровь отсасывать ватными тампонами.

7. Последовательно рассмотреть строение различных систем внутренних органов.

Порядок описания тела рыб:

1. Форма тела (широкое, сплющенное)
2. Форма жабр
3. Ротовая полость (наличие зубов и их форма)
4. Расположение ноздрей
5. Наличие чешуи, их форма и расположение на теле, прикрепление к телу.

6. Наличие слизи
7. Строение боковой линии
8. Строение и форма плавников
9. Место расположения заднепроходного, полового и мочевого отверстий
10. Строение и форма плавников
11. Количество и форма спинного плавника

**Форма отчетности:** представить тетрадь с описанием тела рыб и ее внутреннего строения с представлением размерности и массы каждого органа.

**Контрольные вопросы:**

1. Какие правила являются основными при проведении работ с использованием экспериментальных животных?
2. В каком порядке готовят животных к экспериментальным исследованиям?
3. Какие основные требования предъявляют к содержанию лабораторных животных?
4. Особенности строения кровеносной системы у рыб?
5. Строение пищеварительной системы у рыб?
6. Какие имеются отличия мочеполовой системы у самок и самцов рыб?

## **2 Лабораторная работа №2. Асептика, антисептика. Наркоз, и его действие**

**Цель работы:** познакомиться с основными понятиями: асептика, антисептика. Изучить методы наркоза, его основное действие.

### **2.1 Теоретические сведения**

#### **2.1.1 Асептика и антисептика**

Асептика (*a* — без; *septicus* — нагноение, гнилостный) — это совокупность методов и приемов работы, направленных на предупреждение попадания инфекции в рану и организм, путем применения различных способов стерилизации и соответствующей организации работы в операционной.

Антисептика (*anti* — против, лат. *septicus* — вызывание нагноение, гнилостный) — комплекс мероприятий, направленных на уничтожение микроорганизмов в ране, патологическом образовании и в организме в целом, с использованием активных химических веществ и биологических факторов, а также механических и химических методов воздействия. Таким образом, если антисептика уничтожает микроорганизмы в теле больного или подопытного животного, то асептика предупреждает попадание их в рану. Это деление до некоторой степени условно, и в ряде случаев разграничение антисептики и асептики затруднительно.

Работать без соблюдения правил асептики в хирургии невозможно. В данном разделе будут изложены сведения главным образом о тех мероприятиях асептики, которые представляются наиболее важными при работе с животными в хроническом эксперименте.

### 2.1.1.1 Асептика

Для предупреждения попадания инфекции в рану во время хирургической операции прежде всего необходимо знать источники инфекции. Различают два типа инфекции - экзогенная и эндогенная. В предупреждении эндогенного инфицирования основная роль принадлежит антисептике, экзогенного — асептике.

**Профилактика экзогенной инфекции.** Экзогенной называется инфекция, попадающая в рану из внешней среды тремя основными путями: *воздушно-капельным* (воздух), *контактным* (инструменты, перевязочный материал, руки экспериментатора) и *имплантационным* (шовный материал, электроды и т.п.). Источниками эндогенной инфекции являются кожа подопытного животного и инфекции его внутренних органов.

**Воздушно-капельная инфекция.** Существуют несколько методов борьбы с инфекцией в воздухе. Прежде всего это борьба с пылью.

Она включает:

- 1) устройство правильной вентиляции в операционных;
- 2) сокращение передвижения персонала по операционным;
- 3) защита от статического электричества, способствующего рассеиванию пыли;
- 4) регулярное проветривание и облучение помещения операционной ультрафиолетовыми лучами;
- 5) влажная уборка помещений.

Важным для проведения этих мероприятий является устройство операционного блока и организация в нем работы.

После каждой операции из операционной выносятся все отработанные материалы, операционный стол протирается раствором антисептика, производится смена белья, освобождение бросалок, мытье пола, горизонтальных поверхностей, обработка инструментов и стерильного столика. В конце рабочего дня обязательно проводится мытье полов и

горизонтальных поверхностей, включаются бактерицидные лампы — лампы, излучающие УФ-лучи с определенной длиной волны, обладающие максимальным бактерицидным эффектом.

Раз в неделю в операционной проводится генеральная уборка. Антисептическими растворами обрабатываются все поверхности: пол, стены, потолки, лампы; передвижное оборудование вывозится и обрабатывается в другом помещении, а после уборки устанавливается на рабочее место.

Все перечисленные мероприятия необходимо проводить и при борьбе с капельной инфекцией, когда источником инфицирования является воздух, загрязненный капельками слюны или мелкими каплями других инфицированных жидкостей.

Капельная инфекция наиболее опасна. Ношение масок — один из основных способов, препятствующих ее распространению.

Существует два типа масок: фильтрующие и отражающие. К *фильтрующим* относятся прежде всего марлевые маски. Трехслойные марлевые маски, закрывающие нос и рот, задерживают 70 % выдыхаемых микроорганизмов, четырехслойные — 88 %, шестислойные — 96 %. Однако чем больше слоев, тем труднее через маску дышать. При увлажнении марли ее фильтрующая способность падает. Через 3 ч трехслойная марлевая маска обильно обсеменяется микрофлорой. Для увеличения эффекта маски пропитываются антисептиком (например, хлоргексидином), высушиваются и автоклавируются. Свойства таких масок сохраняются в течение 5 — 6 ч. Современные разовые маски из целлюлозы обычно эффективны в течение часа.

*Контактная инфекция.* Профилактика контактной инфекции сводится к реализации одного из главных принципов асептики: все, что соприкасается с раной — хирургические инструменты, перевязочный материал и хирургическое белье, руки экспериментатора, операционное поле (кожа оперируемого животного), — должно быть стерильно.

*Стерилизация* (лат. *sterilis* — бесплодный). Методы и средства стерилизации — *основы асептики* — должны обеспечивать гибель всех, в том числе высокоустойчивых, микроорганизмов. В современной асептике используются *физические* и *химические методы стерилизации*. К физическим методам относятся *термические способы* — обжигание и кипячение, автоклавирование — стерилизация паром под давлением, стерилизация горячим воздухом (сухим жаром), а также лучевая стерилизация. К химическим методам относят *газовый способ* и *стерилизацию растворами химических препаратов*. Выбор того или иного способа для стерилизации определяется прежде всего свойствами стерилизуемого изделия.

*Обработка рук хирурга.* Существуют правила мытья рук. Первоначально осуществляется их механическая и химическая (обезжиривание) обработка, затем используются антисептические средства, и вся процедура завершается дублением (закрытие пор для поддержания стерильности кожи). Современные способы обработки рук не требуют специального дубления, поскольку используются пленкообразующие антисептики или антисептики с эффектом дубления. Обработка начинается с мытья рук под краном со щеткой и мылом либо с помощью жидких моющих средств. Основными современными антисептическими средствами являются первомур, хлоргексидин, дегмин (дегмицит), и др.

*Обработка операционного поля.* Это один из важнейших этапов подготовки к хирургической операции. Операционный стол обрабатывается химическими антисептиками (органические йодсодержащие препараты, 70%-й спирт, хлоргексидин, первомур, АХД).

При этом соблюдаются следующие правила:

- 1) широкая обработка кожи в направлении от центра к периферии;
- 2) обработка производится перед ограничением стерильным бельем, непосредственно перед разрезом, периодически в ходе операции (правило

Филончикова – Гроссиха), а также перед наложением кожных швов и после него;

3) загрязненные участки обрабатываются в последнюю очередь.

### 2.1.1.2 Антисептика

Антисептика в зависимости от природы тех методов, которые используются, подразделяются на: *механическую, физическую, химическую и биологическую*. Кроме того, существует смешанная антисептика, наиболее часто используемая на практике.

**Механическая антисептика.** Этот вид антисептики предполагает уничтожение микроорганизмов механическими методами. Удаляются, естественно, не сами микроорганизмы, а участки ткани, насыщенные бактериями, инфицированные сгустки крови, гнойный экссудат. Механические методы антисептики исключительно важны, поскольку трудно бороться с инфекцией химическими и биологическими методами, если не удален очаг инфекции.

*Туалет раны.* Это одно из основных мероприятий механической антисептики, производится практически при любой перевязке. Во время перевязки снимают промокшую повязку, обрабатывают кожу вокруг раны, снимая при этом отслоившийся эпидермис, следы раневого экссудата (раневого секрета, содержащего большое количество микробов и их токсинов), при необходимости пинцетом или зажимом с марлевым шариком удаляются гнойный экссудат, инфицированные сгустки, свободно лежащие некротические ткани и пр. Мероприятия простые, но очень важные. Они позволяют ликвидировать около 80 —90 % микроорганизмов в ране и вокруг нее.

*Хирургическая обработка раны* (лечение гнойных ран). При нагноении послеоперационной раны обычно бывает достаточно снять швы и широко развести ее края. Если этого недостаточно, то прежде всего удаляются

некротические ткани, затем устанавливается наличие возможных углублений, карманов или затеков, из которых затруднено вытекание экссудата. При наличии узкого входа, ведущего к полости с гноем, самостоятельного дренирования обычно бывает недостаточно; полость с гнойным экссудатом увеличивается в размерах, и воспалительный процесс прогрессирует. Если вход рассечь и обеспечить свободный отток гноя, воспалительный процесс быстро идет на убыль.

**Физическая антисептика.** Одним из физических методов является использование гигроскопического перевязочного материала.

По методу Микулича в рану укладывают салфетку, к которой привязывается длинная нить, выводимая наружу, а вся полость внутри салфетки выполняется шариками. В последующем при перевязке шарики вынимают и заменяют новыми, а салфетку держат до конца фазы гидратации.

Введенный в рану марлевый тампон способен эффективно выполнять свою функцию около 8 ч, а затем пропитывается экссудатом и становится препятствием для оттока. Чтобы этого не произошло, тампон нужно вводить в рану рыхло и тогда через 8 ч отток может происходить помимо самого тампона. Для улучшения оттока из раны используют гипертонические растворы. Чаще всего для этой цели используют 10%-й раствор NaCl. При смачивании тампонов гипертоническим раствором за счет разницы осмотического давления отток жидкости из раны идет более активно. Однако действие гипертонического раствора не ограничивается только физическим фактором (высокое осмотическое давление). Гипертонические растворы оказывают также химическое и биологическое воздействие на рану и на микроорганизмы, т.е. включают элементы химической и биологической антисептики.

**Ультразвук.** Это средство чаще используется при лечении гнойных ран. Для этого в рану наливают раствор антисептика и вводят наконечник

прибора, генерирующего ультразвуковые колебания. Метод называется «ультразвуковая кавитация раны».

Колебания жидкости способствуют улучшению микроциркуляции в стенках раны, быстрее отторгаются некротические ткани, кроме того, происходит ионизация воды. Ионы водорода и гидроксил-ионы нарушают окислительно-восстановительные процессы в микробных клетках.

*Лазерное излучение.* Данное техническое средство малой мощности (обычно используют газовый углекислый лазер) активно применяется в гнойной хирургии. Бактерицидное воздействие на стенки раны позволяет гарантировать успех операций в тех случаях, когда обычно развивается гнойный процесс. В последнее время лазерное и ультрафиолетовое излучения используются для облучения крови экстракорпорально и внутри сосудов. Однако эти методы уместнее отнести к биологической антисептике, так как здесь важно не бактерицидное действие, а стимуляция защитных сил организма больного животного.

*Рентгеновское излучение.* Это средство применяют для подавления инфекции в небольших, глубоко расположенных очагах. Так можно лечить воспаления после операций в брюшной полости и др.

**Химическая антисептика.** Микроорганизмы уничтожаются непосредственно в ране с помощью различных химических веществ. Существует несколько групп антимикробных химических препаратов. Вот некоторые из них:

1) группа галоидов (йод — 1—5—10%-я спиртовая нестойка) — антисептическое вещество наружного применения, используется для обработки кожи вокруг раны при перевязке; йодинол («синий йод») — 1%-й раствор, используется для промывания ран; повидон-йодин — органическое соединение йода, используется для обработки кожи при перевязках и операции;

2) спирты — 70%-й этиловый спирт обладает антисептическим действием, а 96%-й — еще и дубящим; используются для обработки рук хирурга, операционного поля, краев раны при перевязках;

3) кислоты — 2 —4%-й раствор борной кислоты используется для промывания и лечения гнойных ран; салициловая кислота — антисептическое средство наружного применения, входит в состав присыпок и мазей;

4) окислители — 3%-й раствор перекиси водорода применяется для промывания гнойных ран при перевязках, обладает антисептическим, кровоостанавливающим и дезодорирующим эффектом; 0,02 — 0,1%-й раствор перманганата калия как антисептическое средство наружного применения используется для промывания ран и слизистых оболочек;

5) производные нитрофурана — фурацилин (раствор 1:5 ООО) применяется для лечения гнойных ран, промывания ран и слизистых оболочек; лифузоль — содержит фурацилин, линетол, смолы, ацетон, применяется для защиты послеоперационных ран и дренажных отверстий от экзогенной инфекции;

6) соли тяжелых металлов — оксицианид ртути применяется для стерилизации оптических инструментов; нитрат серебра — антисептическое средство наружного применения, в виде 0,1 —2 %-го раствора используется для промывания конъюнктивы и слизистых оболочек, 5 —20%-е растворы обладают выраженным прижигающим действием; оксид цинка как антисептическое средство наружного применения входит в состав многих присыпок и паст, обладающих противовоспалительным эффектом;

7) альдегиды — формалин (37%-й раствор формальдегида) является сильным дезинфицирующим средством, 0,5 — 5 %-й раствор которого используется для дезинфекции перчаток, дренажей, инструментов, эффективен против эхинококка;

8) щелочи — нашатырный спирт применяется как наружное антисептическое средство;

9) фенолы — карболовая кислота, сильное дезинфицирующее средство, сейчас применяется только в комплексе с другими препаратами; тройной раствор (20 г формалина, 10 г карболовой кислоты, 30 г соды и воды до 1 л) как сильное дезинфицирующее средство используется для обработки инструментов, предметов ухода, холодной стерилизации режущих инструментов;

10) красители — бриллиантовый зеленый, антисептическое средство наружного применения, 1 - 2%-й спиртовой или водный раствор используется для обработки поверхностных ран, слизистой полости рта, кожи; метиленовый синий, антисептическое средство наружного применения, 1 - 2%-й спиртовой или водный раствор используется для обработки поверхностных ран, слизистой оболочки рта, кожи, а 0,02%-й раствор — для промывания ран;

11) дегти, смолы — деготь березовый как антисептическое средство наружного применения входит в состав мази Вишневского; ихтиол и нафталан используются в виде мазей, обладающих противовоспалительным действием;

12) детергенты — поверхностно-активные вещества, к которым относятся хлоргексидина биглюконат, антисептическое средство наружного применения; 0,5%-й спиртовой раствор используется для обработки рук хирурга и операционного поля, 0,1 — 0,2%-й водный раствор — для промывания ран и слизистых оболочек, для лечения гнойных ран; церигель, антисептическое средство наружного применения, используется для обработки рук; дегмин (дегмицид) как антисептическое средство наружного применения, используется для обработки рук и операционного поля.

**Биологическая антисептика.** Это понятие охватывает не только биологические методы уничтожения микроорганизмов, но и методы, стимулирующие способности самого организма, направленные на борьбу с возбудителями инфекции. В связи с этим основными препаратами биологической антисептики являются препараты прямого действия на

микроорганизмы (протеолитические ферменты: трипсин, химотрипсин, химопсин и др.; средства специфической, пассивной иммунизации: лечебные сыворотки, антитоксины, гамма-глобулины и др.), а также вещества опосредованного действия (вещества, стимулирующие неспецифический иммунитет: витамины, препараты вилочковой железы, лизоцим, интерферон, интерлейкины; препараты для стимуляции активного специфического иммунитета: вакцины, анатоксины).

*Антибиотики.* Эту важнейшую группу фармакологических препаратов используют для лечения и профилактики хирургической инфекции.

**Смешанная антисептика.** Как уже говорилось ранее, большинство видов антисептики по воздействию на микробную клетку и микроорганизм нельзя свести к единому механизму. Чаще их действие комплексное. Для повышения эффективности антимикробного действия широко используется несколько видов антисептики. Классическим примером применения смешанной антисептики является современная тактика лечения ран.

Первичная хирургическая обработка (механическая и химическая антисептика), как правило, дополняется биологической антисептикой (введение противостолбнячной сыворотки, антибиотиков) и назначением физиотерапевтических процедур (физическая антисептика).

**Местная и общая антисептика.** Под общей антисептикой, или «большой стерилизующей терапией» (*therapia sterilisans magna*), понимают насыщение организма и антисептическим средством (антибиотики, сульфаниламиды и др.), поступающим в очаг инфекции с током крови или воздействующим на микрофлору, содержащуюся в крови. Пограничным между общей и местной антисептикой является метод регионарной инфузии антисептических препаратов в кровеносные сосуды, питающие пораженный инфекцией орган или отдел конечности. Этот метод позволяет создать очень высокую концентрацию лекарственного вещества в месте развития инфекции при низкой (безвредной) концентрации его в организме благодаря большому

разведению препарата в жидкых средах организма после омывания очага поражения.

### 2.1.1.3 Наркоз, основы наркотических действий

Существует два определения наркоза:

- 1) наркоз (греч. *narcosis* — оцепенение, онемение) — искусственно вызванное состояние организма, для которого характерны обратимая потеря сознания, болевой чувствительности, расслабление скелетной мускулатуры, снижение функциональной активности всех систем организма животных;
- 2) наркоз — анестезиологический метод, заключающийся в вызывании особого состояния для безболезненного проведения хирургического вмешательства и создания условий для управления функциями организма.

Перед применением наркоза животное не кормят 18—20 ч до операции.

У наиболее распространенных экспериментальных животных выделяют 4 стадии наркоза.

*1-я стадия* — вводная, или стадия анальгезии. Для нее характерно произвольное возбуждение животного и постепенная потеря сознания. Это достаточно продолжительная стадия, поэтому в случае применения газового наркоза вводную стадию лучше проводить используя внутривенное введение тиобарбитуратов, обладающих быстрым действием.

*2-я стадия* — моторное возбуждение. Дыхание становится нерегулярным, учащается пульс, снижается артериальное давление, повышается мышечный тонус. Зрачки расширяются. На этой стадии животное может быть агрессивным.

*3-я стадия* — хирургический наркоз. Для нее характерны ритмичное дыхание и практическое отсутствие болевых реакций.

*4-я стадия* — атональная. Дыхание прекращается. Широкие зрачки не реагируют на свет. Необходимо применение реанимационных мер, иначе животное погибнет.

В практике физиологического эксперимента для выполнения хирургических операций используют наркотические, нейролептические, анальгетические и местноанестезирующие вещества.

Ни одно средство для наркоза не отвечает всем требованиям, предъявляемым к препаратам определенной группы, поэтому для уменьшения неблагоприятного влияния этих средств на жизненные функции организма их необходимо комбинировать. По количеству введенных веществ и характеру их действия различают:

- чистый (однокомпонентный) наркоз — животному вводят только одно наркотическое средство;
- смешанный наркоз — одним способом вводят несколько наркотических веществ в виде смеси;
- комбинированный наркоз — два или несколько наркотических веществ вводят различными путями последовательно один за другим через определенные промежутки времени;
- сочетанный наркоз — сочетанное применение общего обезболивания с местными анестетиками;
- потенцированный наркоз — комбинирование наркотических средств с веществами, усиливающими основное действие наркотиков и ослабляющими их побочное влияние.

Преимущество комбинаций заключается в том, что, во-первых, осуществляется быстрое вхождение в наркоз, во-вторых, у животных устраняется стадия возбуждения, в-третьих, снижается доза составляющих компонентов. В итоге уменьшается токсичность и снижается частота возникновения побочных явлений.

Наркоз сопровождается глубокими изменениями в состоянии животного, которые иногда бывают настолько существенными, что могут

вызвать тяжелые осложнения или даже гибель животного, поэтому одним из важнейших этапов является преднаркозная подготовка экспериментального животного — премедикация. Она позволяет: облегчить техническое осуществление наркоза и его течение (устраняется фаза двигательного возбуждения); предупредить возможные побочные явления, связанные с наркозом и хирургическим вмешательством (уменьшение секреции бронхиальных желез, нарушение гемодинамики и т.д.); уменьшить или устраниить потенциально опасные вегетативные реакции. При подготовке животного к операции, а также во время наркоза и при выходе из него рекомендуется использовать успокаивающие, холинолитические, анальгетические, сердечнососудистые и другие фармакологические вещества. Они позволяли избегать применения больших доз наркотизирующих веществ и способствуют сохранению функций организма на физиологическом уровне.

