

Министерство науки и высшего образования Российской Федерации

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

А.Е. Аринжанов, Е.П. Мирошникова, Ю.В. Килякова, С.В. Лебедев

МЕТОДЫ РЫБОХОЗЯЙСТВЕННЫХ ИССЛЕДОВАНИЙ

Практикум

Рекомендовано ученым советом федерального государственного бюджетного образовательного учреждения высшего образования «Оренбургский государственный университет» для обучающихся по образовательной программе высшего образования по направлению подготовки 35.03.08 Водные биоресурсы и аквакультура

Оренбург
2021

УДК 639.3(075.8)

ББК 47.2я73

М 54

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

Авторы: А.Е. Аринжанов, Е.П. Мирошникова, Ю.В. Килякова, С.В. Лебедев

М 54 **Методы рыбохозяйственных исследований:** практикум / А.Е. Аринжанов, Е.П. Мирошникова, Ю.В. Килякова, С.В. Лебедев; Оренбургский гос. ун-т. – Оренбург: ОГУ, 2021. – 102 с.
ISBN 978-5-7410-2557-4

В практикуме рассматриваются методы рыбохозяйственных исследований, подробно описаны инструменты и орудия лова, необходимые для исследований, методика сбора и консервации ихтиологического материала, методы изучения экологического состояния водоемов, методы определения возраста рыб, методы изучения половой структуры рыб, гематологические методы исследования рыб, методы обработки и анализа материалов по питанию планктоноядных, растительноядных и хищных рыб.

Учебное издание предназначено для обучающихся по направлению подготовки 35.03.08 Водные биоресурсы и аквакультура.

УДК 639.3(075.8)

ББК 47.2я73

© Аринжанов А.Е.,
Мирошникова Е.П.,
Килякова Ю.В.,
Лебедев С.В., 2021

© ОГУ, 2021

ISBN 978-5-7410-2557-4

Содержание

Введение	4
1 Лабораторная работа № 1 Методы изучения экологического состояния водоемов .	5
2 Лабораторная работа № 2 Инструменты и орудия лова, необходимые для ихтиологических исследований	18
3 Лабораторная работа №3 Сбор и консервация ихтиологического материала.....	34
4 Лабораторная работа № 4 Методы определения возраста рыб	43
5 Лабораторная работа № 5 Методы изучения половой структуры рыб	64
6 Лабораторная работа №6 Гематологические методы исследования рыб	70
7 Лабораторная работа №7 Методика сбора материала для исследования морфофизиологических индикаторов рыб	77
8 Лабораторная работа №8 Обработка и анализ материалов по питанию рыб	86
Список использованных источников	100

Введение

Практикум «Методы рыбохозяйственных исследований» предназначен для практических занятий по дисциплине «Методы рыбохозяйственных исследований» для обучающихся по направлению подготовки 35.03.08 Водные биоресурсы и аквакультура. Учебное пособие способствует ознакомлению студентов с основными методами рыбохозяйственных исследований: исследование экологического состояния водоемов, сбор и консервация ихтиологического материала, определение возраста рыб, изучение половой структуры, техника взятия и анализ крови, анализ материалов по питанию рыб.

Знания, полученные на практических занятиях по данной дисциплине, могут быть использованы при проведении научных исследований и при прохождении практики - научно-исследовательская работа. Обучающийся знакомится с навыками сбора и консервации ихтиологического материала, их обработки и анализа.

Практикум написан в соответствии с рабочей программой по дисциплине «Методы рыбохозяйственных исследований» и требованиями государственного стандарта по подготовке специалистов по направлению Водные биоресурсы и аквакультура.

1 Лабораторная работа № 1 Методы изучения экологического состояния водоемов

Цель работы: изучить основные методы исследования экологического состояния водоемов.

Материалы и оборудование: модели оборудования, термооксиметр Самара - 2Б, рН – метр, диск Секки.

Задание:

1. Изучить этапы исследования экологического состояния водоемов.
2. Познакомиться с основными показателями оценки экологического состояния водных экосистем.

Теоретический материал

Исследования водоемов, независимо от их целей и задач, делят на несколько этапов:

- подготовительный этап;
- сбор полевого материала;
- обработка и анализ полученных данных.

Каждый из этапов играет важную роль для получения объективной информации о состоянии изучаемых водоемов.

Любое исследование начинается с постановки цели, задач и выбора методов для их реализации. Кроме того, важное значение имеет анализ опубликованных и фондовых материалов об исследуемых водоемах. Материал должен быть тщательно проанализирован, что позволит избежать дублирования информации, четко определить возможные и наиболее интересные направления исследований, а также оптимально спланировать дальнейшую работу.

После определения будущих исследований необходимо ознакомиться с методикой изучения разных составляющих водной экосистемы. Особое внимание следует обратить на сроки проведения работ, а также на необходимые инструменты

и оборудование, так как из-за этого зависит точность полученных данных и возможность проведения сравнительного анализа.

При проведении полевых исследований необходимо подобрать удобную (соответствующей погоде и предстоящему маршруту) одежду и обувь. Для фиксации проводимых наблюдений используются средства для записи данных, фотоаппарат, а для ориентирования на местности – GPS навигатор, карта, компас. Помимо общего снаряжения для изучения различных параметров водной экосистемы, как правило, необходимо специализированное оборудование.

При планировании сбора проб необходимо предварительно определить критерии для формирования сети станций, а затем выбрать соответствующие участки отбора проб. Особое внимание следует уделить морфологии котловины, особенностям зарослевой зоны и характеру антропогенного воздействия. Необходимо, чтобы сеть станций отбора проб охватила как мелководные, так и глубоководные участки водоема.

Для получения максимально полной информации исследования предполагают охват всей акватории водоема.

Общая характеристика водоёма. Исследование водоема необходимо начинать с выяснения особенностей его происхождения и физико-географических характеристик как непосредственно водоема, так и окружающей его местности.

Большие трудности могут возникнуть при исследовании малых водоемов в связи с отсутствием информации. Информация о территории, где располагается водоем является не менее важной, так как она может дать основу для анализа полученных в результате исследований данных.

В лимнологии представление о водоеме как целостном объекте и составной части ландшафта (и его влияния через водосбор) сформировалось сравнительно давно. При составлении комплексного физико-географического описания водоема и окружающей его территории учитывают как их природные особенности [7], так и специфику антропогенной нагрузки в разные исторические периоды.

При составлении комплексной характеристики водоема особое внимание нужно уделить: генетическому типу ландшафта, в котором расположен водный

объект, описанию конкретного ландшафта с указанием характерных особенностей водного объекта (мелководность, сложный рельеф дна и берегов и т.д.), особенностям происхождения водного объекта, а также характеру и степени антропогенного воздействия.

Полевые исследования начинают с изучения морфологических, гидрологических и гидрохимических особенностей водного объекта. Минимальный набор сведений о водоеме, позволяющий в дальнейшем проводить оценку его экологического состояния и сопоставлять с другими водными объектами, должен содержать данные:

- площадь водоема (S , км², м²);
- длина береговой линии водоема (L , км, м);
- длина водоема (l , км, м);
- ширина водоема ($B_{\text{ср}}$, $B_{\text{мах}}$, м);
- глубина ($H_{\text{ср}}$, $H_{\text{мах}}$, м) водоема;
- данные о водотоках, которые впадают или берут начало в водоеме и его принадлежности к бассейну стока.

Изучение гидрохимических параметров. Гидрохимические показатели водоемов являются одними из основных показателей абиотических компонентов водной экосистемы, определяющих условия обитания гидробионтов.

По комплексу гидрохимических параметров можно оценить экологическое состояние водоемов.

Изучение гидрохимических особенностей водоема начинается с тех параметров, которые можно непосредственно зафиксировать в полевых условиях. Прежде всего, измеряются температура воды, содержание растворенного в воде кислорода, насыщенность воды кислородом, рН. Для этого можно использовать специальные портативные приборы (термооксиметр (рисунок 1), рН-метр) или универсальный индикатор и соответствующие цветовые шкалы.



Рисунок 1 – Термооксиметр Самара–2Б

Прозрачность воды в водоеме определяют с помощью диска Секки. Он представляет собой диск диаметром 30 см (рисунок 2).

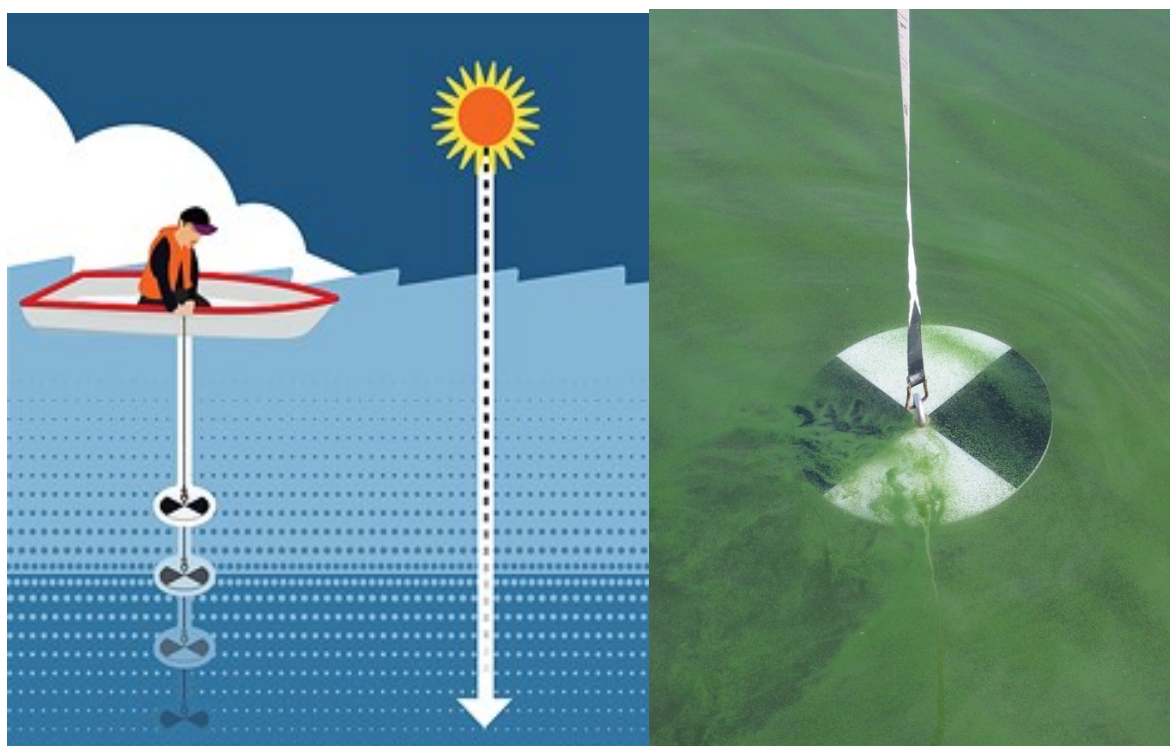


Рисунок 2 – Диск Секки

Для измерения прозрачности диск постепенно опускают в воду и фиксируют глубину, на которой он перестаёт быть видимым. Затем диск медленно поднимают и фиксируют глубину, на которой он снова становится видимым. Средняя арифметическая между этими двумя значениями и является величиной прозрачности воды.

Экспресс-анализ воды на содержание минеральных солей, нитратов и нитритов, хлора можно провести с помощью полевой гидрохимической лаборатории [5] или тест-комплектов (рисунок 3).



Рисунок 3 – Полевая гидрохимическая лаборатория и набор тест-комплектов

Для отбора проб воды можно использовать пластиковые или стеклянные емкости (объем 1-5 л). Емкость должна быть тщательно вымыта, а непосредственно перед отбором проб ее не менее трех раз необходимо ополоснуть водой из исследуемого водоема. Необходимо, чтобы в пробы воды не попали

растения, донные отложения или другие посторонние предметы. Вся емкость должна быть заполнена полностью, в ней должен отсутствовать воздух, крышка плотно закрыта. Проба снабжается этикеткой, на которой указывается название водоема, дата и время отбора. Пробу необходимо быстро доставить в лабораторию, так как многие параметры химического состава изменяются даже при незначительном хранении.

При исследовании гидрохимических особенностей водоемов определяют минерализацию, ионный состав, активную реакцию среды (рН), жесткость, цветность, количество взвешенных веществ, растворенный кислород, концентрации биогенных элементов (соединения азота и фосфора), показатели содержания органических веществ (перманганатная и бихроматная окисляемости, БПК), органических и неорганических токсикантов в воде и других показателей.

Анализ данных включает описание результатов химических испытаний, их сравнение с утвержденными нормами и принятыми классификациями.

В настоящее время в России утверждены две системы нормирования качества воды:

- рыбохозяйственная (Приказ Минсельхоза России «Об утверждении нормативов качества воды водных объектов рыбохозяйственного значения, в том числе нормативов предельно допустимых концентраций вредных веществ в водах водных объектов рыбохозяйственного значения» от 13 декабря 2016 года № 552 (с изменениями на 10 марта 2020 года));

- санитарно-гигиеническая (СанПиН 2.1.4.1074-01).

Величины предельно-допустимых концентраций (ПДК) различных веществ в воде по этим системам нормирования приведены в таблице 1.

Основной из характеристик химического состава воды является общая минерализация, которая указывает на количество растворенных в воде минеральных веществ. Минеральные вещества определяют водно-солевой обмен гидробионтов, являются источником биогенных элементов и других веществ для построения костной ткани, покровов, протекания биохимических и физиологических процессов.

Таблица 1 – Величины ПДК различных веществ в воде

Показатель	Единица измерения	ПДК	
		санитарно-гигиеническая	рыбохозяйственная
Минерализация	мг/л	1000	-
Гидрокарбонаты	мг/л	400	-
Сульфаты	мг/л	500	100
Хлориды	мг/л	350	300
Кальций	мг/л	130	180
Магний	мг/л	65	40
Натрий	мг/л	200	120
Калий	мг/л	20	50
Жесткость общая	моль/л	7	-
рН	ед	6-9	6,6-8,5
Цветность	град	20	-
Перманганатная окисляемость	мгО ₂ /л	5	-
Бихроматная окисляемость	мгО ₂ /л	15	-
БПК ₅	мгО ₂ /л	-	2,1
Аммоний-ион	мг/л	2	0,5
Нитрат-анион	мг/л	45	40
Нитрит-анион	мг/л	3	0,08
Фосфаты	мг/л	3,5	0,2
Кремний	мг/л	10	-
Железо	мг/л	0,3	0,1
Алюминий	мг/л	0,5	0,04
Марганец	мг/л	0,1	0,01
Цинк	мг/л	5,0	0,01
Медь	мг/л	1,0	0,001
Никель	мг/л	0,1	0,01
Кадмий	мг/л	0,001	0,005
Мышьяк	мг/л	0,05	0,05
Свинец	мг/л	0,03	0,006
Ртуть	мг/л	0,0005	0,00001
Кобальт	мг/л	0,1	0,01
Нефтепродукты	мг/л	0,1	0,05
Фенол	мг/л	0,25	0,001

Согласно классификации пресных вод по величине общей минерализации О.А. Алекина (1970) выделяется пять групп:

- очень малая минерализация (менее 100 мг/л);
- малая минерализация (100-200 мг/л);
- средняя минерализация (200-500 мг/л);
- повышенная минерализация (500-1000 мг/л);
- высокая минерализация (более 1000 мг/л).

Минерализация воды определяется концентрациями основных ионов – гидрокарбонатов, хлоридов, сульфатов, кальция, магния, натрия и калия. На основе соотношения в воде этих ионов строится химическая классификация природных вод. По преобладающему аниону выделяется три класса:

- гидрокарбонатные (HCO_3^-);
- сульфатные (SO_4^{2-});
- хлоридные (Cl^-).

Каждый класс по преобладающему катиону подразделяется на три группы: кальциевую, магниевую и натриевую.

Для того, чтобы определить к какой химической группе и классу относится вода из исследуемого водоема, необходимо перевести значения концентрации ионов в мг-экв./л. Для перевода содержания катионов и анионов в единицы мг-экв./л концентрацию ионов в мг/л делят на суммарную атомную массу элементов и умножают на валентность.

Содержание двух основных катионов (Ca^{2+} и Mg^{2+}) определяют следующую важную характеристику воды – общую жесткость. В зависимости от окружающего водоема ландшафта жесткость воды может значительно варьировать. Если водоем находится среди карбонатных пород (известняков), то жесткость воды в нем, как правило, будет повышена. В тоже время, если водоем окружают песчаные породы, а также болота, жесткость будет незначительной. О жесткости воды можно судить и по некоторым видам водных растений [2].

Например, о высокой жесткости воды свидетельствует большое количество в водоеме элодеи, а также присутствие роголистника, телореза. Кроме того, в таких

водоемах присутствует большое количество моллюсков с крепкими и массивными раковинами, для образования которых требуется кальций.

В зависимости от показателя общей жесткости природные воды делятся на пять групп:

- очень мягкая (менее 1,5 ммоль/л);
- мягкая (1,5-4,0 ммоль/л);
- средней жесткости (4,0-8,0 ммоль/л);
- жесткая (8,0-12,0 ммоль/л);
- очень жесткая (более 12,0 ммоль/л).

Активная реакция среды (рН) является одним из интегральных показателей качества воды и часто используется для прогнозирования химических и биологических процессов, происходящих в природных водах. Скорость протекания многих жизненно важных процессов гидробионтов зависит от рН воды. Значения рН могут варьировать от 0 до 14, а при рН 7 вода содержит равные концентрации ионов H^+ и OH^- .

В зависимости от рН природные воды делят на группы [19]:

- сильноокислая (рН менее 3,0);
- кислая (рН 3,0-5,0);
- слабокислая (рН 5,0-6,5);
- нейтральная (рН 6,5-7,5);
- слабощелочная (рН 7,5-8,5);
- щелочная (рН 8,5-9,5);
- сильнощелочная (рН более 9,5).

Наряду с большим разнообразием растворенных в воде минеральных веществ, в водоемах содержатся органические соединения.

Основными источникам органических веществ является соединения, образующиеся в самом водоеме (автохтонные) и поступающие с водосборной площади или атмосферными осадками (аллохтонные).

Наиболее надежным показателем содержания органических веществ в водоеме является концентрация углерода, на который приходится около 50 %

массы органического вещества. Однако в связи с трудностями в определении углерода, для оценки количества и состава органических веществ применяют такие показатели как цветность, БПК, перманганатная и бихроматная окисляемости.