Для премедикации можно использовать так называемые литические смеси, содержащие нейролептические вещества в сочетании с анальгетиками, антигистаминными и другими нейротропными препаратами. Состав литических смесей, дозы отдельных ингредиентов, способы применения могут быть различными в зависимости от вида, состояния животного и типа предстоящей операции. Вот составы некоторых смесей:

- аминазин, 2,5 % — 1—2 мл; дипразин, 2,5 % — 2 мл, промедол, 2 % — 1 мл;
- аминазин, 2,5 % — 2 мл; этизин, 0,5 % — 5 мл, промедол, 2 % — 5 мл;
- аминазин, 2,5 % — 2 мл; димедрол, 2 % — 2 мл, промедол, 2 % - 2 мл.

Их вводят внутримышечно или внутривенно за 10 — 20 мин до дачи основного наркоза. Широко применяются также атропин и атропиноподобные препараты, предупреждающие развитие нежелательных рефлекторных реакций со стороны сердечно-сосудистой и дыхательной систем, уменьшающие секрецию слюнных и бронхиальных желез.

Вот примерные схемы наркоза, которые рекомендуются в практике ветеринарной медицины (А. А. Паршин и др., 1999) и которые можно применять при выполнении экспериментальных хирургических операций.

В последние годы в связи с известными сложностями приобретения анальгетиков наркотического действия (промедол, морфин и др.) прибегают к сочетанному применению кетамина (внутrimышечно из расчета 5—10 мг/кг массы тела животного) и роме- тара (внутrimышечно из расчета 1 — 3 мг/кг массы тела животного), позволяющих получить достаточную степень миорелаксации и анальгезии. При необходимости продления наркоза животном в ходе операции добавочно вводят половинные дозы указанных препаратов.

#### 2.1.1.4 Наркотические средства

Наркотические средства подразделяются на две основные группы — ингаляционные и неингаляционные.

##### **Ингаляционные средства.**

*Эфир для наркоза.* Бесцветная, прозрачная, подвижная, летучая, легковоспламеняющаяся жидкость. Растворяется в воде (1:12), смешивается во всех соотношениях со спиртом, бензолом, хлороформом, петролейным эфиром, жирными и эфирными маслами. Пары эфира тяжелее воздуха. Под влиянием света эфир разлагается с образованием альдегидов и перекисей.

*Действие и применение.* Обладает выраженным наркотическим действием; наркоз относительно безопасен, легко управляем. Скелетная мускулатура хорошо расслабляется. Пары эфира вызывают раздражение слизистых оболочек дыхательных путей, ротовой полости, что ведет к усилинию слюноотделения и секреции бронхиальных желез. Раздражение дыхательных путей может сопровождаться рефлекторными изменениями дыхания, повышением артериального давления, тахикардией.

Вегетативные центры продолговатого мозга устойчивы по отношению к эфиру, что дает возможность получать глубокий наркоз, сопровождающийся исчезновением двигательных спинномозговых рефлексов. При передозировке возможны остановка дыхания и резкое понижение кровяного давления. Глубокий наркоз наступает при концентрации эфира в крови порядка 140 мг %, паралич дыхательного центра возникает при 200 мг %.

Эфир применяют ингаляционно для операций на собаках и кошках. В целях уменьшения рефлекторных реакций и ограничения секреции перед ингаляцией эфира можно ввести атропин или метацин, а для большего расслабления скелетной мускулатуры и уменьшения расхода эфира — миорелаксанты (дитилин). Рекомендуемая доза эфира для ингаляционного наркоза — 3—4 мл/кг массы тела животного.

*Фторотан*. Прозрачная, бесцветная, тяжелая (уд. вес 1,869 — 1,874), легколетучая, но невоспламеняющаяся жидкость со слабым запахом, напоминающим запах хлороформа или трихлорэтилена. Мало растворим в воде, однако хорошо смешивается с эфиром, хлороформом, трихлорэтиленом, летучими и нелетучими маслами, безводным спиртом. Пары фторотана в смеси с кислородом и закисью азота в соотношениях, применяемых для наркоза, не взрывоопасны и не воспламеняются.

*Действие и применение*. По силе действия на центральную нервную систему фторотан занимает промежуточное положение между хлороформом и эфиром и является одним из наиболее активных и иных средств для ингаляционного наркоза. В механизме центрального действия фторотана существенным является его блокирующее влияние на кору больших полушарий и гиппокамп. Хорошо диффундирует через слизистую оболочку легких, что позволяет быстро создать в крови достаточную для наркоза концентрацию. В отличие от эфира фторотан быстро вызывает наркоз, который наступает без фазы двигательного возбуждения; выход из наркоза также быстрый и без побочных эффектов. Из организма выводится в неизмененном

виде с выдыхаемым воздухом. Ингаляция фторотана в больших концентрациях может вызвать остановку дыхания с последующей остановкой сердца.

В период хирургической стадии наркоза отмечается снижение артериального давления и замедление ритма сердечных сокращений. Все эти эффекты обусловлены угнетающим влиянием фторотана на симпатические структуры, расширением периферических сосудов и повышением тонуса блуждающего нерва. Фторотан повышает чувствительность мышцы сердца к адреналину и норадреналину, что в период наркоза может вызвать фибрилляцию желудочков, которую можно устраниить введением мезатона.

В связи с тем, что фторотан является галоидированным углеводородом, есть основание предполагать его токсическое влияние на печень. Повышение концентрации углекислоты в крови, очевидно, усиливает его, поэтому во время наркоза необходимо обеспечить насыщение крови кислородом и предотвратить накопление в ней углекислоты.

Для получения наркоза фторотан применяют в концентрации 3 — 5 % во вдыхаемой смеси. С наступлением наркоза концентрацию препарата во вдыхаемом воздухе уменьшают в два раза. Фторотановый наркоз осуществляется через обычную наркозную маску или с помощью специальных аппаратов с испарителем вне системы циркуляции воздуха. В целях предупреждения брадикардии и аритмии желательно перед ингаляцией фторотана ввести животному атропин. Для усиления релаксации поперечнополосатой мускулатуры назначают релаксанты деполяризующего типа действия (дитилин). Его можно применять в смеси с кислородом или закисью азота, а также в смеси с эфиром.

Собаки хорошо переносят фторотановый наркоз. Препарат используют в виде ингаляций в общей дозе не более 2 — 2,5 мл на 1 кг веса, которая обеспечивает длительность наркоза на 44 — 55 мин.

## **Неингаляционные средства**

**Гексенал.** Синонимы: гексанастоб, гексабарбитал-натрий, гексабарбитон, дорико, метгексенил, метилгексабарибитал, наркозан растворимый, нарконал, новолан, ноктиван, привенал, тобинал, циклобарибитал растворимый, циклопалнатрий, циклюралнатрий, эвипал растворимый, эвипан-натрий, энгексималнатрий, эндодорм, энималнатрий, эудорм.

Белая, пенообразная масса, слабогорького вкуса. На воздухе под влиянием углекислоты разлагается. Гигроскопичен, хорошо растворим в воде и спирте. Водные растворы неустойчивы, разлагаются при кипячении, хранению не подлежат (хранить раствор можно не более часа). Готовят растворы в асептических условиях на физиологическом растворе или на воде (дистиллированной или воде для инъекций) непосредственно перед применением. К применению пригодны абсолютно прозрачные растворы.

**Действие и применение.** Препарат обладает наркозным, противосудорожным и снотворным действием. Наркоз длится 10—15 мин. Для его продления вводят повторно каждые 15 мин половинные дозы препарата. Иногда отмечают возбуждение животных, ослабление дыхания и сердечной деятельности. После внутривенного введения наркоз наступает быстро и продолжается 25 — 30 мин, но ослабление болевых ощущений длится около часа.

Гексенал рекомендуют применять при кратковременных внеполостных операциях. Его можно комбинировать с ингаляционными наркотиками или с мышечными релаксантами (дитилином).

Применяют концентрацию гексенала 2 — 5 % на физиологическом растворе. *Дозы:* собакам — 25 — 35 мг/кг, кошкам — 15 — 25 мг/кг внутривенно.

**Тиопентал-натрий.** Синонимы: пентабарбитал, пентонал-натрий.

Сухая пористая масса желтоватого или зеленовато-желтого цвета. Легко растворим в воде, гигроскопичен. Водные растворы, имеющие

щелочную реакцию, нестойкие. Растворы готовят непосредственно перед употреблением в асептических условиях (не стерилизуют).

*Действие и применение.* Оказывает быстрое снотворное и наркотическое действие. По своей силе превосходит гексенал; вызывает расслабление скелетной мускулатуры. В большей мере, чем гексенал, оказывает угнетающее действие на дыхательную и сердечнососудистую системы. При выходе из наркоза у животных наблюдаются симптомы двигательного возбуждения. Наркотическое действие тиопентала можно усилить эфиром, анальгетиками, сульфатом магния. Выделяется с мочой в неизмененном виде. Время наркотического действия препарата зависит от быстроты его поглощения жировой тканью. В связи с этим уровень тиопентал-натрия в крови быстро падает ниже предела, необходимого для поддержания наркоза.

Тиопентал применяют в качестве наркотического средства для кратковременных операций. Собакам его вводят внутривенно в виде 2—2,5%-го раствора в дозе: 25 — 30 мг/кг; подкожно или внутримышечно — 30—50 мг/кг; внутрибрюшинно — 25 — 40 мг/кг. Вводить раствор тиопентал-натрия в вену необходимо медленно (во избежание коллапса).

**Кетамин.** Синонимы: калипсол, кеталар, кетаджект, кетанест, кетасет.

Белый кристаллический порошок, легко растворим в воде; pH растворов 3,4 — 5,5. Растворы прозрачные, бесцветные. Является анальгезирующим средством, оказывающим при внутривенном и внутримышечном введении общее анестезирующее действие. Эффект быстрый и непродолжительный. Его можно применять для вводного и основного наркоза. Для поддержания наркоза повторно вводят 1/2-1/3 первоначальной дозы. Кетамин показан при кратковременных хирургических операциях (30 — 40 мин), не требующих мышечной релаксации. Вследствие применения кетамина обычно повышается артериальное давление (на 20 — 30 %) и учащаются сердечные сокращения с увеличением минутного объема сердца (периферическое сосудистое сопротивление понижается).

Стимуляция сердечной деятельности может быть снижена применением ганглиоблокаторов.

Собакам и кошкам рекомендуется вводить 5—10 мг/кг массы тела внутримышечно. Кетамин лучше применять в сочетании с нейроплегиками (ромпуном, рометаром) и атропином. При этом доза этих средств уменьшается в два раза.

**Калипсовет.** Белый кристаллический порошок, легко растворим в воде, pH растворов 3,4 — 5,5. Растворы прозрачные, бесцветные. Выпускают в готовом виде во флаконах по 10 мл с содержанием в 1 мл 50 мг кетамина. Способ применения и дозировка такие же, как у кетамина.

#### 2.1.1.5 Нейролептические средства

Нейролептики оказывают многогранное действие на организм экспериментальных животных. Они вызывают седативный эффект, понижают двигательную активность, степень проявления вегетативных реакций, общую температуру тела, обладают противосудорожным, адренолитическим, спазмолитическим, противорвотным и антигистаминным действием.

**Аминазин.** Синонимы: хлорпромазина гидрохлорид, хлоразин, хлорпромазин, фенактил, плегомазин, пропафенин, контомин, амплиактил, ампликтил и др.

Белый или белый со слабым кремовым оттенком мелкокристаллический порошок. Слегка гигроскопичен. Легко растворим в воде. Порошок и водные растворы темнеют под влиянием света. Растворы имеют кислую реакцию, pH 2,5 % раствора — 3,5 — 5,5. Они несовместимы с растворами барбитуратов, карбонатов и раствором Рингера (образуется осадок).

Аминазин — один из главных представителей группы транквилизаторов, успокаивающих химиотерапевтических средств. Особенностью

действия аминазина на центральную нервную систему является сильный седативный эффект. Нарастающее с увеличением доз аминазина общее успокоение сопровождается угнетением условно-рефлекторной деятельности и, прежде всего, двигательно-оборонительных рефлексов, уменьшением спонтанной двигательной активности и некоторым расслаблением скелетной мускулатуры. Понижается реактивность к эндогенным и экзогенным стимулам. При больших дозах может наступить сон. Аминазин усиливает и пролонгирует действие гексенала, тиопентала, морфина.

Препарат оказывает сильное противорвотное действие. Гипотермические свойства аминазина при искусственном охлаждении организма выражены сильнее, чем у других нейролептических веществ. Адренолитическое действие аминазина проявляется в том, что он препятствует сосудосуживающему влиянию адреналина, в результате чего артериальное давление снижается. Аминазин обладает атропиноподобными свойствами, свидетельством чего являются спазмолитический эффект и снижение секреции желез желудочно-кишечного тракта. Проницаемость капилляров и потенциал воспалительной реакции под влиянием аминазина уменьшаются.

Применяют аминазин для усиления действия наркотических и анальгетических средств, искусственного охлаждения организма, уменьшения спазма желудочно-кишечного тракта и т.д.

При подкожном введении аминазин раздражает ткани, вызывает воспалительную реакцию, поэтому подкожно его не вводят. При внутримышечной инъекции для уменьшения раздражающего действия, аминазин необходимо смешивать в равных объемах с 0,25%-м раствором новокаина. Следует отметить, что внутримышечное введение препарата оказывает медленное, менее постоянное и менее надежное действие. Лучшим способом является внутривенное введение аминазина. Для внутривенного вливания раствор аминазина смешивают в соотношении 1:3 — 1:5 с 40%-м раствором глюкозы. Действие аминазина при этом наступает

через 10—15 мин. Дозы: собакам и кошкам — 2,5 — 3 мг/кг внутримышечно, 1—2 мг/кг внутривенно.

**Пропазин.** Синонимы: ампазин, промазин.

Белый или со слабым желтоватым оттенком кристаллический порошок, растворимый в воде. На свету порошок и растворы окрашиваются в синезеленый цвет. Отличается от аминазина отсутствием хлора во втором положении фенотиазинового кольца. По действию на организм животных пропазин сходен с аминазином, но слабее его, менее токсичен, лучше переносится, обладает меньшим раздражающим действием, почти не вызывает побочных явлений и аллергических реакций. Препарат оказывает седативный и гипотермический эффекты, ослабляет двигательные реакции, потенцирует действие анальгетиков, местноанестезирующих средств.

Применяют пропазин внутрь, внутримышечно и внутривенно. При введении внутримышечно ампулированный раствор пропазина рекомендуется развести в физиологическом растворе или 0,25 %-м растворе новокаина. Дозы. 2,4 — 3 мг/кг массы животного внутримышечно.

**Дроперидол.** Синонимы: дридол, дролептан, дегидробензперидол, инапсин, синтодрил и др.

Нейролептик из группы бутирофенонов, дающий сильный и быстрый, но непродолжительный эффект. Обладает противошоковым и противорвотным действием, но не имеет холинолитических свойств. Понижает артериальное давление, оказывает антиаритмическое действие. Наделен сильной каталептической активностью.

Имеются данные об эффективности дроперидола при различного рода возбуждениях, а также для купирования гипертонических кризов. Дроперидол — основное средство в анестезиологической практике для нейролептанальгезии обычно в сочетании с анальгетиками. Совместное применение этих препаратов вызывает быстрый нейролептический и анальгезирующий эффект, сонливое состояние, мышечную релаксацию, предупреждает шок, рвоту.

Используют дроперидол для премедикации, в процессе самой операции, а также при операциях с местным обезболиванием. При применении дроперидола в анестзиологии необходимо тщательно следить за кровообращением и дыханием. Большие дозы могут вызвать понижение артериального давления и угнетение дыхания. Применяют внутривенно (вводят медленно). За 30 мин до начала хирургических манипуляций вводят внутривенно 2 — 5 мг дроперидола. *Дозы:* собакам 0,2 — 0,3 мг/кг внутримышечно.

**Комбелен.** Обладает седативным и снотворным действием подобно аминазину, но значительно сильнее его и менее токсичен. *Дозы:* собакам — 30 мг/кг внутривенно; 50 мг/кг внутримышечно; кошкам — 100 — 200 мг/кг.

**Ромпун.** Синоним: ксилизин.

Белый кристаллический порошок горького вкуса, без запаха, легко растворим в воде и метаноле. Вызывает сноподобное состояние, которое сопровождается значительной анальгезией и миорлаксацией. Глубина этого состояния зависит от дозы вещества. После применения больших доз оно обычно не прерывается внешним раздражением. В начальной и конечной фазах действия ромпиона не наблюдается стадий возбуждения. Во время действия препарата замедляется дыхание, как при нормальном сне, одновременно замедляется сердечная деятельность. Часто наблюдается временное повышение температуры тела. При внутривенном введении ромпун вызывает временное умеренное снижение кровяного давления, которому предшествует кратковременное повышение. Ромпун начинает действовать через 5—15 мин после его применения; интенсивность и продолжительность действия зависят от дозы. При отсутствии эффекта препарат вводят повторно в половинной дозе.

В зависимости от степени желаемого действия ромпун вводят собакам и кошкам в дозе 0,15 мл/кг внутримышечно. Для некоторых хирургических вмешательств (например, при лапаротомии) целесообразна комбинация ромпиона с местной проводниковой анестезией.

**Рометар.** По фармакологическим свойствам рометар сходен с ромпуном. Способ применения и дозировка, как у ромпуна.

#### 2.1.1.6 Аналгетические средства

Аналгетическими средствами, или анальгетиками, называются лекарственные средства, обладающие специфической способностью ослаблять или устранять чувство боли. Любое травматическое раздражение (включая хирургические манипуляции) вызывает болевые ощущения. Боль представляет собой определенный вид чувствительности и, по определению Л.А. Орбели, — это сигнал, указывающий на наличие патологического процесса в организме **или** на сильное внешнее раздражение. Боли сопровождаются значительными биохимическими и иммунологическими нарушениями в организме животных.

Аналгетические вещества делят на две группы: наркотические и ненаркотические анальгетики.

#### **Наркотические анальгетики.**

**Морфина гидрохлорид.** Белый кристаллический порошок. Слегка желтеет при хранении, хорошо растворяется в воде. Является типичным представителем группы анальгезирующих средств. Считается, что он обладает выраженной способностью угнетать таламические центры болевой чувствительности. Морфин в терапевтических дозах вызывает сон, который по механизму возникновения имеет ряд существенных отличий от сна, вызываемого снотворными средствами. Во-первых, морфиновый сон неглубок; во-вторых, наряду с торможением большей части корковых центров ряд этих структур остается вне сферы действия морфина или, наоборот, находится в состоянии возбуждения. С возбуждающим действием морфина на область гипоталамуса связан его антидиуретический эффект в результате повышенного выхода вазопрессина из задней доли гипофиза. Из бульбарных центров особенно чувствителен к морфину центр дыхания,

возбудимость которого к гуморальным и рефлекторным импульсам понижается; наряду с ним повышается напряжение углекислоты в крови и в альвеолярном воздухе, вследствие чего дыхание становится медленным, но глубоким. Под влиянием токсических доз морфина возникают патологические формы дыхательного ритма, например периодическое дыхание Чейн-Стокса. Угнетающее действие морфина на дыхательный центр имеет первостепенное значение и прямо пропорционально величине дозы. Летальные дозы, как правило, вызывают смерть животного от сильного угнетения дыхательного центра. Морфин замедляет эвакуацию пищевых масс из желудка, уменьшает амплитуду его сокращений, вызывает спазм привратника, угнетает перистальтику толстого кишечника, понижает секрецию пищеварительных желез; повышает тонус мышц мочевого пузыря, что приводит к спазму сфинктера и затруднению мочеиспускания.

На различные виды животных морфин действует по-разному. Так, например, кошки реагируют на морфин симптомами двигательного возбуждения, поэтому, в частности, кошкам морфин не назначается. Угнетающее влияние морфина на центральную нервную систему выражено у собак; у них морфин вызывает также рвоту. В качестве снотворного и наркотического средства собакам за 20 мин до применения хлороформа с эфиром назначают подкожно морфин в дозах 0,04 — 0,08 г. Дозы для подкожного введения: 0,02-0,15 г.

**Промедол.** Белый кристаллический порошок. Хорошо растворим в воде. Растворы стерилизуются при 100° С, стойкий при хранении. Обладает выраженным анальгетическим действием; существенно повышает порог болевой чувствительности при механическом, термическом и электрическом раздражении, усиливает анестезирующее действие новокаина, понижает суммационную способность центральной нервной системы. Препарат умеренно угнетает центр дыхания, повышает тонус блуждающих нервов, что ведет к усилению сокращений гладкой мускулатуры желудочно-кишечного тракта. При спастических сокращениях кишечника и желудка промедол дает

отчетливый спазмолитический эффект. По токсичности уступает морфину и фенадону.

Промедол можно комбинировать с холинолитическими и спазмолитическими средствами: атропином, метацином, папаверином. Кошки реагируют на введение промедола симптомами двигательного возбуждения. *Дозы* для подкожного введения собакам: 0,02-0,06 г.

**Пиритрамид.** Синоним: дипидолор.

Быстродействующий, сильный наркотический анальгетик. Применяют при болях различного происхождения, особенно при хирургических операциях и в послеоперационном периоде. Возможны побочные явления и осложнения при применении пиритрамида: рвота, угнетение дыхания. *Доза:* собакам 2 — 3 мг/кг внутримышечно или внутривенно.

Хороший эффект обезболивания достигается при применении пиритрамида в сочетании с другими нейротропными препаратами: для собак — 0,3 — 0,5 мг/кг комбелена с 2,0 мг/кг пиритрамида.

**Ненаркотические анальгетики.**

**Анальгин.** Синонимы: альгокальмин, альгопирин, дипирон, метатизол, метапирин, новапирин, новальгин, пиральгин, пиретин, сульпирин и др.

Белый или с желтоватым оттенком кристаллический или крупноигольчатый порошок. Гигроскопичен, в присутствии влаги разлагается, легко растворим в воде (1 : 1,5). Водный раствор (рН 6,0— 7,5) бесцветный, при хранении желтеет. Является активным анальгезирующим, противовоспалительным и в меньшей степени жаропонижающим средством. Механизм болеутоляющего и жаропонижающего действия обусловлен влиянием препарата на таламические центры болевой чувствительности. По химическому строению и фармакологическим свойствам анальгин близок к амидопирину.

В силу хорошей растворимости легко всасывается и поэтому быстро создается высокая концентрация его в крови. Болеутоляющий эффект зависит от путей введения: при внутривенном применении действие

проявляется сразу же и длится в течение 30—45 мин, при подкожном — наступает через 10—20 мин и длится 1 — 2 ч.

Вводят подкожно, внутримышечно или внутривенно. Подкожные инъекции болезненны, может наблюдаться раздражение тканей. *Дозы:* собакам под кожу — 0,2 — 0,6 г (50%-й раствор).

**Антипирин.** Синонимы: анальгезии, азофен, метозин, пиразолин, седатин, феназон.

Бесцветные кристаллы или белый кристаллический порошок без запаха, слабогорького вкуса. Легко растворим в воде (1:1) и спирте. Растворы имеют слабокислую или нейтральную реакцию.

Оказывает болеутоляющее, жаропонижающее и противовоспалительное действие. По анальгезирующей и жаропонижающей активности антипирин близок к производным салициловой кислоты. Как производное пиразолона антипирин уменьшает проницаемость капилляров и препятствует развитию воспалительной реакции. В отличие от салицилатов не оказывает влияния на систему гипофиз — надпочечники.

При местном применении препарат в виде 5 — 10%-х растворов оказывает гемостазирующее действие: уменьшает проницаемость капилляров, повышает их устойчивость, что препятствует развитию воспалительной реакции. *Дозы:* собакам внутрь — 0,2—2 г.

**Амидопирин.** Синонимы: пирамидон, аламидон, амидофен, имидозон, аминофеназон, дипирин, новамидон, пиразон и др.

Белый кристаллический порошок или слабо-желтые кристаллы, без запаха, слабогорького вкуса. Медленно растворим в воде (1 : 20), хорошо — в спирте (1:2). Растворы имеют нейтральную реакцию (рН 7,0 — 7,8).

Оказывает жаропонижающее, болеутоляющее, противовоспалительное и десенсибилизирующее действие. По химическому строению и фармакологическим свойствам амидопирин близок к антипирину, но активнее его. Механизм анальгезирующего и жаропонижающего эффекта обусловлен влиянием амидопирина на таламические центры болевой

чувствительности. Температура тела при лихорадке понижается центрогенно за счет повышения теплоотдачи. Препарат расширяет сосуды мозга и сердца, снижает диурез, что ведет к задержке в организме воды и солей. *Дозы:* собакам внутрь — 0,3 — 2 г.

#### 2.1.1.7 Местноанестезиирующие вещества

Местные анестезиирующие вещества — химические соединения, обладающие свойством вызывать локальную потерю чувствительности. Каждое из известных анестезиирующих средств подавляет чувствительность только при непосредственном воздействии на рецепторные образования или нервные проводники.

В отличие от наркотических веществ местные анестетики не влияют на сознание, т. е. обезболивание происходит без выключения центральной нервной системы, что выгодно отличает местную анестезию от наркоза. Однако в практике экспериментальной физиологии выполнение сложных операций под местным обезболиванием затруднено.

**Новокаин.** Синонимы: аллокайн, амбокайн, аминокайн, анестокайн, панкаин, прокайн, синкаин, хемокайн, этокайн.

Бесцветные кристаллы или белый кристаллический порошок без запаха, горький на вкус. Легко растворим в воде (1: 1) и спирте (1:8). Растворы новокаина легко гидролизуются в щелочной среде. Для стабилизации добавляют 0,1 Н раствор соляной кислоты до pH 3,8 — 4,5.

Новокаин оказывает местноанестезирующее действие (блокирует проведение импульсов по чувствительным нервным волокнам) и широко применяется в хирургии для всех видов обезболивания, за исключением терминальной анестезии, так как плохо проникает через неповрежденную кожу и слизистые оболочки. Длительность действия новокаина зависит от концентрации применяемых растворов и скорости всасывания (в среднем она колеблется от 30 до 60 мин). Для удлинения анестезирующего действия

новокаина рекомендуется добавлять 1 каплю 0,1%-го раствора адреналина (сосудосуживающий эффект) на 5 — 10 мл раствора новокаина. Можно также готовить масляные или спиртовые растворы новокаина.

Новокаин применяют для инфильтрационной анестезии в виде 0,25 — 0,5%-х растворов; для анестезии по методу А.В.Вишневского (тугая ползучая инфильтрация) в виде 0,125 — 0,25 %; для проводниковой анестезии в виде 3 — 5 %; для спинномозговой анестезии в виде 0,5 — 2%-х растворов. Новокаин используют для анестезии слизистых оболочек в виде 10 — 20%-х растворов. Количество применяемого раствора зависит от характера оперативного вмешательства и вида основной анестезии. В организме новокаин быстро гидролизуется, образуя парааминобензойную кислоту и диэтиламиноэтанол.

**Дикаин.** Синонимы: аметокайн, интеркаин, пантокайн.

Белый или белый с желтоватым оттенком кристаллический порошок без запаха, горького вкуса. На языке вызывает чувство онемения. Растворим в воде (1 : 10), легко растворим в спирте (1 : 6), трудно — в хлороформе, нерастворим в эфире.

По химическому строению близок к новокаину. Обладает сильным местноанестезирующим действием, превосходя в этом отношении кокаин и новокаин. Токсичнее кокаина в 2 раза и новокаина и 10 раз. Это требует соблюдения осторожности при его применении. Анестезия под влиянием дикаина наступает через 1 — 5 мин и длится 20 — 50 мин. Применяют для поверхностной анестезии при глазных операциях, а также при операциях в экспериментальной оториноларингологии. Дикаин можно использовать для анестезии слизистых оболочек рта и наружных мочеполовых органов при оперативных вмешательствах и болезненных язвах (0,5 — 1%-й раствор). Поскольку дикаин расширяет кровеносные сосуды, для продления местноанестезирующего действия и уменьшении всасывания препарата слизистыми оболочками принято добавлять одну каплю 0,1%-го раствора

адреналина гидрохлорида на 5 мл раствора дикаина. Раствор готовят перед употреблением.

*Максимальная разовая доза:* при анестезии слизистых оболочек верхних дыхательных путей не должна превышать для собак и кошек 5 мл 1,5%-го раствора. В случае проявления признаков отравления дикаином (рвота, ослабление дыхания, замедление пульса) поверхность слизистых оболочек промывают 3%-м раствором натрия гидрокарбоната, вводят подкожно кофеин-бензоат натрия и внутривенно раствор натрия гидрокарбоната.

**Тримекаин.** Синонимы: месдикаин, месидикаин, месокаин.

Белый или белый со слабым желтоватым оттенком кристаллический порошок. Легко растворим в воде и спирте. Растворы готовят на физиологическом растворе.

Является активным местноанестезирующим средством. Вызывает быстронаступающую, глубокую, продолжительную (на протяжении двух и более часов), инфильтрационную, проводниковую, эпидуральную и спинномозговую анестезию. В высоких концентрациях (2 — 5 %) вызывает и поверхностную анестезию. Оказывает более сильное и продолжительное действие, чем новокаин. Тримекаин относительно малотоксичен, не оказывает раздражающего действия. Его применяют для инфильтрационной анестезии в виде 0,25, 0,5 и 1%-го растворов, для проводниковой — 1 — 2%-го растворов, для поверхностной — 2 — 5%-го, спинномозговой — 0,5 — 5%-го растворов. Для усиления и удлинения местной анестезии к раствору тримекаина прибавляют 3 капли 0,1%-го раствора адреналина на 5 мл анестетика.

**Пиромекаин.** Синонимы: бумекаина гидрохлорид, пиromекаин.

Белый или имеющий слабый кремовый оттенок кристаллический порошок. Растворим в воде, легко — в спирте. Растворы (рН 2%-го раствора 4,4 — 5,4) готовят на физиологическом растворе.

По химическому строению имеет сходство с тримекаином. Пиромекаин — активное местноанестезирующее вещество. Применяют для поверхностной анестезии при глазных операциях. Используют 0,5— 1%-й раствор (3 — 6 капель).

**Лидокаин.** Синонимы: алокайн, аnestакон, астракайн, ацетоксилин, доликаин, дулцикаин. ксикин, ксилизин, ксилоуан, ксилоуард, ксилоцитин, ксилотон, ксилотокс, леостезин, лигнокайн, лидокаина гидрохлорид, лидпкард, лидокатон, марикин, нуликин, октокайн, ремикин, солкин, стерикаин, фастокайн и др.

Белый кристаллический порошок. Легко растворим в воде. Лидокаин является сильным местноанестезирующим средством, вызывающим все виды местной анестезии (терминальную, инфильтрационную, проводниковую). В сравнении с новокаином он действует быстрее, сильнее и более продолжительно (до 3 — 5 ч). Относительная токсичность лидокаина зависит от концентрации раствора. В малых концентрациях (до 0,5 %) существенно не отличается по токсичности от новокаина, с увеличением концентрации (до 1 — 2 %) токсичность повышается на 40 —50 %. Для инфильтрационной анестезии применяют 0,25 —0,5%-й растворы; 0,5%-й раствор (не более 50 мл) используют преимущественно при небольших операциях. Для проводниковой анестезии применяют 0,5— 1%-й растворы (не более 10 мл). Для смазывания слизистых оболочек применяют 1 —2%-й растворы (не более 5 мл).

**Анестезин.** Синонимы: аnestальгин, аnestин, аnestицин.

Белый кристаллический порошок без запаха, слабогорького вкуса, вызывающий на языке скоропроходящее чувство анемии. Легко растворим в спирте, эфире, хлороформе, жирах и жирных маслах, очень мало растворим в воде (1:2 500), легче растворяется в кипящей воде, трудно растворим в разведенной соляной кислоте.

Обладает сильным и продолжительным анестезирующим действием, малотоксичен, не оказывает побочного влияния. В основе анестезирующего

действия лежит способность парализовать нервные окончания, блокируя передачу возбуждения по нервным волокнам. Наружно его применяют при дерматозах, ранах и язвах кожи и слизистых оболочек, сопровождающихся зудом. Для анестезии слизистых оболочек применяют 5—20%-е масляные растворы.

Наружно анестезин используют в форме присыпок (5—10 %), мазей (5—10 %), масляных растворов (5 — 20 %).

#### 2.1.1.8 Методы введения лекарств рыбам

Для введения лекарств рыбам обычно применяются следующие четыре метода.

- Введение лекарств через воду (лечение с помощью ванн) — наиболее распространённый метод. Применяется для лечения наружных, внутренних и системных болезней (в том числе для борьбы с эндопаразитами). Лечение с помощью ванн может быть долго — или краткосрочным. Первый вид лечения обычно (хотя и не всегда) проводится в общем аквариуме. Второй подразумевает кратковременное пребывание в отдельном аквариуме — при этом период пребывания измеряется минутами или часами, а не днями.

- Местный метод, т. е. местное нанесение лекарства на поражённую часть тела рыбы. Для нанесения лекарства рыбу вытаскивают из воды. Этот метод используют только для лечения локализованных наружных заболеваний, и прежде всего ранений.

- Приём внутрь — как правило, вместе с пищей. Приём лекарств внутрь используется главным образом для лечения системных заболеваний и борьбы с эндопаразитами (особенно теми, которые поражают кишечник). Кроме того, лекарства можно вводить непосредственно в кишечник через желудочную трубку. Однако этот способ редко используют для лечения аквариумных рыб. Его можно применять только к крупным особям, и он

требует профессиональных знаний и опыта. Поэтому мы не будем его обсуждать.

- **Инъекции.** Некоторые лекарства от системных заболеваний, особенно антибиотики, вводят путём инъекций. Этот метод можно применять только к крупным рыбам, и делать это должен ветеринар или другой специалист по здоровью рыб. Сам аквариумист не должен пытаться делать инъекции, поэтому в данной главе этот метод не будет рассматриваться.

Каждый из перечисленных методов имеет свои преимущества и недостатки (см. ниже в соответствующих подразделах), и не все методы подходят для рыб любых размеров.

В некоторых случаях выбор способа введения лекарства определяется природой болезни (например, системная это болезнь, внутренняя или наружная). Кроме того, некоторые лекарства можно вводить только одним способом либо при одном способе введения они более эффективны, чем при других. Если есть возможность выбора, следует оценить преимущества и недостатки каждого способа, особенно с точки зрения минимизации стресса.

**Лечение с помощью ванн.** Лечение с помощью ванн можно проводить разными способами в зависимости от обстоятельств и от лекарства, которое будет применяться.

- **Длительная ванна в общем аквариуме.** Такая ванна применяется, когда лечение необходимо либо всем рыбам, либо большинству из них — в случае, если они уже больны или болезнь настолько заразна, что они скоро заболеют. Длительная ванна необходима также в том случае, когда на декоративных предметах, оборудовании или в воде могут присутствовать возбудители болезни. Для такой ванны необходимую дозу лекарства вводят в обычный аквариум, где живут рыбы. Если продолжительность лечения превышает срок эффективности лекарства, введённого в воду, тогда может потребоваться повторная обработка через определённые интервалы времени. Перед повторным введением лекарства необходимо выполнить частичную подмену воды. Если лекарство не исчезает естественным путём, по

окончании периода лечения его нужно удалить из аквариума либо путём многократной частичной подмены воды, либо с помощью химической фильтрации — в зависимости от того, какой способ больше подходит для данного лекарства. Лечение обычно продолжается несколько дней, а иногда несколько недель.

Преимущества данного метода состоят в том, что он позволяет избежать необходимости ловить рыб и брать их в руки (что усиливает стресс), а, кроме того, уничтожает возбудителей болезни в самом аквариуме. Однако в то же время этот метод имеет целый ряд недостатков:

- не всем рыбам, присутствующим в аквариуме, действительно необходимо лечение;
- не все рыбы, присутствующие в аквариуме, хорошо переносят данное лекарство;
- лекарство может оказаться вредным для биологической фильтрации;
- лекарство может принести вред растениям, улиткам и ракообразным, живущим в аквариуме;
- лекарство может оставить следы на предметах оформления аквариума;
- если рыбы будут отрицательно реагировать на лекарство, у вас может не оказаться наготове другого помещения для них.

Длительная ванна в отдельном аквариуме. Этот метод используется только тогда, когда одной или нескольким рыбам требуется лечение от незаразной или малозаразной болезни. Этот вид лечения позволяет избежать недостатков, свойственных лечению рыб в общем аквариуме. Однако его не следует применять для лечения болезней, вызванных чрезвычайно заразными патогенными организмами или паразитами, которые могут существовать вне организма хозяина — ведь в этом случае общий аквариум может остаться заражённым. Дополнительное преимущество этого метода заключается в том, что для достижения необходимой концентрации лечебного раствора в отдельном аквариуме (а он, как правило, небольшого объёма) потребуется

меньше лекарства, что удешевит лечение. Однако данный метод имеет свои отрицательные стороны. Рыб дважды приходится переводить из одного аквариума в другой, а это наверняка вызовет у них стресс. Кроме того, если речь идёт о территориальных рыбах, например, цихлидах, при возвращении в основной аквариум у них могут возникнуть проблемы с соседями.

- Краткосрочная ванна в отдельном аквариуме или в другом контейнере, подходящем для этой цели (см. ниже). Этот метод применяется в случае, когда необходим короткий период лечения (например, несколько минут или часов) или когда лекарство чрезвычайно ядовито для рыб в случае длительного воздействия и по этой причине его нельзя добавлять в общий аквариум. Если применяются потенциально ядовитые для рыб лекарства, тогда нужно непрерывно наблюдать за рыбами во время лечения и вовремя прекращать сеанс, если у них появятся признаки ухудшения самочувствия (потеря равновесия, учащённое движение жабр, прыжки). Иногда реальная продолжительность лечения бывает меньше рекомендуемой. Реальная длительность ограничивается либо тем временем, которое проходит до появления признаков ухудшения самочувствия, либо заранее известной максимальной длительностью лечения — в зависимости от того, какой из этих периодов окажется короче. Недостаток этого метода лечения — высокая степень связанного с ним стресса. Однако этот метод необходим для уничтожения некоторых наружных паразитов. Преимущества метода такие же, как у длительной ванны в отдельном аквариуме.

Если лекарство, применяемое для краткосрочной ванны, стоит дорого, тогда можно взять небольшой сосуд (а следовательно, и меньшее количество лекарства) и в случае необходимости погружать туда рыб поочерёдно. Чтобы избежать повторного заражения вылеченных рыб от невылеченных, следует временно поместить вылеченных рыб в отдельный аквариум. Когда все рыбы будут вылечены, их можно вернуть в общий аквариум. Эту процедуру можно выполнить в обратном порядке, т. е. сначала поместить всех рыб в отдельный

аквариум, лечить их по отдельности в небольшом сосуде, а потом возвращать в постоянное жилище.

Какой бы тип ванны ни применялся для лечения, нужно следовать определённым правилам. При этом необходимо соблюдать и те правила, которые применяются ко всем видам лечения, а именно: обязательно следуйте инструкциям по поводу дозировки лекарства и всегда доводите курс лечения до конца, за исключением случая, когда рыбы отрицательно реагируют на лечение. Помимо всего выполняйте следующие правила.

- Обязательно следите, не появятся ли у рыб признаки отрицательной реакции на данное химическое лекарственное средство.
- Наполняйте отдельный аквариум или другой сосуд, в котором проводится лечение, водой из общего аквариума или отстоявшейся водой, причём её параметры должны быть близки к параметрам воды в общем аквариуме.
- Не допускайте, чтобы концентрированные химические вещества непосредственно контактировали с рыбами. Добавьте в больничный аквариум необходимую дозу лекарства и как следует перемешайте воду ещё до того, как запустить туда рыб. Если вы лечите рыб в основном аквариуме, то предварительно разбавьте или растворите лекарство в сосуде с водой, взятой из аквариума. Затем равномерно распределите полученный раствор по всему аквариуму. Для этого следует либо вылить раствор в поток воды, выходящий из фильтра, либо распределить его по всей поверхности воды и затем перемешать рукой.
- Усильте аэрацию. Больные рыбы нередко испытывают трудности с дыханием, и им можно помочь, повысив содержание кислорода в воде. Стресс, вызванный лечением, может ещё более увеличить потребности рыб в кислороде. Кроме того, применение некоторых лекарств, а также повышение температуры во время лечения (см. главу 27) могут привести к снижению содержания кислорода в воде, и это снижение необходимо компенсировать.