Цветность – показатель качества воды, обусловленный главным образом присутствием в воде гуминовых и фульвовых кислот, а также соединений железа. Цветность характеризует, прежде всего, содержание аллохтонных труднорастворимых соединений гумусовой природы. Цветность измеряется в градусах платино-кобальтовой шкалы и колеблется от единиц до тысяч градусов [11].

В зависимости от величины цветности выделяют 6 групп вод:

- олигогумозная (менее 20 град);
- мезоолигогумозная (20-40 град);
- мезогумозная (40-60 град);
- мезополигумозная (60-100 град);
- полигумозная (100-200 град);
- ультраполигумозная (более 200 град).

Окисляемость перманганатная и бихроматная – величины, характеризующие содержание в воде органических веществ, окисляемых в первом случае перманганатом калия (KMnO_4), а во втором – бихроматом калия ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$). Бихроматную окисляемость часто называют химическим потреблением кислорода (ХПК). Окисляемость выражается в миллиграммах кислорода, пошедшего на окисление органических веществ, содержащихся в 1 дм^3 воды. Оценивая состав органического вещества водоема, по бихроматной окисляемости судят об общем его количестве в водоеме, а по перманганатной – об органике планктонного происхождения. Кроме того, для определения состава органического вещества высчитывают показатели отношения цветности к перманганатной окисляемости и бихроматной окисляемости к перманганатной. При этом, чем выше полученный показатель, тем больше в водоеме органических веществ аллохтонного, как правило, гумусового происхождения. Бихроматная и перманганатная окисляемости не регламентируются в составе рыбохозяйственных нормативов [10].

Группу биогенных составляют наиболее важные для жизнедеятельности элементы (фосфор, азот, кремний), определяющие продуктивность водных экосистем. Избыточные их концентрации вызывают ускорение эвтрофирования водоемов. Среди антропогенных источников поступления биогенных элементов в водные экосистемы преобладающими являются сточные воды с промышленных предприятий, животноводческих комплексов, сельскохозяйственных полей.

Минеральный фосфор в воде в основном присутствует в виде фосфатов, азот – в форме ионов аммония, нитритов и нитратов, а кремний – силикатов.

Особую группу составляют токсические вещества неорганического и органического происхождения. К ним относятся нефтепродукты, фенолы, тяжелые металлы, синтетические активные вещества и многие другие. При анализе, прежде всего, сравниваются выявленные концентрации с установленными нормами.

При оценке экологического состояния водных экосистем часто применяют комплексные показатели:

- гидрохимический индекс загрязнения воды (ИЗВ);
- показатель химического загрязнения воды (ПХЗ-10);
- удельный комбинаторный индекс загрязненности (УКИЗВ) и др [3].

Наиболее часто для оценки качества водоемов и водотоков используют индекс ИЗВ. Этот индекс является типичным аддитивным коэффициентом и представляет собой среднюю долю превышения ПДК по строго лимитированному числу индивидуальных ингредиентов:

$$\text{ИЗВ} = \frac{1}{n} \times \sum_{i=1}^n \frac{C_i}{\text{ПДК}_i} \quad (1)$$

C_i – концентрация компонента;

n – число показателей, используемых для расчета индекса, $n=6$;

ПДК_i – установленная величина норматива для соответствующего типа водного объекта.

Для расчета индекса загрязнения вод для всего множества нормируемых компонентов, находят отношения $C_i / ПДК_i$ фактических концентраций к ПДК и полученный список сортируют. ИЗВ рассчитывают строго по шести показателям, имеющим наибольшие значения приведенных концентраций, независимо от того превышают они ПДК или нет. При этом в расчет обязательно включают биологическое потребление кислорода и содержание в воде растворенного кислорода. В зависимости от величины ИЗВ водные объекты или их участки подразделяют на 7 классов (таблица 2).

Таблица 2 – Классы качества воды в зависимости от ИЗВ

Класс качества		Значение ИЗВ
1	Очень чистая	до 0,2
2	Чистая	0,2-1,0
3	Умеренно загрязненная	1,0-2,0
4	Загрязненная	2,0-4,0
5	Грязная	4,0-6,0
6	Очень грязная	6,0-10,0
7	Чрезвычайно грязная	Более 10,0

Для оценки экологического состояния водоемов помимо гидрохимических показателей применяются разнообразные методы биоиндикации, основанные на использовании разных групп водных организмов.

Все многообразие исследований водных растений и животных можно разделить в зависимости от сформулированных целей на следующие направления:

- 1) исследование флоры и фауны (видовой состав той или иной группы гидробионтов, исследование редких видов);
- 2) исследование структуры популяций (пространственная, размерная, половая, возрастная и т.д.) отдельных видов; при этом особое внимание уделяется охраняемым видам, видам-вселенцам, малочисленным видам и т.д.;

3) исследования структуры сообществ (таксономический состав изучаемой группы гидробионтов, численность и биомасса отдельных организмов и всего сообщества в целом, соотношение разных таксономических групп и т.д.);

4) исследования на основе биоиндикационных показателей.

В ходе исследований любой группы гидробионтов можно выделить несколько общих этапов – сбор полевого материала, его обработка и анализ полученных данных.

Вопросы для самопроверки:

1. От чего зависит общее количество станций отбора проб воды?
2. Как определяют прозрачность воды в водоеме?
3. Какие показатели анализируют при исследовании гидрохимического режима водоема?
4. Какие системы нормирования качества воды утверждены в России?
5. Как определяют гидрохимический индекс загрязнения воды?
6. О чем может свидетельствовать большое количество в водоеме элодеи, роголистника и телореза?
7. Назовите этапы исследования водоемов.
8. Назовите источники поступления биогенных элементов.
9. Что характеризуют показатели окисляемости воды?
10. Какие трудности могут возникнуть при исследовании малых водоемов?
11. Какие группы можно выделить в зависимости от величины цветности воды?
12. По каким показателям можно классифицировать воду?
13. Назовите этапы исследования гидробионтов.
14. Какие существуют направления исследования гидробионтов?

2 Лабораторная работа № 2 Инструменты и орудия лова, необходимые для ихтиологических исследований

Цель работы: изучить способы сбора ихтиологического материала.

Материалы и оборудование: плакаты, орудия лова, мекеты.

Задание:

1. Познакомиться с основными инструментами и орудиями лова, которые используются в ихтиологических исследованиях.

2. Изучить принцип работы и конструкцию орудий лова, используемые для сбора ихтиологического материала.

Теоретический материал

Выбор способа сбора икры зависит от субстрата на который она была отложена. Для различных видов рыб характерны свои особенности выбора субстрата и глубины водоема, на которых они откладывают икру.

На мелких нерестилищах (лещ, язь, окунь, уклейка), глубиной до 40 см, а также, если икра отложена на растения, икру можно отбирать вручную. Сбор икры с нерестилищ, расположенных на глубине, можно осуществлять скребком для сбора бентоса (небольшая глубина) или драгой. Для сбора икры используется **болгарская драга**, представляющая собою комбинацию граблей, сачка и скребка (рисунок 4) [18].

При сборе икры необходимо бережно работать с субстратом и отбирать пробы в самом ограниченном количестве. Икра фиксируется сразу же на месте 1-2%-ным раствором формалина.



Рисунок 4 – Болгарская драга

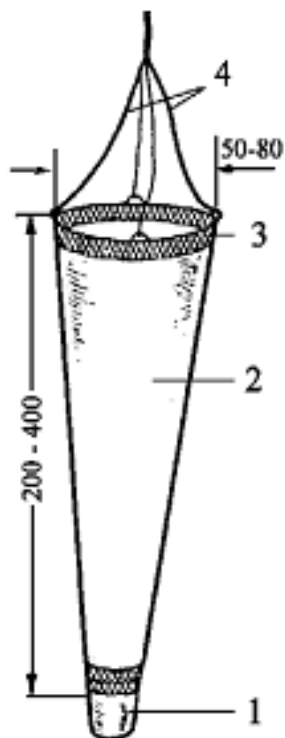
К наиболее распространенным орудиям лова икры и молоди относится **икорная сеть**.

Икорная сеть представляет собой мешок (рисунок 5), длиной 2-4 м. Диаметр входного отверстия 50-80 см. К верхнему и нижнему конусам сети пришиваются полосы плотного материала шириной 6-10 см. В край верхней полосы вшивают металлический обруч диаметром 10-12 мм [8]. К нижней полоске прикрепляется металлический стаканчик или стеклянная банка объемом 0,5-1 л.

Техника лова икорной сетью несложная. Предварительно икорную сеть промывают в реке с открытым стаканчиком или банкой.

Сеть опускают в воду на веревке длиной не менее 10-15 м по течению. Сеть должна полностью погрузиться в воду, или же на поверхности воды должна быть видна только «верхушка» сети.

Икорной сетью ловят у берега и на середине реки, а также с лодки (в течение 5 мин), спуская ее вниз по течению реки. Для лова в реках и водохранилищах диаметр входного отверстия икорных сетей 80 см, длина сети 4 м. В малых реках и на мелководьях применяют икорные сети меньших размеров: с диаметром входного отверстия 50 см и длиной 2 м. Сеть может использоваться при скоростях буксировки до 1 м/сек.



1 - металлический стаканчик; 2 – мешок;
3 - металлический обруч; 4 - поводцы.

Рисунок 5 – Икорная сеть (размеры даны в см)

Сетку Кори применяют для отлова личинок и мальков в малозаросших проточных участках водоема.

Сетку Кори (рисунок 6) изготавливают из шелковой материи или из конгресс-канвы (крупноячеистый газ), с ячейей 2,5 мм, длина сети 150 см, ширина у верхнего края 60 см. Сетка Кори выставляется на течении на определенное время: от 5 до 30 мин [18].

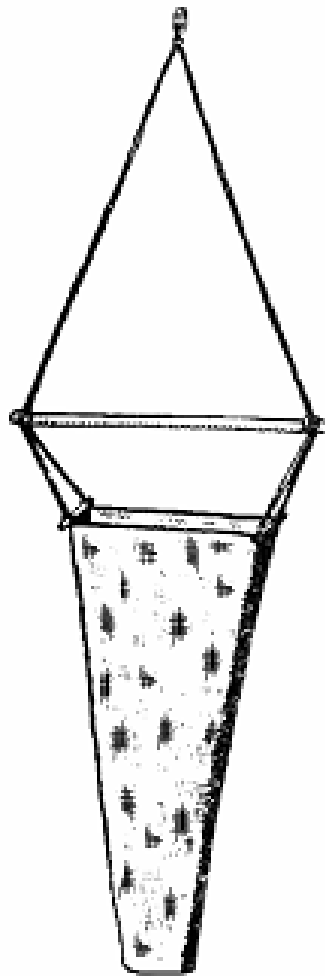


Рисунок 6 – Сетка Кори

Сетка опускается так, чтобы верхняя подбора была на поверхности, а к нижней подборе прикрепляют груз. Для выбора наиболее уловистого места необходимо предварительно в разных местах водоема провести пробные ловы.

Достаточно хороший облов определенного горизонта толщи воды обеспечивают двухповодцовые **сети Мотода**. С. Мотода сконструировал двухповодцовую сеть с устьем треугольной формы, расположенным вершиной вниз (рисунок 7). Устье имеет верхнюю сторону с жесткой планкой, а стороны, ограничивающие нижний угол, посажены на цепь.

Рекомендуется сеть со сторонами устья 68 см (S_y - площадь устья сети равна $0,2 \text{ м}^2$, l_s - длина сетки 159 см, d_s - диаметр стаканчика 10 см). Ближе к устью дель с ячеей 3 мм, а ближе к стаканчику - 0,3 мм. Поводцы уздечки идут кверху от краев жесткой планки устья. К нижней вершине устья сети подвешивается

гидродинамический груз, удерживающий устье во всех ситуациях в вертикальном положении, что обеспечивает надежное раскрытие ее при подъеме. Для того чтобы сеть не спутывалась при ее остановке, верхняя планка устья соединена с планктонным стаканом легкой бамбуковой палкой.

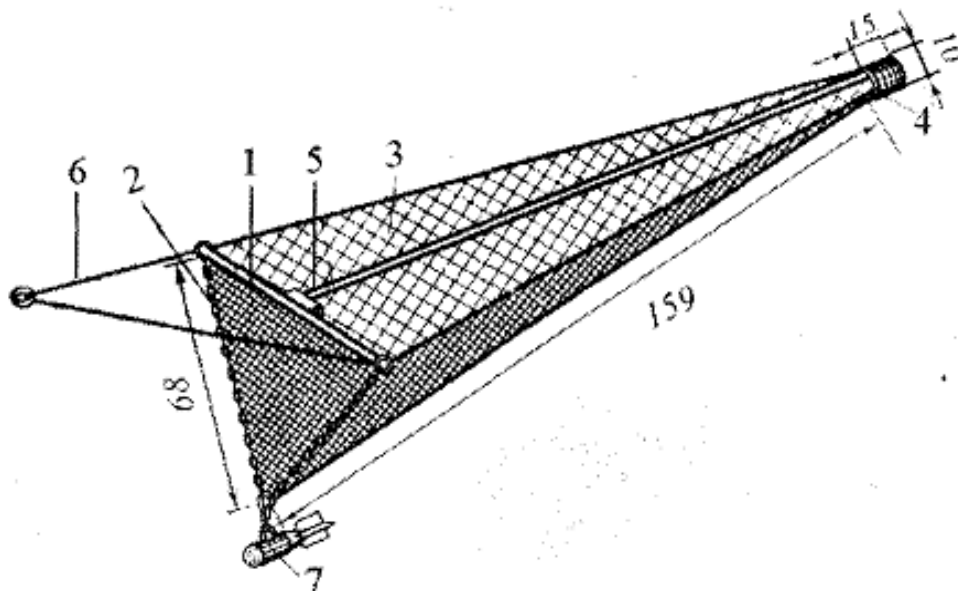


Рисунок 7 – Сеть Мотоды (размеры даны в см)

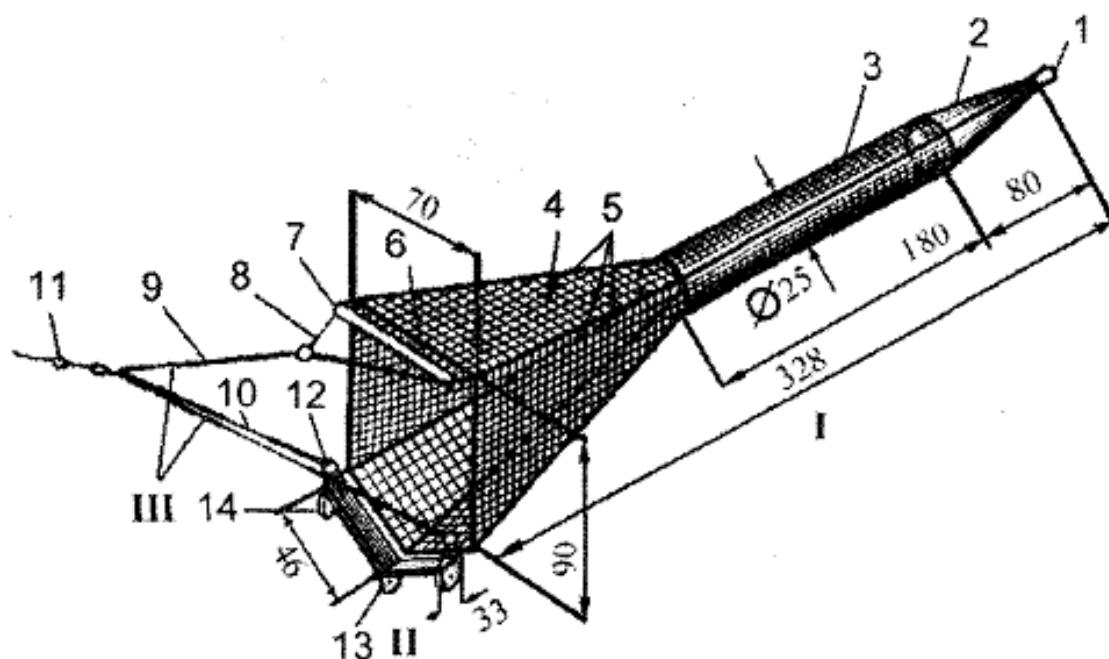
Аппарат буксируется со скоростью до 0,5 м/сек, при этом вес груза составляет 8-10 кг. Сеть обеспечивает возможность облова строго заданного горизонта, поскольку закрывается при вертикальном подъеме. Кроме того, двухповодцовая уздечка оставляет устье открытым, что снижает избегание сети молодью рыб.

К буксирующим орудиям лова молодежи рыб относятся тралы. **Разноглубинный трал Айзекса-Кидда** буксируется в строго заданном горизонте воды и пригоден для работы, как на малых, так и на больших скоростях. Данный трал представляет собой комбинированную конструкцию (рисунок 8), состоящую из следующих частей:

- фильтрующая (I), обеспечивающая отлов планктона;
- депрессор (II), гидродинамический заглубитель, обеспечивающий быстрое погружение аппарата на заданную глубину и удержание в заданном горизонте в процессе траления;

- уздечка с вертлюгом (III), соединяющая трал с ваером, обеспечивающая открытие трала при начале буксировки.

Фильтрующая часть состоит из трех секций и планктонного стакана. Конечная секция состоит из газа № 15 в виде конуса с диаметром 25 см и длиной 80 см. Вторая секция - цилиндрическая труба с длиной 180 см, диаметром 25 см из дели с ячейей 12 мм.



I - фильтрующая часть; II - депрессор; III - уздечка.

1 - стакан планктонный; 2 - конус газовый (газ № 15); 3 - цилиндр из дели (ячейя 6 мм); 4 - пирамида из дели (ячейя 70 мм); 5 - топенанты; 6 - рант устья (фал 6 мм); 7 - распорная планка; 8 - верхние парные поводцы; 9 - верхний непарный поводок; 10 - нижние парные поводцы; 11 - вертлюг; 12 - ушки депрессора; 13 - центральное предохранительное ребро; 14 - боковые предохранительные ребра.

Рисунок 8 – Конструкция разноглубинного трала Айзекса-Кидда

Устье трала имеет форму неравностороннего пятиугольника, пятой вершиной направленного вниз. Устье трала выполнено из дели с ячейей 70 мм в виде усеченной

пирамиды с длиной ребер 142 см. Верхняя сторона устья имеет размер 70 см, боковые - по 90 см, нижние стороны, образующие пятую вершину с углом 140°, имеют размеры по 46 см каждая. По всем пяти ребрам трала проходят поводцы от стакана до устья и соединяют фильтрующую часть с уздечкой (два верхних поводца) и депрессором (три нижних поводца).