- Не используйте во время лечения элементы химической фильтрации (например, активированный уголь), потому что некоторые наполнители удаляют из воды определённые лекарства.

**Местное применение лекарств.** Местное лечение подразумевает нанесение лекарств — обычно антисептических средств — на небольшие участки на теле или плавниках рыбы. Оно часто применяется для лечения локализованных бактериальных и грибковых инфекций или как профилактическое средство для предотвращения подобных инфекций в местах повреждения кожного покрова. Эта процедура выполняется вне воды (см. выше раздел «Как обращаться с рыбами»). Лекарство наносят на поражённое место с помощью тонкой мягкой кисти или ватного тампона на стержне. После этого рыбу нужно как можно скорее вернуть в воду.

Преимущество местного лечения заключается в том, что действию лекарства подвергаются только поражённые участки тела рыбы. Кроме того, такое лечение позволяет применять химические лекарственные средства в таких концентрациях, в которых они нанесли бы вред в случае контакта с жабрами рыбы (как происходит, когда лекарства применяются в виде ванны). Процедура местного лечения вызывает у рыбы более сильный стресс, чем лечение в общем аквариуме, но если выполнять её быстро и осторожно, рыбу можно в короткий срок вернуть в знакомое окружение. Это почти наверняка не вызовет у рыбы такого сильного стресса, как двукратное перемещение из одного аквариума в другой и смена окружения, неизбежные при лечении в отдельном аквариуме. Кроме того, этот метод позволяет избежать проблем, связанных с возвращением рыбы после некоторого отсутствия в общественную иерархию, сложившуюся в общем аквариуме, а значит, он особенно полезен для территориальных рыб (например, цихлид).

**Введение лекарств внутрь вместе с пищей.** Этот метод используется для лечения системных инфекций или борьбы с кишечными паразитами. При этом применяются лекарства, отпускаемые по рецепту, в том числе антибиотики.

Главная польза от введения лекарств внутрь заключается в том, что они попадают непосредственно в кишечник, а значит, чрезвычайно эффективны для избавления от кишечных паразитов и патогенных организмов. Кроме того, многие лекарства лучше проникают во внутренние ткани организма через кишечник, чем через кожу. По этой причине для лечения системных инфекций введение лекарств внутрь в целом гораздо эффективнее, чем лечение с помощью ванн.

Ещё одно преимущество данного метода заключается в том, что можно лечить только поражённых рыб. Правда, для этого их придётся перевести в отдельный аквариум, и тогда проявятся все преимущества отдельного лечения (см. выше раздел «Лечение с помощью ванн»).

Однако у этого метода есть серьёзные недостатки. Больные рыбы обычно отказываются от еды, особенно если перевести их в незнакомое окружение. Если придётся лечить нескольких рыб вместе, нет никакой гарантии, что каждая из них съест необходимое количество пищи с лекарством. Возможно, придётся взвесить рыбу, чтобы рассчитать нужную дозу лекарства, приходящуюся на одно кормление (см. ниже «Подсчёт доз лекарств»). После этого следует оценить количество пищи, с которым эту дозу нужно смешать. К счастью для аквариумистов, дозы лекарств часто выражаются в единицах веса лекарства по отношению к весу пищи, а не весу рыб. При этом оговаривается, сколько раз нужно кормить рыб пищей с лекарством за определённый период.

Пищу с введённым в неё лекарством приходится готовить специально. Иногда это делает ветеринар или консультант по проблемам здоровья рыб, а иногда — сам аквариумист. В зоомагазинах в продаже имеется готовый корм для рыб с введёнными в него лекарствами. Производители специализированных кормов для рыб, возможно, охотно будут поставлять ветеринарам изготовленные по индивидуальному заказу партии хлопьев или гранул с содержащимися в них лекарствами. Лекарство можно ввести в корма следующим образом: вначале следует растворить лекарство в

небольшом количестве воды, а затем замочить в этой воде корм. Частицы корма должны иметь подходящие размеры для рыб, которых предстоит лечить. Можно использовать раствор желатина, чтобы надёжнее соединить лекарство с кормом и свести к минимуму его утечку в воду аквариума. Кроме того, можно ввести растворённое лекарство в дождевых червей, чтобы возбудить аппетит у крупных рыб.

Из-за большого содержания влаги в таких собственноручно изготовленных лечебных кормах они особенно подвержены быстрому заражению плесенью. Поэтому следует хранить их при низкой температуре, идеальный вариант — в холодильнике. Держите их в полиэтиленовом пакете или в каком-нибудь контейнере и вложите туда записку, в которой нужно точно указать состав корма и дату его приготовления. Если в доме есть дети, то из соображений безопасности такой корм не следует хранить в домашнем холодильнике (см. главу 26). Остатки лечебного корма не следует скармливать здоровым или выздоровевшим рыбам (поскольку в этом случае существует опасность развить у патогенных организмов стойкость к данному лекарству). Если корм невозможно хранить с целью дальнейшего использования, от него следует избавиться безопасным способом.

Подсчёт и измерение доз лекарств. Дозы лекарств, приведённые в главе 27, выражены разными способами в соответствии с консистенцией лекарства (сухое или жидкое) и методом его введения. Дозы сухих химических препаратов (порошков и кристаллов) выражены в весовых единицах, например, миллиграмммах (мг) или граммах (г). В то же время дозы жидких лекарств обычно выражаются в объёмных единицах, например, в миллилитрах (мл). Дозы лекарств для лечения с помощью ванн зависят от объёма воды, в которую вводится лекарство — например, 10 мг на литр; 10 мл 10% раствора на литр и т. п. Если лекарства вводятся в пищу, дозировка основывается на весе рыб (или на приблизительно оценённом весе) — например, 10 мг лекарства на килограмм веса рыбы; 0,1 мл раствора на 100 г веса рыбы и т. п. В качестве альтернативы дозировка может основываться на

соотношении между лекарством и кормом, например, 1 мг лекарства на 100 г корма.

**Расчёт объёма аквариума.** Объём аквариума обычно выражается в литрах. Чтобы подсчитать объём, нужно сделать следующее: умножьте длину аквариума на его ширину и глубину (все эти величины должны быть выражены в сантиметрах), а затем полученное значение разделите на 1000 — тогда вы получите объём аквариума, выраженный в литрах.

Если вы рассчитываете объём аквариума, в котором есть декор, помните, что надо сделать поправку на объём воды, вытесненной грунтом и декоративными предметами. Эту поправку оценить трудно. Поэтому когда вы будете наполнять аквариум водой (декоративные предметы уже должны там присутствовать), воспользуйтесь для этой цели сосудом известного объёма. Запишите, сколько раз вам пришлось наполнить этот сосуд водой для заполнения аквариума. Так можно подсчитать реальный объём воды в аквариуме. Полученное число нужно записать и хранить эту запись в каком-нибудь надёжном месте — например, в аквариумной аптечке. Можно написать это число несмываемыми чернилами снаружи на боковой стенке аквариума. Впоследствии, если возникнет необходимость, эту надпись можно удалить с помощью медицинского спирта или другого подобного вещества.

Если лечение будет проводиться методом краткосрочной ванны в небольшом объёме воды (смотрите выше параграф «Методы введения лекарств»), то проще будет измерить этот объём, чем подсчитывать объём всего контейнера.

Некоторые лекарства стоят дорого, поэтому нет смысла растворять лекарство в 10 литрах воды, чтобы в полученном растворе в течение 5 минут лечить трехсанитметровую рыбку, а после этого вылить воду вместе с лекарством.

**Взвешивание рыб.** Взвешивать рыбу без воды — это трудновыполнимая задача, к тому же это опасно для рыбы и может вызвать у

неё сильный стресс. Рыбу следует взвешивать в сосуде с водой. Маленьких рыбок в маленьких сосудах лучше взвешивать на аптечных или кухонных весах. Для взвешивания крупных рыб лучше воспользоваться ведром с водой и безменом. Сначала взвешивают сосуд с водой, затем с помощью сачка вылавливают рыбу в аквариуме, запускают её в сосуд, а потом сосуд вместе с рыбой взвешивают снова. После этого рыбу следует немедленно вернуть в обычный (или больничный) аквариум. Вес рыбы равен суммарному весу (вес рыбы + вес контейнера + вес воды) за вычетом веса контейнера с водой.

**Основной и рабочий растворы.** Дозировка, приведённая в главе 27 для многих лекарств, связана с маточным раствором (например, 3 % раствор перекиси водорода). В таких случаях химическое вещество приобретают в сухом виде, потом готовят из него основной раствор. Проще выполнить эту задачу в единицах метрической системы мер, причём приведённая цифра, обозначающая проценты, выражает количество граммов химического препарата, которые нужно растворить в одном литре воды (например, 1 % раствор — это 10 граммов химического препарата на один литр воды или 1 г на 100 мл воды).

Однако в процессе приготовления основного раствора аквариумист может столкнуться с многими проблемами. У него может не оказаться оборудования (лабораторных весов), необходимого для взвешивания химических веществ в очень маленьких количествах, нужного для приготовления удобного объёма основного раствора. У аквариумиста есть альтернатива — он может взять большее количество сухого вещества и воды. Но в этом случае он столкнётся с проблемой избавления от излишков раствора либо их хранения. Поэтому предпочтительнее приобрести готовый основной раствор, если это возможно.

Иногда основной раствор, имеющийся в распоряжении аквариумиста, отличается по концентрации от того, который необходим для лечения. Например, у аквариумиста нашёлся основной раствор лекарства X с

концентрацией 30 %, однако рекомендуемая дозировка приведена для 6 % основного раствора.

В таких случаях имеется два варианта:

1) основной раствор можно разбавить до рекомендуемой пропорции (в тех случаях, когда требуется более слабый раствор). Так, если использовать приведённый выше пример с лекарством X, один объём 30 % раствора соединяют с 4 объёмами разбавителя (например, дистиллированной воды), чтобы получить нужный 6 % раствор. После этого можно брать такую дозировку, какая рекомендуется;

2) дозировку можно пересчитать, чтобы компенсировать разницу в концентрации основного раствора. Например: рекомендуемая дозировка основана на 40 % основном растворе лекарства Y, который нужно растворить в воде аквариума в соотношении 2 мл на литр воды. Однако у аквариумиста имеется бутылочка с гораздо более слабым, 5 % основным раствором лекарства Y. Чтобы компенсировать разницу в крепости раствора, разделите 40 на 5 и умножьте на дозировку. Таким образом,  $40 : 5 = 8$ , умножим на 2 мл/литр = 16 мл/литр. Следовательно, аквариумист должен вводить основной раствор в соотношении 16 мл раствора на литр воды.

В противоположность этому, лекарственные средства в большинстве случаев продаются в виде основного раствора с инструкциями по поводу конкретной дозировки, и эти инструкции необходимо строго соблюдать. Нет необходимости изменять концентрацию раствора этих лекарств.

Лечебный раствор, полученный в результате добавления необходимой дозы маточного раствора или сухого химического вещества к воде, в которой предстоит лечить рыб (в аквариуме, больничном аквариуме или другом сосуде, в котором предстоит делать краткосрочные лечебные ванны (см. выше раздел «Лечение с помощью ванн» и найдите там меры предосторожности, которые необходимо в этом случае принимать), называется «рабочим раствором» (или «рабочей концентрацией»). Например, 20 % основной раствор лекарства нужно ввести с дозировкой 3 мл на литр

воды. Тогда рабочая концентрация подсчитывается следующим образом:  
 $20\% \times 3/1000 = 0,06\%$ , т. е. получим 0,06 % раствор.

Иногда (но не всегда) основной и рабочий растворы имеют одну и ту же концентрацию, т. е. основной раствор используется «в чистом виде». Так бывает, например, если его применяют местно или вводят в пищу.

Чрезвычайно важно лечить рыб с помощью правильно подобранного рабочего раствора и никогда не подвергать их действию более высокой концентрации лекарства. Иначе им можно нанести серьёзный вред, даже вызвать смерть.

## **2.2 Экспериментальная часть**

**Задание:** Научиться применять наркоз для обездвиживания лягушек и рыб.

**Материалы и оборудование:** стеклянный колпак (эксикатор), эфир, ножницы, марля.

### **Ход работы:**

#### **Применение наркотических средств для лягушки:**

1. Лягушку сажают под стеклянный колпак, туда же кладут ватку, смоченную эфиром. Если лягушка перестаёт двигаться и не переворачивается из положения на спине, значит, наступил наркоз. Во время работы наркоз поддерживают прикладыванием ватки с эфиром к ноздрям или брюшку лягушки.

2. Лягушку сажают в эксикатор, наполненный 10 % раствором спирта, и закрывают крышку. Лягушка сначала энергично двигается, затем минут через 10 впадает в состояние наркоза.

## **Обездвиживание лягушки путем разрушения центральной нервной системы:**

1. Лягушку берут в левую руку, Правой рукой вставляют браншу ножниц в рот и отрезают голову позади глаз. Препаровальную иглу вводят в спинномозговой канал и разрушают спинной мозг.
2. Если необходимо избежать кровотечения, то спинной мозг разрушают, наклоняя лягушке голову, и вводят препаровальную иглу в углубление, соответствующее атланто-окципитальной мембране у основания головы, и затем в спинномозговой канал.
3. При необходимости сохранения центральной нервной системы лягушку обездвиживают бинтованием.

## **Применение наркотических средств у рыб**

1. Помещают рыбу в 10%-ный раствор спирта. При засыпании она перестаёт двигаться.
2. Рыбу помещают в закрытый крышкой кристаллизатор, в котором находится 0,5%-ная эмульсия эфира. Рыба сначала мечется, но через 1-2 минуты перестаёт двигаться, переворачивается на бок или спину, что указывает на наступление наркоза.

## **Обездвиживание рыб путем разрушения центральной нервной системы:**

У рыбы отрезают голову и препаровальной иглой разрушают спинной мозг. При необходимости сохранения головы препаровальную иглу вводят у основания головы вертикально вниз, затем, стараясь попасть в спинномозговой канал, переводят в горизонтальное положение и разрушают спинной мозг.

При необходимости сохранения центральной нервной системы рыбу обездвиживают бинтованием или фиксацией туловища с помощью двух пар металлических полос, закреплённых в деревянной подставке, голову фиксируют специальным кольцом, укреплённым на той же подставке. В рот

вставляют стеклянную трубку, соединённую с резиновой, по которой постоянно подаётся вода.

### **Контрольные вопросы:**

1. Что такое асептика и антисептика?
2. Понятие наркоз и его основное действие.
3. Методы введения лекарственных средств рыбам?

## **3 Лабораторная работа №3. Физиология нервной системы, органов чувств и рецепция рыб**

**Цель работы:** Научиться изготовлению нервно-мышечного препарата и реоскопической лапки.

### **3.1 Теоретические сведения**

#### **3.1.1 Строение и функция нерва**

Нерв представляет собой пучок нервных волокон — проводящих отростков нервных клеток, покрытых общей соединительнотканной оболочкой. Тела нервных клеток с ядрами и прочим содержимым находятся в центральной нервной системе и периферических ганглиях.

Нервная клетка — нейрон — представляет собой структурную единицу нервной ткани. От нейрона отходит один длинный отросток - аксон или нейрит — и несколько более коротких ветвящихся отростков — дендритов.

Нервные волокна бывают безмякотные и мякотные. Проведение возбуждения — это распространение волны деполяризации по плазматической мембране. Нервное возбуждение распространяется по нервам в виде нервных импульсов (спайков), которые характеризуются быстронастающим и спадающим возбуждением, распространяющимся по нейрону и сопровождающимся изменением физико-химических свойств и электрического потенциала возбужденного участка.

### **3.1.2 Строение периферической нервной системы**

Нервная система рыб состоит из центральной нервной системы— головного, спинного мозга и периферической нервной системы, состоящей из нервов и ганглиев.

Периферическая нервная система по функциональному признаку делится на соматическую (или анимальную) и вегетативную (или автономную).

Соматические нервы выходят из спинного мозга посегментально и распределяются в соответствующих метамерах тела. Соматические нервы иннервируют только скелетную мускулатуру, вегетативная нервная система иннервирует все органы, в том числе и скелетную мускулатуру, т.е. вегетативная нервная система является универсальной иннервацией.

Эфферентные пути (нервы, передающие импульсы от центральной нервной системы к периферии) вегетативной и соматической нервной систем разные. Хотя в пределах спинномозговых нервов все эфферентные импульсы выходят по вентральному корешку, вскоре этот корешок у рыб делится на три веточки. По двум веточкам импульсы идут к мышцам, а по третьей — висцеральной — к внутренним органам.

Афферентные пути (часть рефлекторной дуги, нервный путь от рецептора к нервному центру) у этих двух систем общие. Вегетативная нервная система не имеет собственных афферентных путей. Обе системы регулируются центрами головного мозга. В целостной реакции организма при выполнении поведенческих условно-рефлекторных реакций участвуют как соматическая, так и вегетативная нервная система. Последняя способствует лучшему кровоснабжению органов и улучшению в них обмена веществ.

Вегетативную нервную систему делят на две части: симпатическую и парасимпатическую. Центры парасимпатической нервной системы рыб располагаются в среднем и

продолговатом мозге. В парасимпатической нервной системе преганглионарные нервные волокна длинные, идущие в соответствующие парасимпатические ганглии, которые обычно располагаются в стенке иннервируемого органа.

Центры симпатической нервной системы связаны со спинным мозгом. По выходе из спинного мозга преганглионарные волокна симпатической нервной системы прерываются в ганглиях пограничного симпатического ствола, расположенного по сторонам позвоночника, а также в ганглиях полости тела. Преганглионарные нервные волокна в симпатической нервной системе короткие, постганглионарные — длинные.

Влияние вегетативной нервной системы на органы проявляется в пусковом, корrigирующем и адаптационно-трофическом действиях. При пусковом действии работают органы, функционирующие периодически, например некоторые железы. При корригирующем действии усиливается или ослабляется деятельность органов, работающих постоянно, например сердца, жабр и др. Адаптационно-трофическая функция вегетативной нервной системы заключается в изменении обмена веществ и функционального состояния органов и тканей, благодаря чему организм лучше приспосабливается к меняющимся условиям внешней и внутренней сред. Блуждающий нерв, или вагус, — основа парасимпатической нервной системы. У рыб, имеющих желудок, стимуляция вагуса ведет к сокращению желудка, но не кишечника. У безжелудочных рыб в этом случае наблюдается сокращение кишечника или его части, хотя не исключена возможность одновременной стимуляции адренергических нервов в черепной области симпатической цепи.

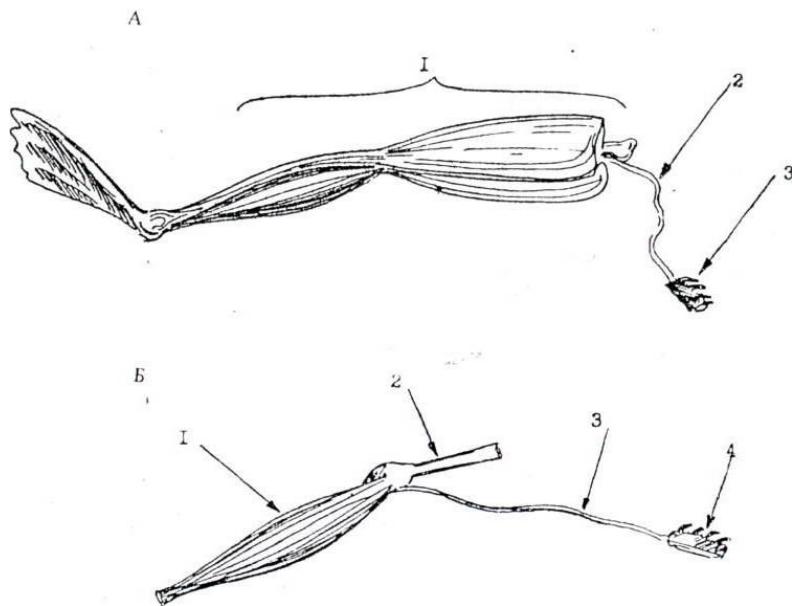
### **3.2 Экспериментальная часть**

**Материал и оборудование:** лягушка, препаровальный набор, кювета с парафиновой пластинкой, раствор Рингера.

## **Ход работы:**

1. Отрезают голову и разрушают иглой спинной мозг лягушки, как указано в разделе “Способы обездвиживания животных”.
2. Вскрывают брюшную полость, удаляют внутренности, обнажая при этом позвоночник и нервные стволы VII, VIII, IX пар спинномозговых корешков, образующих седалищное сплетение.
3. Перерезают лягушку пополам на 1-1,5 см выше места отхождения тазовых костей. Переднюю часть туловища и внутренности удаляют. Захватывают кожу спины одной рукой, другой рукой берут позвоночник и снимают кожу с задних конечностей.
4. Препарат берут в руки и сгибают таким образом, чтобы позвоночник образовывал прямой угол с задними конечностями, при этом выступает уростиль, последний отрезают ножницами. Производят разрез тканей точно посередине, разъединяя лапки между собой. После удаления подвздошных костей получают две реоскопические лапки. Одну лапку сохраняют в растворе Рингера.
5. Из другой лапки приготовляют нервно-мышечный препарат. Двумя пинцетами раздвигают мышцы по задней поверхности бедра, в глубине показывается седалищный нерв. Производят осторожное препарирование нерва, выделяя его на всём протяжении до коленного сустава. Отсекают мышцы бедра и частично бедренную кость. Кусочек бедренной кости оставляют для укрепления нервно-мышечного препарата в зажиме.
6. Затем подводят браншу ножниц под ахилловое сухожилие, отсекая его возможно ниже. Поднимают икроножную мышцу за ахилловое сухожилие и отсекают кости голени с лежащими на них другими мышцами. Нервно-мышечный препарат готов (рисунок 5). Он состоит из икроножной мышцы и седалищного нерва, соединенного с кусочком позвоночника.

**Форма отчетности:** Следует записать ход работы и зарисовать реоскопическую лапку и нервно-мышечный препарат.



А - реоскопическая лапка: 1 - лапка, 2 - седалищный нерв, 3 - кусочек позвоночника;  
Б - нервно-мышечный препарат: 1 - икроножная мышца, 2 - кость бедра, 3 - седалищный нерв, 4 - кусочек позвоночника.

Рисунок 5 - Реакскопическая лапка (А), нервно-мышечный препарат (Б)

#### **Вопросы для самопроверки:**

1. Что такое нервно-мышечный препарат?
2. Что такое реоскопическая лапка?

## **4 Лабораторное занятие №4. Рефлекторная функция спинного мозга**

**Цель работы.** Ознакомится с методом изучения рефлекторной функции спинного мозга.

### **4.1 Теоретические сведения**

Спинной мозг — структура, интегративная функция которой связана с сегментарными и полисегментарными рефлексами: кожно-мышечными,

соматовисцеральными и висцеро-висцеральными, которые могут быть и контраполатеральными. Подключение тех или иных дуг рефлексов, их реализация обусловлены спецификой рецептивного поля рефлекса.

Рецептивное поле безусловного спинального рефлекса. При изучении кожно-мышечного сегментарного рефлекса на спинальном препарате лягушки И.М.Сеченов обратил внимание на то, что эффект сгибания задней конечности можно наблюдать при раздражении разных участков ее кожной поверхности, различающихся по чувствительности. Отсюда ученый заключил, что рецептивное поле сгибательного рефлекса не имеет локального характера и неоднородно по способности (порогу) воспринимать одно и то же воздействие.

В основе этих наблюдений лежат следующие морфофункциональные особенности сенсорного звена кожно-мышечного сегментарного ипсилатерального рефлекса.

1. Сенсорный нейрон спинального сегментарного ганглия благодаря ветвлению дендритов получает информацию от определенной площади поверхности, соответствующей рецептивному полю данного нейрона.

2. Информация от нескольких сенсорных нейронов, образующих рецептивное поле рефлекса, по аксонам поступает к вставочным нейронам собственного ядра спинного мозга (в основании задних рогов серого вещества), где интегрируется и как обобщенный сенсорный сигнал передается к мотонейронам передних рогов. Таким образом, рецептивное поле рефлекса представляет собой совокупность рецептивных полей нескольких сенсорных нейронов, частично перекрывающихся друг с другом.

3. Разные сенсорные нейроны спинальных ганглиев в силу различий диаметров базальных дендритов и степени их ветвления особенностей рецепторного аппарата могут различаться по порогам чувствительности к воздействию факторов одной модальности и параметров.

4. У млекопитающих на вставочных нейронах собственного ядра спинного мозга взаимодействуют сенсорные сигналы не только от

рецепторов кожной поверхности, но и от интерорецепторов сосудов и внутренних органов с последующей потенциацией эффекторных реакций друг друга. Поэтому в рецептивном поле сегментарного сгибательного рефлекса могут участвовать не только экстеро-, но и инteroцептивные сенсорные нейроны, тела которых локализованы в спинальных либо вегетативных ганглиях. Таким образом осуществляется координированная регуляция сокращения скелетных мышц и сосудистых реакций эрготропина.

## 4.2 Экспериментальная часть

**Задание №1:** Определить рецептивное поле ипсилатерального сгибательного рефлекса лягушки и картировать точки с наименьшим порогом чувствительности.

**Материалы и оборудование:** Универсальный штатив с зажимом; хирургический инструмент: препаровальная игла, пинцет; секундомер; растворы НС1 в концентрациях, %: 0,1; 0,2, 0,5, 1,0; высокий стакан; фильтровальная бумага; вата; марлевые салфетки. Животное — лягушка *Rana temporaria*.

**Ход работы.** Наркотизировать лягушку в стакане с водой с добавлением эфира (3%-й раствор), обернуть марлевой салфеткой и, держа в одной руке, обездвижить с помощью препаровальной иглы. Обмыть тело лягушки водой. Прикрепить препарат на штативе вертикально с помощью зажима за нижнюю челюсть и оставить на 15 — 20 мин. Тем временем приготовить кусочки фильтровальной бумаги 3 x 3 мм, нарисовать схему задней конечности лягушки с обозначением номеров (1—8) будущих точек аппликаций и внести их в таблицу.

Последовательно, от первой до восьмой точки, апплицировать на каждую из них кусочки фильтровальной бумаги, смоченной растворами НС1: сначала тестируется 0,1 %-я концентрация раствора (все точки), затем — 0,2 % (все точки) и т.д. По секундомеру определяется латентный период

реакции, т.е. время от момента аппликации до начала сгибания конечности, и заносится в таблицу.

Таблица 4.1 - Значения латентных периодов ипсилатерального сокращения задней конечности лягушки при аппликации раствора HCl

Номер и локализация точки	Концентрация HCl			
	0,1	0,2	0,5	1,0
1 – тазобедренный сустав, латерально (боковой)				
2 – середина бедра, латерально				
3 – коленный сустав				
4 – середина голени, латерально				
5 – голеностопный сустав				
6 – концы пальцев				
7 – середина голени				
8 – середина бедра, медиальная поверхность				

*П р и м е ч а н и е* - Каждая аппликация осуществляется на фоне отсутствия двигательной активности. Если препарат слабо реагирует на воздействия, можно, не снимая со штатива, опустить его на некоторое время в слегка подогретую (до 14—16 °C) воду.

После каждой (!) аппликации задние конечности окунают в стакан с водой, стараясь не задевать за его края, чтобы избежать дополнительного механического раздражения.

**Отчет о работе.** 1. Предоставить тетрадь с заполненной таблицей на основании анализа точек, раздражение которых может вызвать сгибательный ипсилатеральный рефлекс, определить размер его рецептивного поля.

2. На схеме задней конечности лягушки картировать расположение точек с максимальной чувствительностью (отвечает на минимальную концентрацию с минимальным латентным периодом) и минимальной,

имеющей более высокий порог чувствительности и больший латентный период реакции.

### **Вопросы для самопроверки:**

1. Строение и функции спинного мозга
2. Проводящая система спинного мозга

**Задание №2.** Наблюдения спинномозговых рефлексов лягушки и рыбы при раздражении различных рецепторных полей. Изучение значения различных частей рефлекторной дуги (рецепторы, центростремительные волокна, нервный центр, центробежные волокна) в осуществлении рефлекторного акта.

Рефлекс - ответная реакция организма на воздействие различных раздражителей при участии центральной нервной системы.

Рефлексы могут осуществляться лишь при целости рефлекторной дуги, в состав которой входят центростремительный и центробежный нейроны и нервный центр. При нарушении одной из этих частей рефлекторной дуги рефлекторная реакция не осуществляется.

**Материал и оборудование:** лягушка, рыба, препаровальный набор, вата, штатив с зажимом и пробкой, 0,5 %-ный раствор серной кислоты, стакан с водой, 1 %-ный раствор новокаина, фильтровальная бумага.

### **Ход работы:**

1. *Рефлекс кваканья.* У самца лягушки надавливают на боковую поверхность туловища. При каждом прикосновении лягушка квакает.

2. *Рефлекс сгибания задних конечностей.* У лягушки отрезают верхнюю челюсть вместе с головным мозгом и подвешивают на штатив за нижнюю челюсть. Выждают 10-15 мин, пока пройдут явления шока, затем приступают к опыту. Раздражают кожу стопы или голени, прикладывая к ней бумажку, смоченную 0,5 %-ным раствором серной кислоты. Конечность сгибается, притягивается к туловищу. То же самое происходит при

раздражении стопы и голени механическим раздражителем, например, при сдавливании их пинцетом.

3. *Рефлекс разгибания задних конечностей*. Если раздражать давлением тыльную поверхность стопы, то пальцы разгибаются. При сильном давлении наступает общее разгибание конечностей. Этот рефлекс не оборонительный, а направленный на соприкосновение с раздражителем.

4. *Рефлекс потирания*:

а) кусочек фильтровальной бумагки, смоченной 0,5 %-ным раствором серной кислоты, накладывают на наружную поверхность бедра; лягушка той же лапкой сбрасывает бумажку;

б) прикладывают бумажку с 0,5 %-ным раствором серной кислоты на боковую поверхность туловища, а затем на спину; лягушка сбрасывает бумажку, потирая этот участок туловища;

в) наносят такое же раздражение коже над ахилловым сухожилием слева, обе задние конечности вытягиваются, правая лапка потирает голеностопным суставом раздражаемый участок;

г) наносят раздражение кожи на груди ближе к одной из передних лапок. Передняя конечность раздражаемой стороны потирает это место, а другая конечность вытягивается вперёд, раздвинув пальцы, или производит потирание, но менее энергично.

Далее производят анализ рефлекторной дуги.

Удаляют кожные рецепторы на той же лапке. Делают круговой разрез кожи в области голени, снимают кожу с голени и стопы, как чулок. На эту лапку снова наносят раздражение кислотой. Ответной реакции не будет, так как рецепторы мышцы в отличие от кожных рецепторов не реагируют на слабый раствор кислоты. Если же приложить раздражитель к другой лапке, то первая лапка будет участвовать в общей двигательной реакции, так как двигательный нерв у неё сохранён.

Лягушку обмывают холодной водой. Обнажают седалищный нерв неповреждённой стороны и подводят под него лигатуру. Вызывают рефлекс

этой лапки. Затем под нерв кладут ватку, смоченную 1 %-ный раствор новокаина. Седалищный нерв смешанный: в нём имеются чувствительные и двигательные волокна. При воздействии новокаина на нервный ствол сначала прекращается проведение по чувствительным волокнам, а затем - по двигательным.

Через 1-2 мин действия новокаина производится раздражение лапки 0,5 %-ным раствором серной кислоты. Рефлекс отсутствует, так как наступил паралич центростремительных волокон. Но если положить фильтровальную бумажку с кислотой на спину лягушки, то лапка будет принимать участие в общей двигательной реакции. Следовательно, проведение по центробежным волокнам ещё сохранилось.

Через 4-5 мин действия новокаина наступает паралич центробежных волокон, и на раздражение кожи спины ответной реакции не наблюдается, что говорит о нарушении проводимости по нерву.

Разрушают спинной мозг - выключают нервные центры. Исчезают все рефлекторные реакции.

5. *Рефлексы спинного мозга рыбы.* Обезглавливают рыбу или перерезают у неё спинной мозг под продолговатым мозгом. Рыбу с перерезанным спинным мозгом пускают в аквариум и наблюдают за её движениями. Рыба плавает в том же положении, какое ей придадут (на спине или на боку), самостоятельно перевернуться она не может. Подвешивая рыбу на штативе, производят раздражение хвоста пощипыванием и 0,5 %-ным раствором серной кислоты. Рыба отдергивает хвост.

Обработка опытных данных и оформление работы.

Запишите ход работы, анализируя эксперимент, приведите доказательства участия в рефлекторной реакции каждого звена рефлекторной дуги: рецептора, афферентного волокна, центральной нервной системы, эфферентного волокна.

### **Вопросы для самопроверки:**

1. Что такое рефлекс?
2. Что такое рецепторное поле?
3. Что такое рефлекторная дуга?
4. Из каких частей она состоит?

## **5 Лабораторная работа №5. Строение и функции головного мозга. Перераспределение мышечного тонуса при удалении различных участков головного мозга лягушки**

**Цель работы:** Пронаблюдать перераспределение мышечного тонуса туловища и конечностей лягушки при различных хирургических вмешательствах на головном мозге.

### **5.1 Теоретические сведения**

В эволюционном ряду лягушка является переходной формой между водными позвоночными животными (рыбы) и истинно наземными формами (рептилии). Такой переход связан с существенными моррофункциональными перестройками в ЦНС. Кроме отмеченных выше спинальных преобразований (см. предыдущие задачи), в мозговом стволе изменения происходят также в связи с перераспределением функциональной значимости различных отделов.

В продолговатом мозге редуцируются ядра боковой линии, формируется улитковый аппарат, хотя сам орган слуха примитивен. Амфибии имеют довольно стереотипную локомоцию, очевидно, в связи с этим у них значительно редуцирован мозжечок (по сравнению с рыбами). Средний мозг представлен многослойной структурой. Ведущим отделом зрительной сенсорной системы являются ростральные холмики (средний мозг), появляются дополнительные небольшие образования —

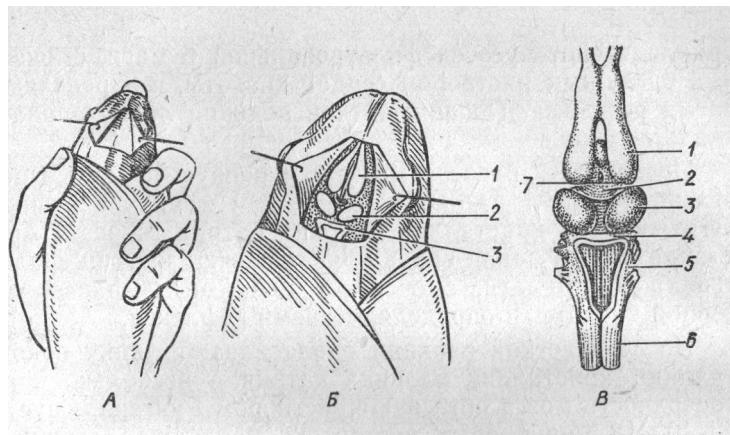
предшественники каудальных холмиков, отвечающих за слуховую информацию. В промежуточном мозге происходят существенные изменения: обособляется зрительный бугор (таламус), в нем дифференцированы структурированные ядра (наружные коленчатые тела), формируется восходящая система путей (таламокортикальная), обеспечивающая связь этих ядер с полушариями переднего мозга. В переднем мозге есть зачатки древней и старой коры. В архекортексе описаны звездчатые и пирамидные клетки, а в промежутке между старой и древней корой есть зачатки плаща в виде узкой полоски мелких клеточных элементов.

## **5.2 Экспериментальная часть**

**Оборудование:** Набор инструментов и вспомогательных материалов, как в предыдущих задачах. Для работы следует выбирать крупных самцов лягушек. Задачу лучше проводить в зимний период, когда у животных низкий гормональный фон.

### **Ход работы.**

1. Лягушку слегка наркотизируют 10 %-ным раствором этилового спирта, завертывают ее в марлевую салфетку так, чтобы голова оставалась свободной (рисунок 6).
2. Лягушку берут в левую руку и одновременно подпирают указательным пальцем той же руки голову снизу.
3. Малыми остроконечными ножницами делают поперечный разрез кожи, отступив несколько назад от носовых отверстий. После этого надрезают кожу спереди назад вначале над одной, а затем над другой боковой поверхностью головы до места соединения головы с туловищем. Откладывают кожный лоскут назад и отрезают его поперечным разрезом. Ватой протирают обнаженные кости черепа и рассматривают просвечивающие через них отделы головного мозга.



А — фиксация лягушки; Б — вскрытый головной мозг: 1 — большие полушария; 2 — зрительные бугры, 3 — мозжечок; В — строение головного мозга: 1 — большие полушария; 2 — промежуточный мозг; 3 — зрительные бугры (таламус); 4 — мозжечок; 5 — продолговатый мозг; 6 — спинной мозг; 7 — линия, показывающая место поперечной перерезки мозга.

Рисунок 6 - Вскрытие головного мозга лягушки

4. Ножницами делают поперечный разрез черепной коробки позади носовых отверстий, по переднему краю разреза кожи. Потом конец бранши малых остроконечных ножниц осторожно вводят во вскрытую поперечным разрезом полость черепа над мозгом, прижимая острие бранши ножниц изнутри к боковой поверхности крышки черепа. Разрезают кости черепа до заднего конца полости черепа сначала с одной, а затем с другой верхнебоковых поверхностей. Пинцетом захватывают передний свободный край костной пластинки, приподнимают ее вверх и отрезают по заднему краю. Посредством этой операции, не повреждая головного мозга, обнажают поверхность больших полушарий, промежуточный и частично средний мозг.

5. Рассмотреть передний, средний и задний мозг. Затем с помощью маленького скальпеля сделать разрез над промежуточным мозгом (он ясно виден в виде серой массы, расположенной над зрительными буграми среднего мозга. Осторожно отделить большие полушария и удалить их из черепной коробки, рану закрыть кожно-костным лоскутом.

6. Животное должно отдохнуть после операции 20 — 30 мин. Затем провести наблюдения. Посадить животное на подставку (например, корковую пластинку). Животное сохраняет позу, однако тонус мышц

передних конечностей усилен, а общая подвижность ограничена (поза «царевна-лягушка»). При наклоне корковой пластиинки, на которой сидит лягушка, животное сохраняет равновесие и позу. При сильных раздражениях лягушка проявляет обычную координированную двигательную активность. Сделать вывод по этой части работы.

7. *Односторонняя перерезка среднего мозга.* Аккуратно удалить или разрушить одну половину (правую или левую) среднего мозга. Отметить несимметричное распределение тонуса мускулатуры. Голова и тело изогнуты в сторону, противоположную поврежденной. При раздражении животное передвигается по кругу в сторону, противоположную поврежденной части среднего мозга (манежные движения).

8. *Полное удаление среднего мозга.* Удалить обе половины среднего мозга. Положить (через 20 мин после операции) лягушку на спину, убедиться, что она может перевернуться в нормальное положение, затем нанести сильное раздражение. Отметить, что животное может ползать, но не может прыгать (нормальные двигательные реакции). Сделать вывод.

9. *Удаление продолговатого мозга.* Удалить продолговатый мозг. Вся мускулатура животного расслаблена, спонтанные движения отсутствуют, способность к передвижению утрачена, животное остается в любом, приданном ему положении. Дыхательных движений нет.

Сильные раздражения вызывают координированные движения, которые захватывают лишь немногие сегменты тела. Сделать вывод.