Рисунок 9 – Разноглубинный трал Айзекса-Кидда

Депрессор изготавливается из листа металла (алюминий или железо толщиной 3 мм) длиной 92 см, шириной 32 см, согнутого в центральной части под углом 140°, имеющего 3 отверстия по заднему краю для крепления нижних поводцов фильтрующего мешка, краевые ушки для крепления к нижним поводцам уздечек и центральное предохранительное ребро.

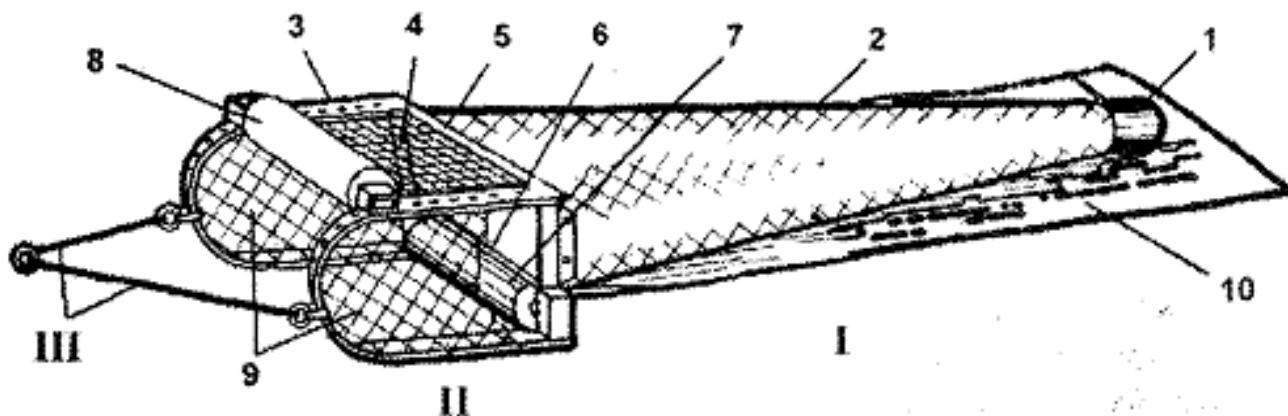
Уздечка с вертлюгом: поводцы верхних ребер трала на расстоянии 40 см от устья пропускаются по краям поперечной планки длиной 70 см, затем соединяются в узел, от которого к вертлюгу идет один поводок. Длина каждого поводца от планки до узла 70 см, расстояние от вертлюга до верхней стороны устья трала 140 см. Два нижних поводца уздечки крепятся к краевым ушкам депрессора. Расстояние от вертлюга до нижнего края устья трала составляет 225 см, а расстояние от устья трала до заднего края депрессора 40 см. Регулируя длину поводцов, следует найти режим наиболее устойчивого движения трала.

Трал Айзекса-Кидда буксируется со скоростью до 1,5 – 4,0 м/сек (рисунок 9). Скорость заглубления трала на ходу - 0,75 м/сек. Глубина погружения регулируется длиной вытравленного ваера. Трал удерживается на заданном горизонте при изменении скорости до 30 %.

Мальковый бимтрал Расса обеспечивает лов молоди без захвата грунта (рисунок 10). Бимтрал состоит из фильтрующей части: D_y - диаметр устья - 80 см, l_c - длина сети - 331 см, d_c - диаметр стакана - 10 см и рамы. Рама выполнена в виде двух башмаков из полосового железа (сечение 80x3 мм) с диаметром закругления 41 см, соединенных двумя вертикальными перекладинами длиной 41 см и двумя горизонтальными перекладинами длиной по 95 см, расположенными на расстоянии 32 см друг от друга. Под нижней перекладиной на двух полуосях крепится каток (труба диаметром 88 мм, длиной 92,5 см).

В передней верхней части башмаки соединены с помощью бима (круглое дерево диаметром 120 мм, длиной 112 см). Башмаки и верхняя часть рамы от бима до перекладины обтягиваются делью с ячейей 10-15 мм. Сеть трала покрыта сверху и снизу полотнищами защитного фартука, что, конечно, несколько снижает фильтрующую способность трала. В связи с этим часто рекомендуют применять

только нижнее полотнище, защищающее сеть от контакта с грунтом. Трал буксируется на уздечке с двумя поводцами, предназначен для облова молоди рыб в придонных слоях, удовлетворительно работает на плотных грунтах.



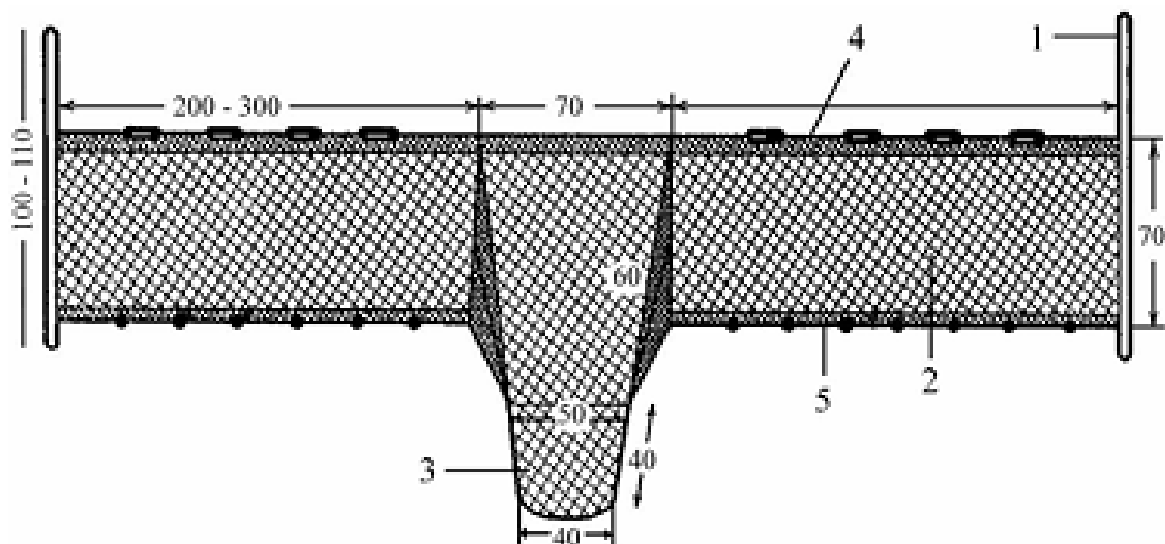
I - фильтрующая часть (сеть ИКС-80); II - рама; III - уздечка двухповодцовая.

- 1 - стакан планктонный; 2 - конус из шелкового сита; 3 - башмак рамы;
- 4 - вертикальная переключина; 5 - горизонтальная верхняя переключина;
- 6 - горизонтальная нижняя переключина; 7 - каток из трубы на полуосях;
- 8 - бим (круглое дерево); 9 - дель (ячейя 10-15 мм); 10 - защитный фартук.

Рисунок 10 – Мальковый бимтрал Расса

Мальковая волокуша. Для лова личинок и мальков на мелководьях, в прибрежной зоне рек и водохранилищ и других водоемов применяют мальковые волокуши (бредни), которые состоят из крыльев и мотни или кутца (рисунок 11).

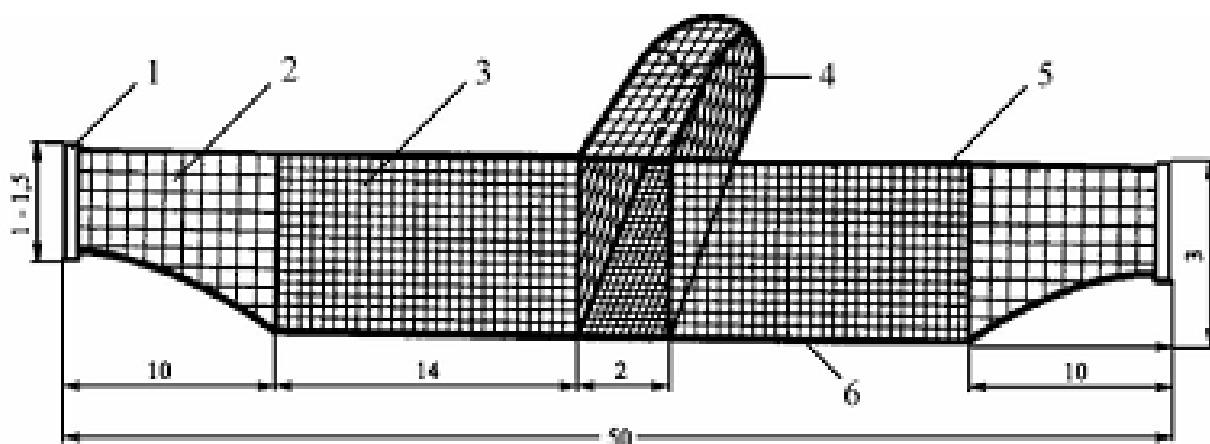
Крылья делают из капроновой сетки, длина 2-3 м, ширина 70 см. Один конец крыльев пришивается к мотне, наружный крепится к клячам (палкам). Мотню делают из мельничного газа, длина мотни 1,0-1,5 м, конец закруглен. Верхний и нижний края волокуши обшивают плотным материалом. К верхнему краю прикрепляются поплавки из пенопласта или пробки, к нижнему – грузила [18].