**Отчет о работе:** В описании проведения исследований отметить участие каждого отдела ЦНС в распределении мышечного тонуса:

1) установочные, защитные, локомоторные реакции осуществляются normally, так как сохранены нижележащие отделы мозга, «спонтанные» движения резко ограничены;

2) после одностороннего удаления среднего мозга происходит усиление тонуса на противоположной половине тела и соответственное

направление движений, что обусловлено ходом проводящих путей в спинном мозгу;

- 3) для нормальной локомоции необходимо присутствие среднего мозга;
- 4) продолговатый мозг необходим для нормального распределения тонуса, локомоции и дыхательных движений животного.

**Вопросы для самопроверки:**

1. Строение головного мозга
2. Функции отделов головного мозга

## **6 Лабораторная работа №6. Строение пищеварительной системы рыб**

**Цель работы:** Изучить строение пищеварительной системы у рыб.  
Установить видовые особенности пищеварительной системы у рыб.

### **6.1 Теоретические сведения**

*Обмен веществ* — это необходимое условие жизни всех существ, в том числе и рыб. Все функции организма направлены в конечном счете на его осуществление и регуляцию. Обмен веществ — это сложный комплекс различных явлений, в результате которых в теле увеличивается или уменьшается общее количество вещества, одни молекулы и атомы заменяются другими, одни химические соединения превращаются в другие. Поступление вещества в тело называется **ассимиляцией**, а выход вещества из организма — **диссимиляцией**.

*Ассимиляция* происходит активно в результате питания, питья, дыхания, активного сорбирования и пассивно — в результате проникновения растворенных в воде веществ через покровы тела. Противоположные

процессы, заключающиеся в потере телом вещества, называются **диссимиляцией**.

**Диссимиляция** (т.е. потеря, выведение из тела) веществ также происходит как в результате активных процессов — экскреции продуктов обмена, лишних солей, воды, так и пассивно, в результате выделения слизи, слущивания эпителиальных клеток, диффузии молекул и ионов сквозь покровы.

В результате ассимиляции и диссимиляции происходит обновление состава тела, осуществляется обмен веществ между организмом и средой. При разных соотношениях ассимиляции и диссимиляции происходят рост или истощение, а в некоторых случаях наблюдается сохранение постоянства количества вещества в организме.

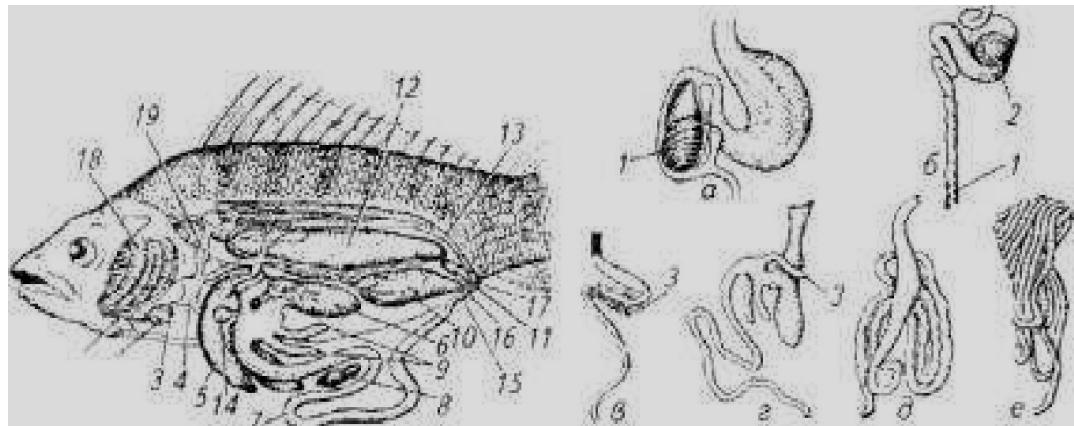
**Метаболизм** - химические превращения веществ, происходящие в самом организме. Метаболизм является результатом двух противоположно направленных процессов: *катаболизма* (распада, деградации) и *анаболизма* (синтеза, созидания). Конечные продукты катаболизма обычно выводятся из организма, т.е. диссимилируют.

*Катаболизм* органических веществ, сопровождается их окислением с использованием энергии для нужд организма.

Понимая, что разнообразие морфологических особенностей в пищеварительном тракте рыб требует систематизации, исследователи предлагают ряд классификаций. Одной из наиболее удачных представляется классификация Г. Г. Вундш. В соответствии с ней все известные виды рыб имеют один из 5 типов пищеварительной системы (рисунок 7):

- Лососевый тип (стенка желудка тонкая; имеется от 80 до 400 пилорических придатков).
- Окуневый тип (толстостенная глотка; цилиндрический желудок; имеется только 3 пилорических придатка).
- Щуковый тип (толстостенный пищевод; удлиненный желудок; печень вытянута в соответствии с геометрией тела).

- Карповый тип (пищеварительный тракт имеет вид тонкой трубки, которая образует несколько петель; желудка нет, но передний отдел кишки расширен).
- Угревый тип (узкий мускульный пищевод окружен печенью).



1-аорта; 2- 4- сердце; 5- печень; 6- желудок; 7- тонкая киш카; 8- селезенка; 9- пилорические придатки; 10- гонады, 11 - мочевой пузырь; 12 - плавательный пузырь, 13 - почка; 14 - желчный пузырь; 15-17- клоака; 18-жабры; 19- кювьеров проток

Рисунок 7 - Топография органов пищеварения у костистой рыбы

## 6.2 Экспериментальная часть

**Задание №1:** провести сравнительный анализ пищеварительной системы мирных и хищных рыб

**Материалы и оборудование:** щука, карась (свежая или фиксированная), ванночка, скальпель, пинцет, ножницы, препарировальные иглы — 2 шт, булавки — 10—15 шт, вата гигроскопическая, марлевые салфетки — 1—2 шт.

### Ход работы:

1. Произвести вскрытие; рассмотреть строение пищеварительной системы рыб.
2. Установить анатомическое расположение пищеварительной системы рыб.
3. Установить тип пищеварительной системы у рыб

4. Выявить особенности пищеварительной системы
5. Установить к какому типу пищеварения относятся данные виды рыб

6. Произвести измерение длины кишечника, установить его соотношение с длинной тела рыб

**Форма отчетности:** представить тетрадь с описанием пищеварительной системы рыб, весовыми характеристиками.

**Задание №2:** Провести наблюдение за работой мерцательного эпителия и изолированного желудочка у лягушки.

Передвижение пищи по пищеварительным путям происходит благодаря перистальтическим движениям. У некоторых низших позвоночных в этом участвуют также мерцательный эпителий.

**Материал и оборудование:** лягушка, препаровальный набор, физраствор, чашка Петри, блестки.

#### **Ход работы:**

*Работа мерцательного эпителия у лягушки.* У лягушки вскрывают брюшную и грудную полость и удаляют внутренности, закрывающие доступ к кишечнику. Затем вырезают пищевод и вскрывают его продольным разрезом. Концы пищевода прикрепляют булавками к парафиновой пластинке слизистой оболочки вверх. Увлажняют слизистую физиологическим раствором. Насыпают на верхний отдел пищевода блёстки.

Через некоторое время все блёстки собираются на конце пищевода у желудка.

*Движение изолированного кишечника.* Кишечник лягушки вырезают на всём его протяжении, начиная от желудка и вплоть до анального конца. Помещают в чашечку с физиологическим раствором и наблюдают движения. Можно видеть медленное изменение формы петель, образование сужений и медленные движения перистальтического типа.

**Форма отчетности:** представить тетрадь с результатами наблюдений.

### **Вопросы для самопроверки:**

1. Что такое процесс пищеварения?
2. Каково значение работ И.П.Павлова для изучения пищеварения?
3. Особенности пищеварения в желудке.
4. Какова функция поджелудочной железы как железы внешней секреции?
5. Особенности пищеварения в кишечнике.
6. В чем заключается моторная функция желудочно-кишечного тракта?

**Задание № 3.** Провести исследование ферментативной активности поджелудочного сока. Убедиться, что поджелудочный сок обладает протеолитической, амилолитической и липолитической активностью

В соке поджелудочной железы содержатся ферменты протеолитические (трипсин, химотрипсин панкреатопептидаза Е, или эластаза, карбоксипептидаза, каликреин, дезоксирибонуклеаза, рибонуклеаза и др.), амилолитические (амилаза, глюкозидаза, фруктофуруонидаза, галактозидаза) и липолитические (липаза, фосфолипаза). Протеолитические ферменты синтезируются в виде неактивных предшественников (зимогенов), которые в кишечнике превращаются в активные формы. Другие ферменты синтезируются в поджелудочной железе в активной форме, причем для проявления этих свойств требуется наличие эффекторов, находящихся в двенадцатиперстной кишке.

**Материалы и оборудование:** поджелудочный сок (панкреатин - 1 г растворяют в 250 мл 0,3 %-ного раствора  $\text{NaHC}_0_3$ ), спиртовка, штатив с пробирками, бюретки, желчь, фибрин, крахмал вареный и сырой, масло растительное, фенолфталеин, раствор люголя, бромную воду (4 %-ный раствор брома в воде), 0,01 н. раствор  $\text{NaOH}$ , стеклограф.

### **Ход работы.**

1. Нумеруют 9 пробирок, в каждую наливают по 2 мл поджелудочного сока (если сок не подвергался действию кишечного сока, его активируют

добавлением к нему кишечного сока или соксоба слизистой оболочки кишечника).

2. В 1-ю пробирку опускают кусочек фибрина/
3. Во 2-й сок кипятят, охлаждают и опускают в него также кусочек фибринна/
4. В 3-й поджелудочный сок подкисляют соляной кислотой и добавляют кусочек фибринна.
5. В 4-ю добавляют 2 мл вареного крахмала.
6. В 5-ю — 150 мг сырого крахмала.
7. В 6-й пробирке сок кипятят, охлаждают и добавляют 2 мл вареного крахмала.
8. В 7-ю вводят 0,3 мл желчи и 2 мл растительного масла.
9. В 8-ю — 2 мл растительного масла;
10. В 9-й пробирке сок I кипятят и добавляют 0,3 мл желчи и 2 мл растительного масла. При кипячении ферменты сока разрушаются.
11. Все пробирки помещают на 30 мин в термостат или водяную баню при температуре 38—40 °С. По истечении этого времени пробирки извлекают, охлаждают, а затем проводят реакции с содержимым пробирок на наличие в них продуктов гидролиза;
12. В 1-ю, 2-ю и 3-ю пробирки добавляют бромную воду, которая в присутствии аминокислот (триптофана) приобретает красновато-фиолетовый цвет; отсутствие окрашивания указывает на то, что фибрин не переваривается.
13. В 4-ю, 5-ю и 6-ю пробирки добавляют по 1—2 капли раствора люголя и определяют присутствие крахмала (синее окрашивание).
14. Содержимое 7-й, 8-й и 9-й пробирок титруют 0,01 н. раствором NaOH в присутствии индикатора фенолфталеина и по количеству раствора, пошедшего на титрование каждой пробы, судят о липолитической активности поджелудочного сока.

Раствор NaOH нейтрализует продукты гидролиза — жирные кислоты; о завершении нейтрализации судят по появлению розового окрашивания, которое дает фенолфталеин.

**Отчет о работе:** делают заключение о ферментативной активности поджелудочного сока, об условиях, в которых проявляют свое действие ферменты на белки, углеводы и жиры.

**Вопросы для самопроверки:**

1. Какие ферменты содержатся в желудочном соке, и на какие составные части пищи они действуют?
2. Какое значение имеет соляная кислота желудочного сока?
3. Каково строение поджелудочной железы у рыб?
4. Какие ферменты содержатся в соке поджелудочной железы?

## **7 Лабораторная работа №7. Изучение дыхания позвоночных животных**

**Цель работы:** Изучить строение и работа жабр. Механизм жаберного дыхания. Действия нагревания воды на дыхательные движения рыб. Изучить систему дыхания позвоночных животных.

### **7.1 Теоретические сведения**

За исключением некоторых амфибий, все позвоночные обладают специализированными органами дыхания. Общий принцип функционирования респираторных систем заключается в создании динамического контакта крови с газовой средой, в сочетании кровотока в сосудах органов дыхания (их перфузии) с прокачиванием через эти органы воды или воздуха (их вентиляции). Исключение составляет кожное дыхание амфибий, которое не требует особого вентилирующего аппарата.

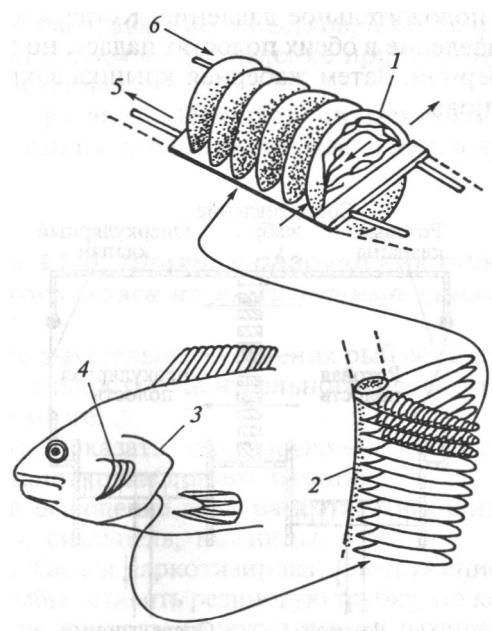
Разные классы позвоночных животных имеют следующие типы дыхания: жаберное, кишечное, кожное, легочное.

*Жаберное дыхание.* Жабрами называют различного рода дыхательные придатки с хорошо развитой сетью сосудов, предназначенные для дыхания в воде, хотя иногда они могут быть модифицированы для дыхания в воздухе, как, например, у сухопутных крабов. Эффективная работа жабр возможна лишь при непрерывном перемещении и обновлении воды над их поверхностью. Если жабра будет извлекать кислород из совершенно неподвижной воды, то в пограничном смежном с жаброй слое воды кислорода скоро не останется. Существуют различные приспособления для создания тока воды над поверхностью жабр: движения самих жабр, движения тела животного, движения ресничек, механические устройства наподобие насосов и др.

Движение жабры в воде в силу ее большой упругости малоэкономично и возможно только для небольших организмов. Таким образом вентилируют жабры некоторые водные личинки и нимфы насекомых, например личинки поденок. Эффективному газообмену у них способствуют колебания жаберных лепестков, обеспечивающие ток воды вдоль поверхности тела. При снижении содержания кислорода в воде движения жаберных лепестков учащается.

У рыб жабры заключены в жаберную полость, которая обеспечивает их защиту и позволяет воде обтекать жаберную поверхность наиболее эффективно. Основной задачей жабр является увеличение дыхательной поверхности, обеспечивающее быстрый обмен газов между кровью и окружающей водной средой. Жабры расположены на пяти парах костных жаберных дуг. От задних краев жаберных дуг отходят многочисленные хрящевые лучи, которые поддерживают межжаберные перегородки. На межжаберных перегородках параллельными рядами расположены жаберные пластинки (рисунок 8). Их концы свешиваются в жаберные полости. Такая компактная «упаковка» позволяет максимально эффективно разместить

жаберные лепестки внутри жаберной полости, обеспечивает оптимальное извлечение растворенного в воде кислорода.



1 - жаберная пластиинка; 2 — одна жаберная дуга; 3 — жаберная крышка; 4 — жаберные дуги; 5 — вена; 6 — артерия

Рисунок 8 - Жабры рыб

## 7.2 Экспериментальная часть

**Задача №1.** Изучить механизм жаберного дыхания у рыбы. Убедиться, что механизм тока воды через жабры основан на принципе всасывающего насоса.

Для того чтобы прогонять воду через жабры, костистые рыбы используют комбинированные движения (открывание — закрывание) ротовой полости и жаберных крышечек при участии соответствующих клапанов для контроля потока. Жабры находятся между двумя насосами. Один из них — ротовой насос, связанный с мускулатурой дна ротовой полости, другой — жаберный, или оперкулярный, насос, действующий за счет движения жаберной крышки (рисунок 9). В начале цикла рот открыт и в обеих полостях существует небольшое отрицательное давление. Когда рот закрывается, давление в ротовой полости становится положительным и вода

идет через жабры. Однако в жаберной полости тоже возникает небольшое положительное давление. Когда жаберная крышка открывается, давление в обеих полостях падает, но в ротовой раньше, чем в жаберной. Затем жаберная крышка закрывается, и рот открывается вновь.

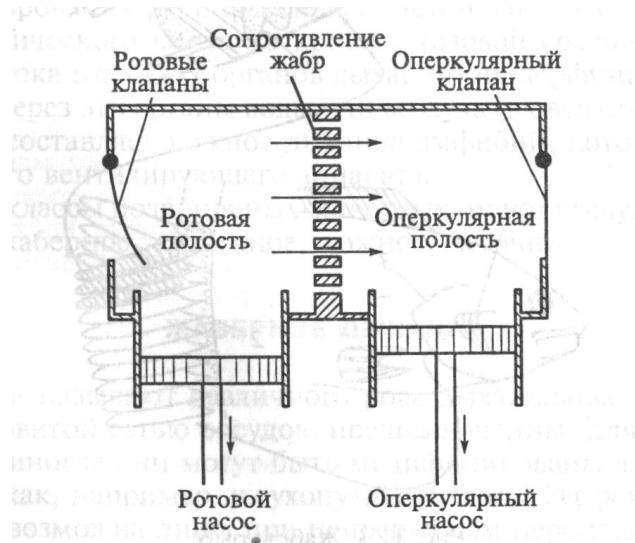


Рисунок 9 - Схема комбинированного действия насосов ротовой полости и жаберных крышек

**Материалы и оборудование:** стеклянная ванна, длинная пипетка с резиновым баллоном. В эксперименте используется рыба небольшого размера, например карась.

**Ход работы.** Рыбу поместить в стеклянную ванну. Длинной пипеткой, снабженной резиновым баллоном, подвести к ее рту какую-нибудь взвесь, например растертый древесный уголь. В этом случае задача сводится к тому, чтобы проследить за движениями рта и жаберных крышок и отметить вхождение взвеси в ротовое отверстие при вдохе и выбрасывание ее в форме облачков из-под жаберных крышек при выдохе. Затем, вставив в ротовую полость отрезок резиновой трубки или специальную пружинную распорку, не дать рыбке закрывать рот. Наблюдая теперь движение взвеси во время дыхания рыбы, убедиться в том, что при выдохе ритмические выбрасывания воды из-под жаберных крышек сохранились и не наблюдается никакого обратного выбрасывания воды через открытое отверстие рта. Клапанную роль жаберных лепестков в дыхательных продвижениях воды проще всего показать следующим образом. У мертвотой рыбы вырезать жаберные дуги

одной стороны так, чтобы они оставались в естественном соединении. Передвигая такой препарат в воде вперед и назад, можно заметить спадение и расправление лепестков, а также ощутить неодинаковое в связи с этим сопротивление при противоположно направленных движениях.

**Отчет о работе:** Отметить, что механизм тока воды через жабры основан на принципе всасывающего, а не нагнетательного насоса.

**Вопросы для самопроверки:**

1. Механизм дыхания у рыб
2. Особенности кожного и воздушного дыхания

**Задание №2:** Изучить влияние разрушения половины продолговатого мозга на дыхательные движения карася

Ритмические дыхательные движения рыб обеспечиваются рефлекторной деятельностью центрального нервного механизма в продолговатом мозге.

**Материалы и оборудование:** Стеклянная ванна, резиновая трубка, скальпель, ножницы, вазелин.

**Ход работы.** Карася наркотизировать погружением в 10%-й алкоголь. В рот рыбы вставить резиновую трубку, по которой подается непрерывный ток воды (искусственное дыхание). Затем рыбу вынуть из воды. Действуя сначала скальпелем, а затем ножницами, быстро удалить заднюю треть лобной кости, кзади от линии, соединяющей задние края глазниц, а также теменную и верхнезатылочную кости. На открытом таким образом продолговатом мозге глазным скальпелем провести три разреза, ограничивающим половину его от соседних частей: от спинного мозга, симметричной половины продолговатого мозга и расположенных к переди частей мозжечка и среднего мозга. Прикрыв обнаженные части мозга маленьким ватным тампоном, смоченным в 0,65%-й NaCl, и заполнив все остающееся пространство очищенным вазелином, опустить рыбу в аквариум.

**Отчет о работе.** Отметить, что в результате произведенного разрушения жаберная крышка оперированной стороны бездействует.

**Задание №3.** Определить действие нагревания воды на дыхательные движения рыбы.

Водная дыхательная среда в отличие от воздушной не обладает постоянным содержанием кислорода, так как растворимость кислорода в воде сильно меняется в зависимости от температуры. Изменения жаберного дыхания при изменении температуры воды зависят главным образом от этого обстоятельства, хотя имеют значение также температурные колебания кислородной емкости и интенсивности обмена веществ.

Частоту и интенсивность дыхания следует учитывать по подсчету дыхательных движений в минуту.

**Материалы и оборудование:** Ванна с водопроводной водой, хирургическая игла с нитью, секундомер, термометр и специальный станок для фиксации рыбы. В качестве экспериментального объекта используется небольшую костистую рыбку, например карася.

**Ход работы:**

Рыбу можно зафиксировать в специальном станке в брюшном или спинном положении (рисунок 10). Две пары слегка пружинящих металлических полос, вбитых в деревянную подставку охватывают туловище в передней и задней его части; кольцо или стеклянная воронка препятствует продвижению вперед. Станок с фиксированной на нем рыбой поместить в ванну с водой.

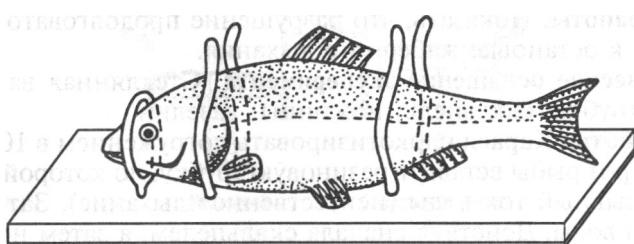


Рисунок 10 - Станок для фиксации рыб

## **Ход работы:**

1. Опыт начинать с температуры 5 —10 °С, для чего в ванну положить куски льда. Зарегистрировать несколько дыхательных движений в минуту. Доливая теплую воду, повысить температуру и повторить запись дыхания при увеличении температуры на каждые 5 °С. Нагревание прекратить при достижении температуры воды 25 — 30 °С. Остановка дыхания в пределах этих температур указывает на чрезмерно быстрое нагревание. Подсчитать по записям частоту дыхания при разных температурах и сопоставить эти показатели с содержанием в воде кислорода.

2. Помещают двух рыбок в банку с водой, имеющих комнатную температуру. Когда рыбки успокоятся, посчитывают количество дыхательных движений, производимых рыбками за минуту.

3. Затем одну рыбку осторожно переносят в банку с водой температурой около 25 °С, а другую во вторую банку с водой температурой 8-10 °С. Через некоторое время подсчитывают количество дыхательных движений у рыбок. Зафиксированное заносят в протокол.

**Отчет о работе.** В тетради представить табличные данные об изменении параметров дыхательных движений по мере повышения температуры.

**Задание №4.** Изучить безусловный и условный дыхательные рефлексы у карася

Естественными раздражителями среды, вызывающими безусловные дыхательные рефлексы рыб, служат механические раздражения кожи, жабр, слизистой оболочки носовой и ротовой полостей, изменение притока воды к жабрам, температурные колебания воды, изменение ее pH и солености. Вызываемые ими рефлексы могут связываться со световыми, звуковыми, обонятельными и иными сигналами. Временные связи у рыб вырабатываются довольно быстро, но не отличаются большой стойкостью.

**Цель работы.** Продемонстрировать безусловные и условные дыхательные рефлексы.

**Материалы и оборудование:** ванна с водой, проточный аквариум небольшого размера, хирургическая игла с нитью, самописец для записи дыхания, термометр и специальный станок для фиксации рыбы, аммиак, стеклянная палочка.

**Ход работы:**

*Безусловные дыхательные рефлексы.* Дыхание рыбы зарегистрировать с помощью учета дыхательных движений в норме за минуту, как в предыдущей работе. Параллельно с дыханием зарегистрировать время. Зарегистрировать движения жаберной крышки при действии разных раздражителей. Нанести механические раздражения прикосновением стеклянной палочки к голове, туловищу и хвосту.

Обонятельные рецепторы раздражать сначала запахом пищи, аммиаком. Для этого кусочек хлеба или ватку, смоченную 5 % раствором аммиака, заложить в стеклянную трубку, погруженную в воду, и выдвинуть ее стеклянной палочкой к голове животного. Слуховые рецепторы можно раздражать звуком, возникющим при ударах по деревянной дощечке. Температурным раздражителем служит вода, нагретая до 20 — 25 °C; ее подводят к голове через стеклянную трубку. Дыхательные рефлексы с рецепторов глаз можно вызвать включением электрической лампочки, находящейся перед животным.

*Условный дыхательный рефлекс.* Для работы необходим проточный аквариум небольшого размера, чтобы воду можно было сменить за короткое время, не создавая, однако, механического раздражающего быстрого течения воды. Входное отверстие для него должно располагаться у дна; несколько большее по пропускной способности выходное отверстие — в верхней части аквариума. Тройник и краны, поставленные у входа, обеспечивают смену температуры воды, доставляемой в аквариум из больших баллонов. Не

следует использовать большую разность температур, так как быстрая их смена ведет к тепловому шоку. Вполне достаточна разница в 5 °С.

При выполнении работы безусловным раздражителем является повышение температуры воды. Необходимо предварительно убедиться в том, что одно только движение сменяемой воды (той же температуры) не вызывает изменений и частоте дыхательного движения. Сочетания безусловного раздражителя и условного сигнала произвести в течение 3 — 5 мин. Затем подогретую воду заменить водой комнатной температуры. Если в день применять 5 — 6 сочетаний (с 15 — 20-минутными интервалами), то для выработки условного рефлекса потребуется несколько дней. Следует подсчитывать число дыхательных движений рта и время сочетаний безусловного и условного раздражителей в паузах между ними.

Для обнаружения условного рефлекса необходимо включить свет и начать смену аквариумной воды на воду той же (комнатной) температуры. Для каждого протекших 30 с подсчитать число ротовых дыхательных движений. Подсчет начинать за 0,5 мин до смены воды и продолжать его на протяжении последующих 3 — 5 мин.

### **Отчет о работе.**

1. Записать рефлекторные ответы на перечисленные раздражители и проанализировать вызванные ими изменения дыхания.
2. Построить график изменения частоты дыхания в ответ на действие условного раздражителя.
3. Отметить разнообразие сигналов, вызывающих безусловный рефлекс. Обратить внимание на скорость и прочность выработки условного рефлекса.

### **Вопросы для самопроверки:**

1. В чем отличие условного и безусловного дыхательного рефлексов?
2. Механизм влияния температуры на частоту жаберного дыхания?

## **8 Лабораторная работа №8. Физиология сердца и кровообращения. Методики изучения**

**Цель работы** — ознакомление с работой сердца при влиянии различных факторов.

### **8.1 Теоретические сведения**

#### **8.1.1 Кровеносная система и сердце рыб**

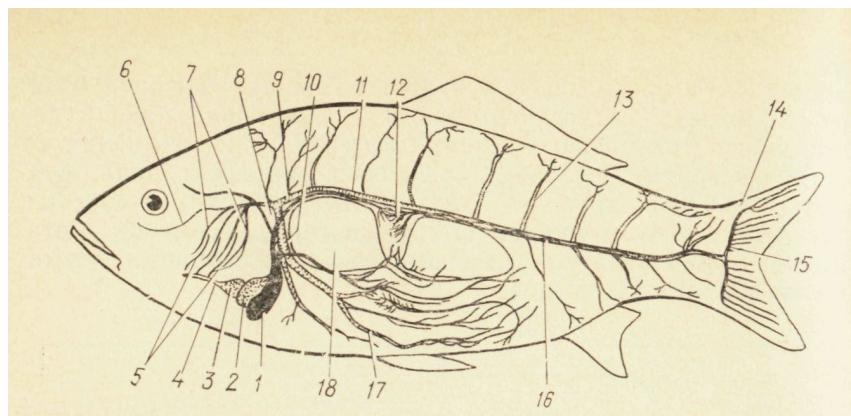
Центральным органом кровообращения у рыб является сердце. Сосуды, идущие к сердцу, называются венами, а сосуды, идущие от сердца, — артериями. Самая крупная артерия называется аортой. У рыб имеется брюшная аорта, несущая кровь от сердца к жабрам, и спинная аорта, несущая кровь от жабр к остальным органам тела (рисунок 11). Сердце рыбы представляет собой состоящий из нескольких камер перистальтический насос, который всасывает венозную кровь и нагнетает ее в артериальную систему. Переходом между сердцем и артериальной системой является артериальный конус у хрящевых или артериальная луковица у костистых рыб. Переходом между венозной системой и сердцем является венозный синус. Артериальный конус, или луковица аорты, переходит в артериальный ствол, являющийся начальной частью брюшной аорты. Затем кровь идет в жабры по парным приносящим жаберным артериям. В жабрах они распадаются на более мелкие сосуды и затем на капилляры, которые, собираясь, образуют выносящие жаберные артерии. У костистых рыб в каждой жаберной дуге имеется одна приносящая и одна выносящая жаберная артерия, у хрящевых и двоякодышащих — одна приносящая и две выносящие. Выносящие жаберные артерии, сливаясь, образуют два корня аорт. Последние, соединяясь спереди и сзади, формируют головной круг, от которого спереди отходят артерии, питающие голову, — сонные артерии, а

сзади — спинная аорта. Мышцу сердца питает собственный сосуд, являющийся ответвлением выносящих сосудов.

Спинная аорта проходит под позвоночником и дает веточки к различным органам и к мускулатуре туловища и плавников: подключичную, питающую грудные плавники; брыжеечную — к желудку и кишечнику, печени, почкам, половым органам; подвздошную — к брюшным плавникам. В хвостовой части спинная аорта переходит в хвостовую артерию. В дальнейшем артерии разветвляются до капилляров, которые, проходя через соответствующие органы, собираются в вены.

Парные передние кардиальные вены собирают кровь от головы, задние кардиальные вены собирают венозную кровь от туловища. Вены, отходящие от желудочно-кишечного тракта, плавательного пузыря, селезенки, образуют воротную вену печени, которая в печени распадается на венозные капилляры; из последних формируются две печеночные вены. Брюшные вены собирают кровь от брюшной стенки. Передние и задние кардиальные, брюшные, печеночные вены впадают в кюзьевы протоки, последние несут кровь в венозный синус, который сообщается с предсердием. У черноморской собачки венозного синуса нет, кюзьевы протоки впадают прямо в предсердие.

У рыб один круг кровообращения. Кровь проходит через две системы капилляров: жаберную, в которой происходит аэрация крови и очищение ее от метаболитов, и систему капилляров в снабжаемых кровью органах, где она осуществляет свои питательные, дыхательные, регуляторные функции.



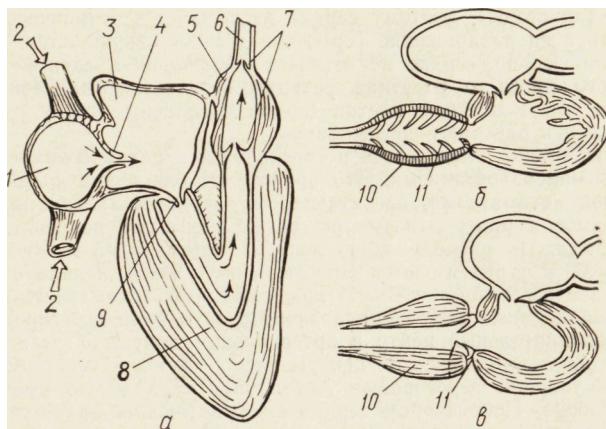
1 — венозный синус; 2 — предсердие; 3 — желудочек; 4 — брюшная аорта; 5 — приносящие жаберные артерии; 6 — мандибулярная артерия; 7 — выносящие жаберные артерии; 8 — подключичная артерия; .9 — задняя кардиальная вена; 10 — чревная артерия; 11 — 1 спинная аорта; 12 — печеночная воротная вена; 13 — сегментарная артерия; 14 — хвостовая артерия; 15 — вена хвостового плавника; 16 — хвостовая вена; 17 — кишечная артерия; 18 — плавательный пузырь

Рисунок 11 - Кровеносная система карпа

Сердце у рыб имеет относительно небольшие размеры. Оно, как правило, меньше 1 % массы тела: у карпа в среднем 0,11 %, у пеламиды и тунцов 0,3 %, однако имеются исключения — у летучей рыбы до 2,5 %, у акуловых 0,6—2,2 %. Несмотря на относительно малые размеры, сердце выполняет работу по продвижению крови через две, а местами и через три капиллярные сети. В этом сердцу помогает ряд вспомогательных механизмов. У хрящевых рыб перикардиальная сумка жесткая, поэтому при сокращении сердца в полости перикарда образуется отрицательное давление, что способствует засасыванию крови в сердце из венозного синуса. На изменение давления в полости перикарда также влияет движение дыхательной мускулатуры. Продвижению крови по венам по направлению к сердцу способствует и сокращение мышц туловища. У рыб общее количество крови меньше, чем у млекопитающих, и, следовательно, тратится меньше усилий для ее продвижения. Кроме того, рыбы находятся в горизонтальном положении, поэтому кровь не должна подниматься на большую высоту.

Сердце рыб (рисунок 12) состоит из четырех отделов: венозного синуса или пазухи, где собирается венозная кровь; предсердия; желудочка и

луковицы аорты у костистых или артериального конуса у хрящевых, двоякодышащих и осетровых рыб. Артериальный конус акул является производным желудочка, стенка его снабжена поперечнополосатой мускулатурой, поэтому он способен к самостоятельным сокращениям. Луковица аорты костистых является расширением аорты, она не имеет поперечнополосатых волокон, поэтому этот отдел не обладает способностью к самостоятельным сокращениям. Стенка луковицы эластична, внутренняя ее поверхность имеет губчатое строение, благодаря чему смягчаются пульсовые удары и достигается равномерный ток крови. Стенка сердца состоит из трех слоев: внутреннего — эндокарда, среднего — миокарда и наружного — эпикарда.



а — треска; б — акула; в — форель; 1 — венозный синус; 2 — впадение кювьеровых протоков; 3 — предсердие, или атриум; 4 — синусный канал; 5 — артериальный конус; 6 — аорта; 7 — полулунные каналы; 8 — желудочек, или вентрикулюс; 9 — атриовентрикулярный клапан; 10 — луковица аорты; 11 — клапаны луковицы аорты

Рисунок 12 - Сердце рыбы

Эндокард представлен соединительной тканью, которая содержит коллаген, эластические и гладкомышечные волокна. Здесь проходят сосуды и нервы. Изнутри он покрыт клетками эндотелия. Миокард представлен поперечнополосатыми мышечными клетками — миоцитами. С внутренней поверхности сердца мышечный слой образует своеобразные перекладины — трабекулы, покрытые эндокардом. Эпикард состоит из соединительной ткани, он плотно прилегает к миокарду.

Снаружи сердце покрыто соединительнотканной оболочкой — перикардом. У миног, хрящевых и двоякодышащих рыб перикард представлен упругой хрящевой тканью. Между перикардом и эпикардом образуется щель — полость перикарда, здесь содержится небольшое количество серозной жидкости, которая уменьшает трение во время работы сердца. У миксин, селяхий, химер и осетровых полость перикарда сообщается 1 — 2 каналами с полостью тела. Между отделами сердца имеются клапаны. У костистых рыб и поперечноротых между желудочком и луковицей два полуулунных клапана, у рыбы-луны — 5, у амии — 4, у многопера — 6, у хрящевых рыб может быть несколько рядов этих клапанов, у двоякодышащих рыб они отсутствуют. Клапаны направляют течение крови в одну сторону и предотвращают движение ее в другую.

Сердечной мышце присущи возбудимость, сократимость, проводимость и автоматизм. Возбудимость сердечной мышцы значительно ниже, чем скелетной. Мышцы сердца имеют большую абсолютную рефрактерную фазу, т.е. период невозбудимости после раздражения велик. Так, для сердца угря он составляет 0,15 с, тогда как для икроножной мышцы лягушки всего 0,0025 с. Сердечная мышца невозбудима в период сокращения (систолы) и в ходе расслабления (диастолы), поэтому сердце неспособно к тетаническим сокращениям. В ответ на раздражение сердечная мышца сокращается. Если раздражение подпороговое, сердце не отвечает сокращением, если раздражение выше некоторого порога, то ответная реакция будет максимальной. Это обусловлено тем, что мышечные клетки сердца соединены между собой вставочными дисками и работают согласованно.

Автоматизм сердца выражается в способности к ритмическим сокращениям при извлечении из организма. Это происходит благодаря наличию специальных центров автоматизма, представленных нервыми клетками, расположенными в самом сердце. Эти центры также называют водителями ритма, или пенсионерами. По расположению центров

автоматизма можно выделить три группы рыб. У угрей имеются синусный, в ушковом канале и атриовентрикулярный центры автоматизма. У хрящевых рыб автоматические центры расположены в венозном синусе, на атриовентрикулярной перегородке, и еще существует дополнительный центр в артериальном конусе. У всех костистых рыб, кроме угрей, автоматические центры расположены в ушковом канале и в атриовентрикулярной перегородке. Автоматизм сердца рыб имеет миогенное происхождение. Пейсмекером сердца млекопитающих является синусный узел, у рыб он не имеет строгой локализации. У эмбрионов рыб сердце начинает сокращаться раньше, чем в него врастают нервные клетки. У эмбриона катрана сердцебиения начинаются при длине тела 5 мм, а нервные ганглии образуются при длине тела 13 мм.

## **8.2 Экспериментальная часть**

### **Задание№1:**

1. Овладеть методикой приготовления препарата сердечной мышцы.
2. Изучить движение крови по сосудам
3. Изучить методику определения веществ на изолированное сердце лягушки
4. Изучить физиологию и автоматию сердца.

**Материалы и оборудование:** лягушка, препаровальная дощечка, препаровальная игла, ножницы, нитка.

### **Ход работы:**

**1. Методика обнажения сердца.** У лягушки разрушают спинной мозг (рисунок 13). Для этой цели туловище и задние лапки лягушки завертывают в полотенце, отгибают голову слегка вверх, чтобы была видна граница между черепом и первым позвонком, и вводят в этом месте препаровальную иглу в

спинномозговой канал. Концом иглы делают кругообразные движения, чтобы лучше разрушить спинной мозг.



1. – блуждающий нерв; 2 – подъязычный нерв; 3 – языкоглоточный нерв; 4 – сонная артерия

Рисунок 13 - Препаровка блуждающего нерва

Лягушку кладут вверх брюшком на препаровальную дощечку, захватывают пинцетом кожу и удаляют ее от середины туловища до нижней челюсти. Затем приподнимают пинцетом ниже грудины тонкую мышечную стенку живота, подрезают ножницами и, вставив конец ножниц в разрез, осторожно, оттягивая мышечную стенку кверху и придав ножницам горизонтальное положение, делают разрез сбоку от грудины. Подведя конец ножниц под кости плечевого пояса, разрезают их.

Такой же разрез делают по другую сторону грудины. Образовавшийся мышечный лоскут отрезают. Сердце, лежащее в сердечной сорочке, обнажается. Приподняв пинцетом сорочку, подрезают ее кругом сердца. Подведя под сердце, по границе предсердий и желудочков, конец пинцета и приподняв сердце, подрезают узкую связочку (так называемую «уздечку сердца»), соединяющую сердце с задней стенкой сорочки.

**2. Методика приготовления изолированного сердца лягушки.** У лягушки разрушают спинной мозг и обнажают сердце так, как описано в предыдущем опыте. Приподнимают сердце концом пинцета и под узелочку сердца подводят нитку. Перевязывают узелочку и подстригают ее у места прикрепления к сорочке. За конец нитки, привязанной к узелочке, оттягивают верхушку сердца. В месте перехода вен в венозный синус делают надрез и вставляют в него короткую, но довольно широкую канюлю. Хирургической иглой с ниткой осторожно, чтобы не повредить вены, прокалывают ткани вокруг венозного синуса и протягивают нитку. Нитку крепко завязывают вокруг канюли.