1 - кляч; 2 - крылья; 3 - кутец (мотня); 4 - верхняя подбора; 5 - нижняя подбора.

Рисунок 11 – Мальковая волокуша (размеры даны в см)

Комбинированная мальковая волокуша. Для лова молоди рыб также применяют комбинированную мальковую волокушу. Общий размер от 15 до 50 м (рисунок 12).



1 - кляч (палка); 2 - крылья (ячейя 26 мм); 3 - полотно (ячейя 6 мм);
4 - кутец (из крупноячейного газа); 5 - верхняя подбора; 6 - нижняя подбора.

Рисунок 12 – Комбинированная мальковая волокуша (размеры в м)

Крылья изготавливают из дели с ячейей 26 мм, а основное полотно 5-6 мм, длина кутца длиной 3 м из крупноячейного газа или конгресс-канвы. Раскрытие волокуши (высота стенки) 3 м. Крылья по высоте скошены у нижней подборы от 3 до 1 м ближе к клячам.

Мальковые волокуши из шелкового сита могут использоваться не только как активные орудия лова, но и в качестве обметывающей стенки учетных площадок. Ловят волокушей, ведя его вдоль берега 10-15 м, по течению, иногда против течения, или ведут его из глубины к берегу. Чтобы избежать травмирования молоди по окончании лова мотню бредня полностью из воды не вынимают [18].

Сачок. В мелководных заросших водоемах личинок ловят сачком (рисунок 13).

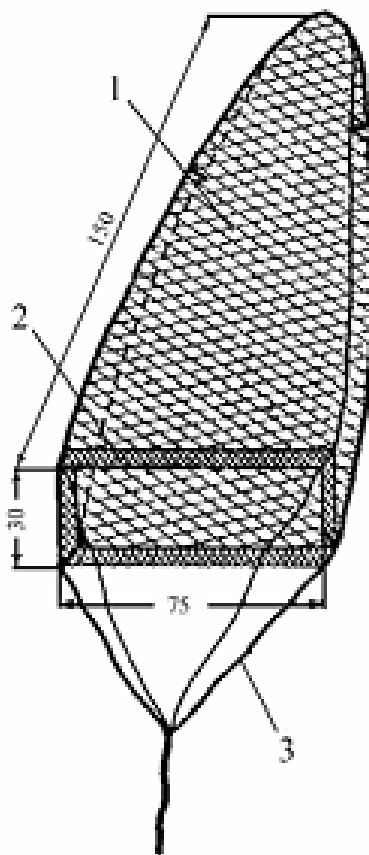


Рисунок 13 – Сачок

Мешок сачка имеет форму конуса длиной 40-45 см, дно закруглено. Сачком ловят личинок рыб среди зарослей, делая несколько взмахов в тех местах, где есть личинки или мальки. Для лова выбирают участки не только среди зарослей, но и свободные от растительности.

Сачок с уловом полностью из воды вынимать нельзя. Содержимое сачка вычерпывается в банку с водой, кутец сачка выворачивают и прополаскивают в банке. Пробу сразу же фиксируют 4 - 5 % раствором формалина (одна часть формалина на девять или семь частей воды). При большом улове лишняя молодь выпускается обратно в водоем.

Сетка Киналева. На мелководных перекатах быстрых рек и ручьев хорошие результаты дает лов мальков сеткой Киналева (рисунок 14).



1 – мешок; 2 – прямоугольная металлическая рама;
3 – поводцы

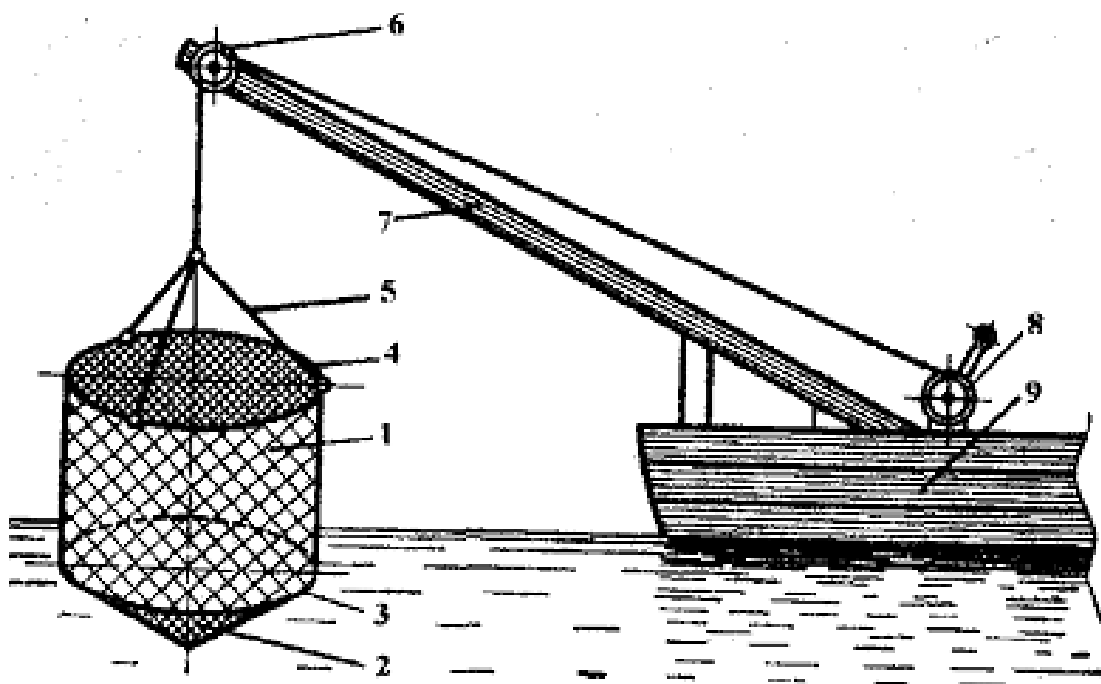
Рисунок 14 – Сетка Киналева (размеры даны в см)

Сетка Киналева представляет собой конусообразный мешок из мельничного газа с закругленным концом.

Входное отверстие обшивается плотным материалом, который прикрепляется к прямоугольной металлической раме размером 50x100 см, или 30x75 см, длина мешка - 1,5 м.

Сетку устанавливают либо против течения и в нее загоняется молодь, либо ведется по дну против течения.

Ловушка-подъемник. При облове заросших мелководий используется ловушка-подъемник для вертикального лова молодежи. В этой конструкции имеется система подъемного устройства, установленного на лодке и цилиндрическая сеть (рисунок 15) с плоским коническим дном. Цилиндр из газа натягивают на два обруча и имеет уздечку из 3 поводцов.



1 - цилиндрическая сеть; 2 - дно цилиндрической сети; 3, 4 — распорные кольца сети; 5 - уздечка трехповодцовая; 6, 7 - кран-балка с блоком; 8 - лебедка; 9 - судно

Рисунок 15 – Ловушка-подъемник

Рекомендуется два типа размера ловушки:

- 1) диаметр цилиндра 158 см, высота стенок 0,9 м;
- 2) диаметр цилиндра 114 см, высота стенок 0,6 м.

Принцип лова: сеть укладывается на мелководья, и наблюдатель, выждав определенное время (адаптация рыб к новым условиям), быстро поднимает верхний обруч сети, отрезая рыбам возможность ухода, и затем поднимает всю сеть. Ловушка применима для вертикального лова на мелководьях с глубинами до 1 м.

Ставные мелкочейные сети. Для отлова молоди рыб используют ставные мелкочейные сети (ячейка 5-12 мм), высота сети 1-2 м, длина сети 10 м. Сети устанавливаются на различных горизонтах с помощью буйков. Уловы могут дать определенное представление о направлении миграции и вертикальном, и горизонтальном размещении путей миграций молоди рыб в водохранилищах или озерах.

Инструменты для измерения рыб. Исследования рыб начинаются с линейно-массовых измерений (длина и масса). Для массовых промеров рыб часто используется мерная доска (рисунок 16).

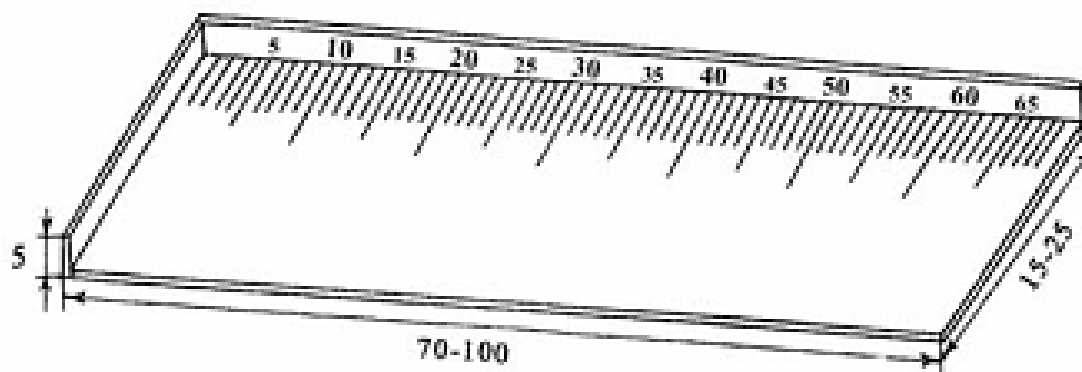


Рисунок 16 – Мерная доска (размеры в см)

Часто при измерениях берется промысловая длина. Размеры доски могут быть разными, зависит от размеров рыбы.