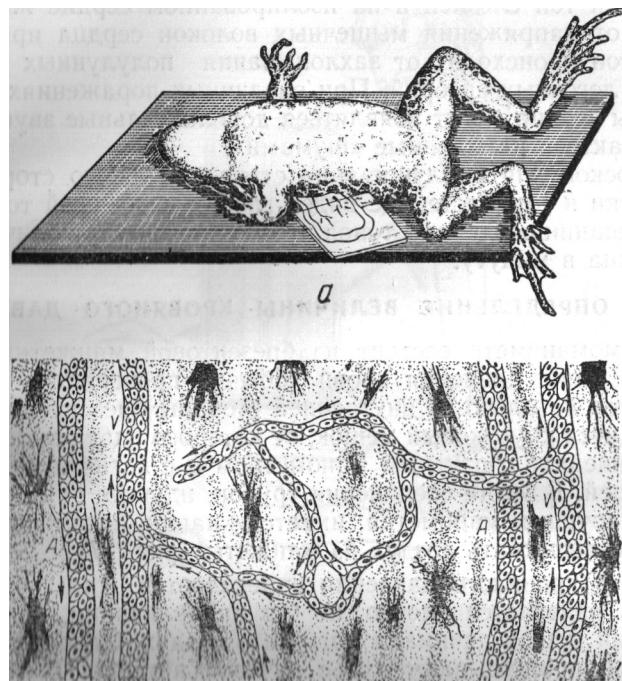
После этого нитку, подтягивающую узелочку сердца, отпускают и перевязывают одну ветвь аорты вблизи разветвления. Во второй ветви аорты делают ножницами надрез и вводят в него канюлю соответственного диаметра. Аортальную канюлю присоединяют резиновой трубочкой к изогнутой дугообразно стеклянной трубочке, укрепленной в фанерной дощечке.

Венозную канюлю присоединяют к нижнему отростку широкой трубки, укрепленной в той же дощечке под концом изогнутой трубочки. Фанерную дощечку помещают на края химического стаканчика. Наливают в широкую трубку раствор Рингера. Раствор поступает сначала в сердце, потом в изогнутую трубочку. При каждой систоле сердца жидкость будет поступать каплями или струйкой из узкой трубочки в широкую.

**3. Наблюдения за кровообращением в капиллярах.** В спинной лимфатический мешок лягушке вводят 0,3—0,4 мл 0,1%-ного раствора куараре. Через несколько минут, когда лягушка станет неподвижной, ее кладут вверх брюшком, делают сбоку брюшной стенки разрез длиной 1,5 см и извлекают петлю кишki.

Лягушку затем помещают на пробковую или парафиновую дощечку с отверстием. Петлю кишki располагают таким образом, чтобы брыжейка находилась над отверстием в дощечке. Прикрепляют кишку к краям

отверстия булавками. Брыжейка во время наблюдения увлажняется рингеровским раствором. Рассматривают брыжейку под малым увеличением микроскопа (рисунок 14).



6

а - на брыжейке; б — на хвостовом плавнике плотвы, А— артерии; В—вены.

Рисунок 14 - Наблюдения за кровообращением под микроскопом:

При наблюдении отмечают скорость тока в артериолах, венулах и капиллярах и местах разветвлений артериол и в капиллярах можно видеть как красные кровяные тельца, наталкиваясь на препятствия, могут изменять свою форму.

Особенно красива картина кровообращения при просмотре под бинокулярным микроскопом.

Кровообращение в капиллярах можно также наблюдать на хвостовом плавнике рыб. Для этой цели наиболее пригодна плотва. Плавник помещается над отверстием парафиновой пластинки и прикрепляется булавками. Наблюдение производится так, как описано выше.

**Форма отчетности:** в тетради представить результаты наблюдений скорости тока в артериолах, венулах и капиллярах и местах разветвлений

артериол и в капиллярах можно видеть как красные кровяные тельца, наталкиваясь на препятствия, могут изменять свою форму.

**Задание №2.** Изучить влияние физических и химических факторов на работу сердца.

**Материалы и оборудование:** лягушка, рингеровский раствор, физиологический раствор, 0,1% р-р хлористый кальций, 0,1%-ный раствор адреналина.

**Ход работы:**

**1. Влияние температуры на сокращения изолированного сердца.**

Разрушают спинной мозг и обнажают сердце у лягушки, как и предыдущих опытах. Уздачку сердца перевязывают. Конец у (уздачки, прикрепляющейся к задней стенке сердечной сорочки, отрезают. Затем подтягивают сердце за нитку, прикрепленную к уздачке, осторожно перерезают вены, подходящие к сердцу, и дуги аорт.

Изолированное сердце переносят сначала в чашечку с рингеровским раствором комнатной температуры и подсчитывают количество сокращений в минуту. Затем определяют таким же образом количество сердцебиений в охлажденном (до 3—5 °C) рингеровском растворе и подогретом до 35°C.

Количество сокращений сердца значительно возрастает в нагретом растворе и уменьшается в охлажденном.

**2. Влияние солей калия и кальция на деятельность изолированного сердца.** Изолированное сердце лягушки переносят в физиологический раствор (65 % NaCl), к которому прибавлен 0,1 % хлористого кальция, и желудочка. Можно видеть, что в подобном растворе сила каждого сокращения сердца все увеличивается и, наоборот, расслабление, становится менее выраженным. Наконец сердце останавливается в сокращенном состоянии (в стадии систолы).

Подобный же опыт проводят, опуская сердце в физиологический раствор с прибавлением, вместо кальция, 0,1 % хлористого кальция. В этом

случае сердце уменьшает силу сокращений и останавливается в расслабленном состоянии (в стадии диастолы).

Если же опять перенести сердце в раствор Рингера, то и в том и другом случае остановившееся сердце начинает через некоторое время сокращаться.

Этот опыт показывает, что кальций вызывает усиление систолы, а калий усиление диастолы сердца.

**3. Действие адреналина на работу сердца.** Адреналин действует на сердце так же, как симпатический нерв.

Помещают изолированное сердце лягушки в чашечку с 5 мл раствора Рингера. Подсчитывают число сердцебиений в минуту. Затем добавляют в чашечку, где находится сердце, 2—3 капли 0,1%-ного раствора адреналина. Сердце начинает сокращаться учащенно.

**Форма отчетности:** в тетради представить результаты исследований о влиянии физических и химических факторов на работу сердца.

#### **Вопросы для самопроверки:**

1. Назовите основные отделы сердца.
2. Механизм сократимости
3. Какие химические вещества оказывают влияние на работу сердца?

**Задание №3.** Изучить, что такое теплоустойчивость. Каково практическое применение исследований теплоустойчивости мышечной ткани рыб.

По данным многих авторов, теплоустойчивость мышечной ткани для холоднокровных животных является видовым признаком (критерием вида) и не зависит от пола, возраста и окружающих условий. Где бы ни обитало животное, в северных или южных широтах, в тёплых или холодных водах, теплоустойчивость его мышечных тканей гомологична.

**Материал и оборудование:** лягушка, рыба, препаровальный набор, ЭСЛ-2, электроды, чашка Петри, раствор Рингера, спирт, 4 термоса, термометр, стеклянная палочка с резиновым кольцом, нитки.

### **Ход работы.**

Приготовляют препарат икроножной мышцы лягушки и подъязычной мышцы рыбы. Прикрепляют мышцы к резиновым кольцам на стеклянной палочке. На 3-5 мин препараты опускают в чашку Петри с холодным раствором Рингера. Раздражают мышцу индукционным током. Отмечают характер возбуждения (сильное, слабое). Затем мышцу опускают в раствор Рингера, нагретый до температуры 33, 34, 35, 36  $^{\circ}\text{C}$ . Температуру поддерживают с точностью до 0,2  $^{\circ}\text{C}$  путём подливания нагретого раствора.

Как только мышца опускается в раствор, отмечают время. Через 2 мин мышцу вынимают из раствора и раздражают индукционным током. Затем её снова помещают в термос. Наблюдения ведутся через 2 мин. Отмечается последнее сокращение мышцы - "последний блик" (еле заметное колебание волокон мышцы). Время от начала опыта и до конца его будет характеризовать теплоустойчивость мышцы для данной температуры.

**Форма отчетности:** после проведения серии экспериментов для каждой стандартной температуры и методом статистической обработки материала находится среднее значение теплоустойчивости. Данные опыта записываются в таблицу 8.1:

Таблица 8. 1

Температура, $^{\circ}\text{C}$	Время, мин.								
	2	4	6	8	10	12	14	16	18
33									
34									
35									
36									

### **Вопросы для самопроверки:**

1. С какой целью исследуется теплоустойчивость мышц рыбы?

**Задание №4.** Освоить методику определения группы крови. Определить группу крови.

На основании реакции агглютинации эритроцитов установлено, что кровь человека может быть одной из 4-х групп. Кровь различных групп отличается содержанием агглютининов и агглютиногенов. Агглютинины - склеивающие вещества, которые находятся в плазме. Агглютиногены - вещества, способные склеиваться, находятся в эритроцитах.

Имеются 2 вида агглютиногенов - А и В и соответственно 2 вида агглютининов -  $\alpha$  и  $\beta$ . Реакция агглютинации, т.е. склеивание эритроцитов в комочки, наступает лишь при смещении одноименных агглютиногенов и агглютининов, например А и  $\alpha$  или В и  $\beta$  (агглютинация - это не свертывание крови - выпадения фибрина в виде нерастворимых нитей).

При переливании крови учитывают прежде всего свойства эритроцитов донора, т.к. плазма вводится в малом количестве и, разводясь в крови реципиента, теряет свои агглютинирующие свойства. Но при переливании большого количества крови учитывают и агглютинины донора.

Группы крови определяют по свойствам эритроцитов, которые устанавливают с помощью стандартных сывороток, содержащих известные агглютинины.

**Материал и оборудование:** предметное стекло, стеклянные палочки, стандартные сыворотки I, II, III гр., игла франка, спирт, вата, йодная настойка.

**Ход работы:** На предметное стекло помещают на белую бумагу и наносят на него (не смешивая) по 1 капле стандартных сывороток I, II и III гр., содержащих соответственно агглютинины: I -  $\alpha$  и  $\beta$ ; II -  $\beta$ ; III -  $\alpha$ .

Затем, получив каплю крови из пальца, первой стеклянной палочкой переносят небольшое количество её в каплю сыворотки I гр., вторым чистым концом этой же палочки такое же количество крови переносят в сыворотку

II гр. При помощи стеклянной палочки 3-ю каплю переносят в сыворотку III гр. Тщательно перемешивают кровь в капле сыворотки палочкой до тех пор, пока смесь не примет равномерно розовый цвет. Реакция

агглютинации наступает через 1-5 минут. При наличии агглютинации капля становится прозрачной, а эритроциты склеиваются в виде комочеков. Группа крови устанавливается в зависимости от агглютинации.

1. Отсутствие агглютинации во всех 3-х каплях говорит об отсутствии агглютиногенов в эритроцитах исследуемой крови, и, следовательно, она принадлежит I-ой (0) группе.

2. Если агглютинация произошла с сыворотками I и III гр., содержащими соответственно агглютинины  $\alpha$  и  $\beta$  и  $\beta$ , то эритроциты крови содержат агглютиноген A и эта кровь принадлежит ко II (A) гр.

3. Если агглютинация произошла с сыворотками I и II гр., содержащими агглютинины  $\alpha$  и  $\beta$  и  $\beta$ , то эритроциты крови содержат агглютиноген B и эта кровь принадлежит к III (B) гр.

4. Наличие агглютинации во всех 3-х каплях говорит о присутствии в эритроцитах крови агглютиногенов как A, так и B и, следовательно, она принадлежит к IV (AB) гр.

**Форма отчетности:** в тетради описать методику определения группы крови.

**Вопросы для самопроверки:**

1. К какой группе принадлежит исследуемая вами кровь?
2. Каким реципиентам может быть перелита кровь этой группы?
3. Кровь какого донора можно перелить вам?
4. На каком принципе основана методика определения группы крови?
5. Если кровь донора I группы может быть перелита реципиенту с III группой крови, то почему нельзя сделать наоборот? (т.е. кровь III гр. перелить человеку с I гр.).

## 9 Лабораторная работа №9. Железы внутренней секреции

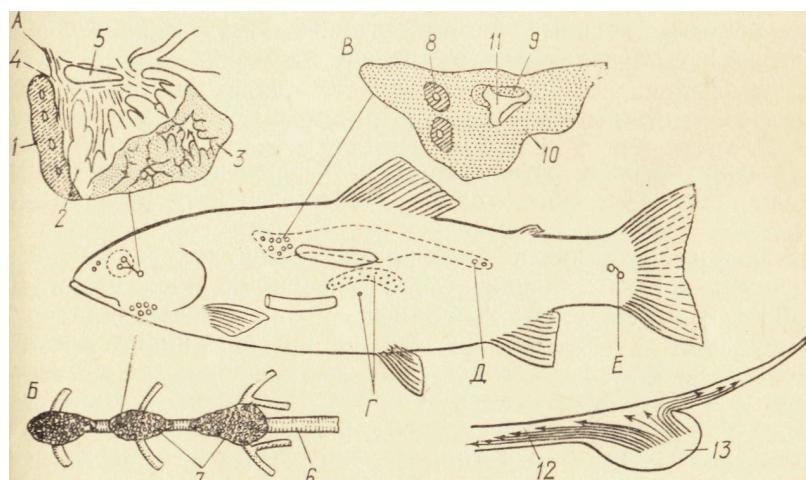
**Цель работы:** изучить действие химических факторов на системы организма

### 9.1 Теоретические сведения

#### 9.1.1 Железы внутренней секреции рыб (общая характеристика)

Железы внутренней секреции входят в гуморальную систему организма.

Железы внутренней секреции (рисунок 15) синтезируют гормоны (биологически активные вещества) и секретируют их в кровяное русло и другие биологические жидкости, где одни циркулируют вплоть до выведения из организма; другие доходят до своих мишеней, например пигментных клеток, гладких мышечных волокон, железистых тканей.



А — гипофиз; б — тиреоид; в — интерреналовая ткань; г — островковая ткань; д — тельца Станиуса; Е — урофиз; I — передняя доля аденогипофиза; 2 — средняя часть аденогипофиза; 3 — мезоаденогипофиз; 4 — нейрогипофиз; 5 — полость гипофиза; 6 — брюшная аорта; 7 — грудные фолликулы тиреоида; 8 — интерреналовая ткань; 9 — хромпифиновая ткань; 10 — лимфоидная ткань почки; 11 — вена; У — спинной мозг; 13 — урофиз.

Рисунок 15 - Эндокринные железы лосося

Секреторную информацию поставляют все без исключения клетки организма. Во внутреннюю среду поступает часть медиаторов нервных синапсов. Углекислота, выделяемая всеми клетками в процессе жизнедеятельности, стимулирует деятельность дыхательного центра мозга. Влияние на деятельность организма оказывают концентрации в крови сахара, молочной кислоты, аминокислот и других веществ. Исключительно важна роль гуморальной системы в адаптации рыб к изменениям внешней среды.

Сезонные циклы роста, размножения, миграций связаны с воздействием температуры, освещенности, динамики длины светового дня как непосредственно на железы внутренней секреции, так и через нервногуморальную иерархию. Например, весенное увеличение освещенности и постепенное увеличение светового дня непосредственно влияют на активность светочувствительной шишковидной железы (эпифиза), которая приводит в действие целую цепь секреторных механизмов, в результате чего повышается общая активность рыб, начинаются преднерестовые изменения в строении половых желез, появляются специфические изменения поведения.

Обезвоживание организма или повышение осмотического давления внутренней среды при переходе проходных рыб из пресной воды в соленую приводит к существенной перестройке ряда осморегуляторных систем организма через приведение в действие нескольких желез внутренней секреции.

## **9.2 Экспериментальная часть**

### **Задание №1. Действие адреналина на зрачок изолированного глаза лягушки**

#### **Материалы и оборудование:**

1. Биологический объект (рыба, лягушка, крыса)
2. Хирургический набор

3. Раствор Рингера
4. Раствор адреналина
5. Шприцы, вата

#### **Ход работы:**

Адреналин выделяется мозговой частью надпочечных желез. Он вызывает действие, подобное эффекту от возбуждения симпатических нервов почти во всех органах (исключение в этом отношении представляют лишь потовые железы и предстательная железа). Он вызывает, например, учащение и усиление сердечной деятельности, сужение сосудов, торможение движений кишечника, расширение зрачка глаза, концентрацию пигмента в меланофорах кожи низших позвоночных животных, повышение уровня сахара в крови.

Одной из наиболее чувствительных биологических реакций на его присутствие является расширение зрачка вырезанного глаза лягушки. У лягушки разрушают спинной мозг и вырезают оба глаза, удалив по возможности прилегающую к глазному яблоку соединительную ткань. Затем в две чашечки наливают по 5 мл раствора Рингера и в одну из них прибавляют 0,1 мл раствора (1 : 1000) адреналина. После этого в ту и другую чашечку погружают вырезанные глаза.

Через полчаса можно убедиться, что зрачок глаза, лежавшего в растворе с адреналином, сильно расширился в то время как в контрольной чашечке зрачок остался суженным. Эта реакция объясняется тем, что в радужной оболочке, окаймляющей зрачок, имеются два рода гладких мышц: кольцевые и радиальные. Зрачок суживается благодаря действию кольцевых мышц и расширяется вследствие сокращения радиальных. Радиальные мышцы иннервируются симпатическими нервами. Поэтому под действием адреналина, дифундирующего в глаз, происходит расширение зрачка.

## **Задание №2. Действие адреналина на пигментацию кожи рыб**

### **Материалы и оборудование: (см. задание №1).**

Под влиянием импульсов, идущих через симпатические нервы, в черных пигментных клетках рыб концентрируется пигмент. Рыба при этом бледнеет. То же происходит после введения в организм рыбы раствора адреналина.

Берут двух сеголетков карпа. Одному из них вводят шприцем в брюшную полость 0,2—0,3 мл раствора адреналина. Обеих рыбок помещают в затемненном месте. Через полчаса можно видеть, что рыбка, которой введен адреналин, сильно побледнела по сравнению с контрольной.

**Форма отчетности:** в тетрадь описать данные визуальных наблюдений.

## **Список использованных источников**

1. Иванов, А.А. Физиология рыб: учебное пособие, допущ. МСХ РФ для студентов высш. уч. завед./ А.А. Иванов. – М.: Мир, 2003. – 284 с.
2. Большой практикум по физиологии человека и животных: в 2-х т. учеб. пособие для студентов вузов, обучающихся по направлению подготовки бакалавра и магистра 020200 "Биология" / под ред. А. Д. Ноздрачева. - М. : Академия, 2007. - (Высшее профессиональное образование). - ISBN 978-5-7695-3108-8 Т. 1 : Физиология нервной, мышечной и сенсорных систем. - , 2007. - 600 с. : ил. - Библиогр.: с. 588-589. - ISBN 978-5-7695-3109-5.
3. Большой практикум по физиологии человека и животных: в 2-х т., учеб. пособие для студентов вузов, обучающихся по направлению подготовки бакалавра и магистра 020200 "Биология" / под ред. А. Д. Ноздрачева. - М.: Академия, 2007. - (Высшее профессиональное образование).. - ISBN 978-5-7695-3108-8 Т.2: Физиология висцеральных систем. – М.: Академия, 2007. - 544 с.: ил. - Библиогр.: 528 С. - ISBN 978-5-7695-3111-8.
4. Нормальная физиология: в 3 т.: учеб. пособие для вузов / В. Н. Яковлев [и др.]; под ред. В. Н. Яковлева. - М.: Академия, 2006. - (Высшее профессиональное образование). - ISBN 5-7695-2669-6 Т. 2 : Частная физиология. – М.: Академия, 2006. - 288 с - ISBN 5-7695-2458-8.
5. Нормальная физиология: в 3 т.: учеб. пособие для вузов физиология. – М.: Мир, 2006. - 224 с - ISBN 5-7695-2459-6.
6. Кузина, С. И. Нормальная физиология: конспект лекций / С. И. Кузина, С. С. Фирсова. - М.: Эксмо, 2006. - 160 с. - (Экзамен в кармане) - ISBN 5-699-14490-0.
7. Нормальная физиология: курс физиологии функциональных систем / под ред. К. В. Судакова. - М.: Мед. информ. агентство, 1999. - 718 с - ISBN 5-89481-047-7.
8. Голодец, Г.Г. Лабораторный практикум по физиологии рыб / Г.Г. Голодец. Москва: Пищепромиздат, 1955.- 91с.