Более востребованными инструментами для определения длин являются штангенциркули (рисунок 17) и рулетка.



Рисунок 17 – Штангенциркуль (обычный и электронный)

Штангенциркули с электронным датчиком измерений позволяют получать данные как в дюймах, так и в миллиметрах (с точностью до 0,01 мм). Размеры современных штангенциркулей в случае необходимости позволяют «снимать» промеры даже у очень крупных рыб.

При измерении рыбы также проводится и ее взвешивание. Молодь рыб обычно взвешивают на торсионных или электронных весах с точностью до 0,01 г. На таких же весах следует взвешивать органы или половые продукты некрупных рыб. Более крупные особи взвешиваются на технических (бытовых) весах с точностью до 1 г. Здесь также особенно удобны бытовые электронные весы [18].

Все полученные данные заносятся в ихтиологический журнал и чешуйные книжки.

Вопросы для самопроверки:

1. От чего зависит способ сбора икры?
2. Для чего применяется болгарская драга?
3. Опишите конструкцию икорной сети.
4. Опишите технику лова икорной сетью.
5. Опишите конструкцию и принцип лова сети Мотоды.

6. Опишите конструкцию и принцип лова разноглубинного трала Айзекса-Кидда.
7. Опишите конструкцию и принцип лова бимтрала Расса.
8. На каких участках рек применяется сетка Киналева.
9. Какие используют инструменты для измерения рыб?
10. С помощью каких орудий можно ловить мальков?
11. С помощью каких орудий можно ловить личинок рыб?
12. Чем фиксируется икра после сбора?
13. Какие типы и конструкции волокуш существуют?
14. Опишите конструкцию и принцип лова ловушки-подъемника.
15. Для чего применяют сетку Кори?

3 Лабораторная работа №3 Сбор и консервация ихтиологического материала

Цель работы: Изучить методику сбора и консервацию ихтиологического материала.

Материалы и оборудование: 40 % водный раствор формалина, контейнеры, чашки Петри, рыбы, моллюски.

Задание:

1. Изучить первичную обработку материала в полевых условиях.
2. Изучить способы фиксации ихтиологического материала.

Теоретический материал

При взятии ихтиологических проб необходимо, чтобы орудия лова соответствовали поставленным задачам исследований. В ходе работы необходимо учитывать селективность орудий лова, а также селективность орудий лова других исследователей, с результатами которых планируется сравнить опытные данные.

Для правильного выбора метода сбора материалов необходимо знать экологию размножения изучаемого вида. Рассмотрим вариант сбора материала по плодовитости для видов рыб с единовременным характером икрометания, т. е. когда самка откладывает всю икру в течение короткого времени при синхронном развитии ооцитов. Поскольку у каждой самки овуляция происходит не единовременно, а по мере ее готовности к нересту и созреванию ооцитов, то само икрометание данной группировки производителей растянуто по времени, кроме того, следует учитывать и особенности половых циклов рыб.

У самок, относящихся к первому типу полового цикла, с весенне-летним размножением процесс накопления питательных веществ в икре (трофоплазматический рост ооцитов) заканчивается к зиме, и они зимуют со зрелыми половыми продуктами (щуковые, некоторые окуневые и карповые). У

производителей со вторым типом полового цикла, также нерестящихся в весенне-летний период, интенсивный вителлогенез протекает весной, незадолго до нереста. Следовательно, наиболее целесообразен сбор материалов по плодовитости непосредственно перед самым икрометанием. В этом случае все процессы возможной резорбции ооцитов закончатся и икринки достигнут своего дефинитивного размера и массы.

Разборку проб надо проводить как можно быстрее (не позднее чем через 2 часа), так как в пробах, содержащих много «зелени» - остатков высшей растительности и водорослей, личинки чернеют и малопригодны для определения отдельных видов. Удобно разбирать пробы в чашках Петри (рисунок 18), маленьких кюветах.



Рисунок 18 – Чашки Петри

Из банки пробу надо понемногу отливать в кювету, сильно разбавлять водой (так легче находить личинок среди большого количества грязи и растительности). Личинок из пробы выбирают пинцетом и перекладывают в сосуд (пробирки, флаконы) с чистым, заранее приготовленным 4-5 %-ным раствором формалина.

Предличинок, личинок, мальков, сеголетков сначала определяют до вида, а затем по видам раскладывают по отдельным баночкам, пробиркам, чашкам Петри и т.д. Измеряют 50-100 экз. молоди каждого вида, остальных просчитывают и записывают в журнал.

Лучше всего определять молодь при помощи микроскопа или при помощи лупы с увеличением $\times 10$ или $\times 20$.

В журнале обработки проб записывают длину, массу тела, этап развития молоди рыб. Взвешивать молодь (предличинок и личинок) можно на специальных весах - торсионных. Крупных мальков и сеголетков взвешивают на различных технических весах с точностью до 5-10 мг.

В полевых условиях первичная обработка материала должна осуществляться следующим образом [17]:

1) весь научный материал должен быть строго инвентаризирован, лучше всего по принципу карточной системы;

2) на карточках пишется вид рыбы, пол рыбы, длина тела, масса и оставляется место для будущей записи возраста;

3) в полевой обстановке можно приготовить препараты по возрасту (например, чешуя промывается в 5 %-ном растворе аммиака, после чего 5-10 чешуй закладывается между предметными стеклами и зажимается малярным скотчем, на котором оформляется этикетка). Для работы по изготовлению шлифов костей нужно иметь весьма несложный инструментарий: спиртовку, куски канифоли, матовое стекло и 1-2 мелких (полубархатных) напильника. Окончательную обработку шлифов можно сделать в лабораторных условиях;

4) коллекция рыб должна содержаться в полном порядке: каждый экземпляр фиксированной рыбы должен быть снабжен этикеткой с указанием:

местного и научного названия вида рыбы, дата, места отлова и обязательно фамилии собиравшего ихтиологический материал;

5) по меристическим (счетным) и пластическим признакам (включенных в список промеров рыб для морфологии) необходимо в дальнейшем составить базу данных. Эти данные будут обрабатываться для расчета индексов признаков и получения основных статистических характеристик у собранного морфологического материала;

б) проводить предварительную разборку проб молоди рыб, помещая ее в отдельные банки (с учетом видовой принадлежности);

8) промеры молоди желательно проводить на свежем материале.

Все рукописные материалы (журналы, дневники) должны поступить из мест наблюдений в лабораторию в таком виде, чтобы ими мог пользоваться и обрабатывать любой научный сотрудник (соответствующей специальности), а не только исследователь, который проводил сборы этих материалов. Никаких условных обозначений, понятных только одному наблюдателю, в имеющихся записях не должно быть [18].

Ихтиологические материалы, собранные в период полевых работ, дальше обрабатываются в лабораторных условиях.

Фиксация материала. При сборе и фиксировании всякого рода материалов для каждого образца должна быть написана записка с точным обозначением, простым карандашом [12, 17]:

- № по порядку, начиная с №1 (для каждой серии сборов).
- Дата и время сбора (например: 8.07.2020 г - 9:50 ч).
- Название пункта, где проводятся исследования (область, район)
- Место сбора (река, озеро, водохранилище, пойма и др.).
- Название вида рыбы.
- Фамилия собиравшего материал (коллектора).

При фиксации рыб для каждого экземпляра пишется отдельная этикетка, которая складывается или сворачивается трубочкой и помещается в ротовую полость или под жаберную крышку.

При хранении рыбы в ящике (контейнере) ее следует плотно укладывать, хорошо расправляя, а при возможности обертывать марлей каждую особь. Крышка ящика должна тщательно закрываться, чтобы не происходило испарения фиксирующего материала.

Способ фиксации рыб оказывает существенное влияние на результаты промеров, поэтому необходимо использовать тот способ фиксирования рыб, который дает безукоризненный материал для проводимых исследований.

Самым доступным в настоящее время консервирующим веществом для рыб является 40 % водный раствор формалина.

Только что пойманная рыба чаще живая опускается в разведенный 2 %-ный формалин (1 часть 40 %-ного формалина смешивается с 19 частями воды) и выдерживается в нем:

- от 5 до 10 ч (мальки),
- 24 ч (особи массой 0,5–1 кг),
- от 2 до 3 суток (особи массой более 1 кг).

Для фиксации икры обычно используется 1 %-ный формалин, т.е. разбавленный в 40 раз. У крупных рыб для проникновения формалина внутрь, прокалывается или прорезается в нескольких местах брюшко. Вскрытие живых рыб для того, чтобы формалин легче проникал в их внутренности, не проводится, потому что рыба, помещенная в формалин «живой», успеет до момента своего засыпания впитать внутрь достаточное количество формалина естественным образом. При таком фиксировании получается материал, вполне сохраняющий свой нормальный вид: обыкновенно рыба засыпает не согнутой (что легко достигается употреблением для фиксирования сосуда с плоским дном) и часто с приподнятыми плавниками. Эти два обстоятельства значительно облегчают проведение измерений, а цельность рыбы (отсутствие бокового разреза), обеспечивает точность подсчета количества чешуй в боковой линии.

Если рыба помещается в формалин «уснувшей», нужно сделать разрез по ее боку, между грудным и брюшным плавниками (рисунок 19), через этот разрез

проникнет в брюшную полость тела рыбы консервирующая жидкость. Тем же разрезом можно пользоваться при определении пола рыбы.

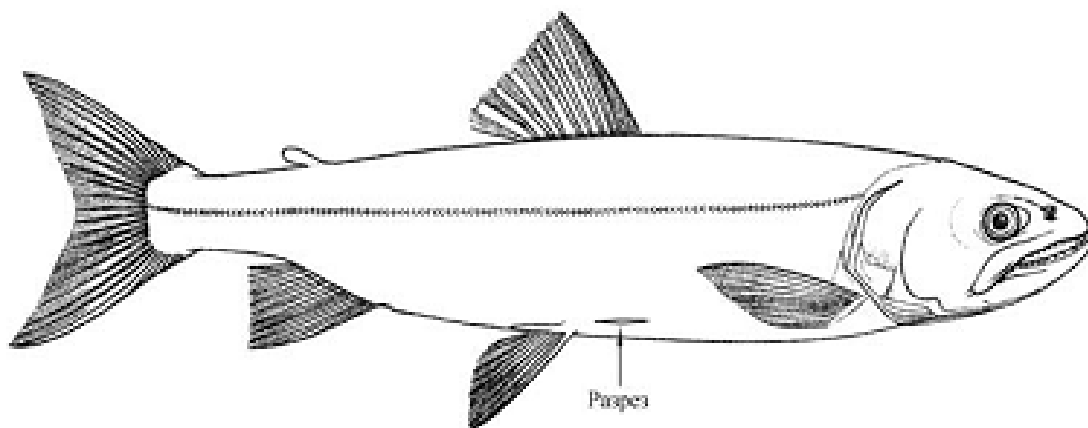


Рисунок 19 – Место разреза правого бока рыбы для свободного вхождения формалина в полость рыбы

После формалина рыба переносится в холодную воду приблизительно на такое время, которое она пробыла в формалине. Воду следует менять несколько раз. Затем рыба помещается в 40° спирт на 1 - 3 суток и, наконец, для длительного хранения помещается в 70° спирт. Икра и молодь промывается от формалина (через сутки после фиксации) водой и для длительного хранения помещается также в 70° спирт.

Мелкие объекты хранятся в стеклянных банках, с плотно закрывающимися пробками, чтобы избежать испарения и просачивания фиксирующей жидкости. Для очень малых объектов можно применять мелкие пробирки.

При хранении рыб в консервирующей жидкости, набирать ее необходимо столько, чтобы вся рыба была покрыта жидкостью. При малом объеме жидкости рыба покрывается не полностью и может обсохнуть, если же жидкости слишком много, то это может привести к ее повреждению тела.

При разведении формалина и спирта для фиксирования рыб рекомендуется пользоваться расчетными данными, представленными в таблицах 3 и 4.

Таблица 3 – Расчетные данные для разведения формалина

Формалин, который хотим получить, %	Концентрация формалина, %							
	40	30	20	10	5	4	3	2
30	33	0	-	-	-	-	-	-
20	100	50	0	-	-	-	-	-
10	300	200	100	0	-	-	-	-
5	700	500	300	100	0	-	-	-
4	900	650	400	150	25	0	-	-
3	1233	900	566	233	66	33	0	-
2	1900	1400	900	400	150	100	49	0
1	3900	2900	1900	900	400	300	200	100

Для приготовления формалина и спирта желаемой концентрации, к каждому 100 см³ формалина или спирта прибавляют такое количество воды в см³, какое указывает цифра, приведенная в таблицах, на пересечении горизонтальных граф с вертикальными.

Например, чтобы получить 2%-ный раствор формалина из 40 %-ного, то следует к 100 см³ 40 %-ного формалина добавить 1900 см³ воды (или к 1 части 40 %-ного формалина добавить 19 частей воды). А чтобы получить из 90° спирта 70° спирт, нужно к 100 см³ спирта добавить 31,1 см³ воды.

Необходимо учитывать, что при фиксации материала можно получить частично искаженную информацию, так как изменяются пропорции тела (масса и длина).

При создании ихтиологических коллекций рекомендуется после фиксации рыб в 10 % растворе формалина хранить материал в 70 % водном растворе этанола, так как в таких условиях ткани рыб подвержены деформации, декальцинации и депигментации в меньшей степени, чем при хранении в 10 % водном растворе формалина.

Таблица 4 – Расчетные данные для разведения спирта

Спирт, который хотим получить, град.	Концентрация спирта, град.						
	95°	90°	85°	80°	75°	70°	65°
90°	6,4	0	-	-	-	-	-
85°	13,3	6,6	0	-	-	-	-
80°	20,9	13,8	6,8	0	-	-	-
75°	29,5	21,9	14,5	7,2	0	-	-
70°	39,1	31,1	23,1	15,4	7,6	0	-
65°	50,2	41,5	33,0	24,7	16,4	8,2	0
60°	63,0	53,7	44,5	35,4	26,5	17,6	8,8

При проведении большинства гистологических, биохимических и ряда других исследований тканей рыб используются другие консервирующие жидкости. В первую очередь, 96% этиловый спирт (этанол).

Другим из часто используемых для этих целей растворов является жидкость Буэна: 15 частей насыщенного водного раствора пикриновой кислоты, 5 частей 40 % водного раствора формальдегида (концентрированного формалина) и 1 часть ледяной уксусной кислоты. Продолжительность фиксации не менее 24 часов.

Вопросы для самопроверки:

1. Каким образом осуществляется первичная обработка ихтиологического материала в полевых условиях?
2. Какие записи ведутся при сборе и фиксировании ихтиологического материала?
3. Какие вещества используются для фиксации ихтиологического материала?
4. Назовите основные правила фиксации ихтиологического материала?

5. Как готовится жидкость Буэна?
6. Какие существуют опасности для человека при работе с формалином?
7. Правила фиксации мелкой рыбы.
8. Правила фиксации крупной рыбы.
9. Назовите рекомендации при создании ихтиологических коллекций.
10. В каких случаях делается разрез бока рыбы?

4 Лабораторная работа № 4 Методы определения возраста рыб

Цель работы: Изучить методы определения возраста рыб по различным регистрирующим структурам.

Материалы и оборудование: микроскоп, предметные стекла, чешуя, отолиты, кости рыб.

Задание:

1. Изучить типы чешуи и методику сбора чешуи.
2. Изучить технику определения возраста рыб по чешуе.
3. Изучить методику сбора и технику определения возраста рыб по костям.
4. Изучить методику сбора и технику определения возраста рыб по отолитам.

Теоретический материал

Изучение возраста рыб имеет давнюю историю. Научные основы изучения возраста и роста рыб получило лишь в XX веке. Среди русских ихтиологов интерес к этому делу был вызван кратким сообщением Н.А. Бородина в 1904 г. в журнале «Вестник рыбопромышленности». Впервые практически определение возраста рыб (камбала, салака, килька) в России было осуществлено Е.К. Суворовым в 1909–1910 гг.

Определение возраста проводится по регистрирующим структурам: чешуя, кости (жаберная крышка, отолиты, позвонки, лучи плавников, глоточные зубы и др.). У некоторых рыб определить возраст можно только по костям, в связи с отсутствием чешуи (сом, меч-рыба), или если она крайне мала по своей структуре (тресковые, налим, камбаловые, угорь).

В настоящее время при определении возраста рыб применяется анализ нескольких регистрирующих структур. Например, установлено, что для некоторых видов атлантических лососей, угря, пикши, чешуя, взятая из разных частей тела, содержит различное количество колец. Доказано, что имеются различия в возрасте закладки чешуи у разных рыб и это вносит ошибку в

определение действительного возраста рыбы, поскольку не учитывается время, прожитое ею до закладки чешуи.

Источником ошибок может служить и наличие добавочных колец, которые образуются вследствие непериодических изменений в росте рыбы в течение одного года и могут отражать задержку в росте в начале осени, во время ската, весенних миграций или перехода из одних условий среды в другие, резко отличающиеся по кормовым объектам, температурному режиму, солевому составу воды.

Определение возраста по чешуе. Первоначально для определения возраста рыб использовали только чешую, так как она, по сравнению с другими регистрирующими структурами, имеет безусловное преимущество. Данные по возрасту оказались очень важными для исследований динамики естественных популяций и искусственного разведения рыб.

Впоследствии, выяснилось, что по чешуе можно получить разную и ценную информацию: смену местообитаний, время миграции, достижение половой зрелости, характер сезонного роста рыб и др.

У современных рыб различают несколько типов чешуи (рисунок 20).

Первая, наиболее древняя – плакоидная. Она присутствует у хрящевых рыб: акулы, скаты, пила – рыба. В течение жизни она неоднократно сменяется.

Вторая – ганоидная, ее наружная поверхность выстлана эмалеподобным веществом – ганоином. Чешуя имеет ромбическую форму и боковой выступ в виде зуба, при помощи которого чешуйки соединяются между собой. Она отмечена у панцирниковых рыб, многоперых и сохраняется на хвосте у осетровых рыб.

Самыми распространенными из обладателей этой чешуи являются нильский многопер или бишир (*Polypterus bichir*), достигающий 70 см длины, обитающий в озерах Чад, Рудольфа и в верховьях Нила, и каламоихт (*Calamoichthys calabaricus*) достигающий длины 90 см, населяющий водоемы по западному побережью тропической Африки.

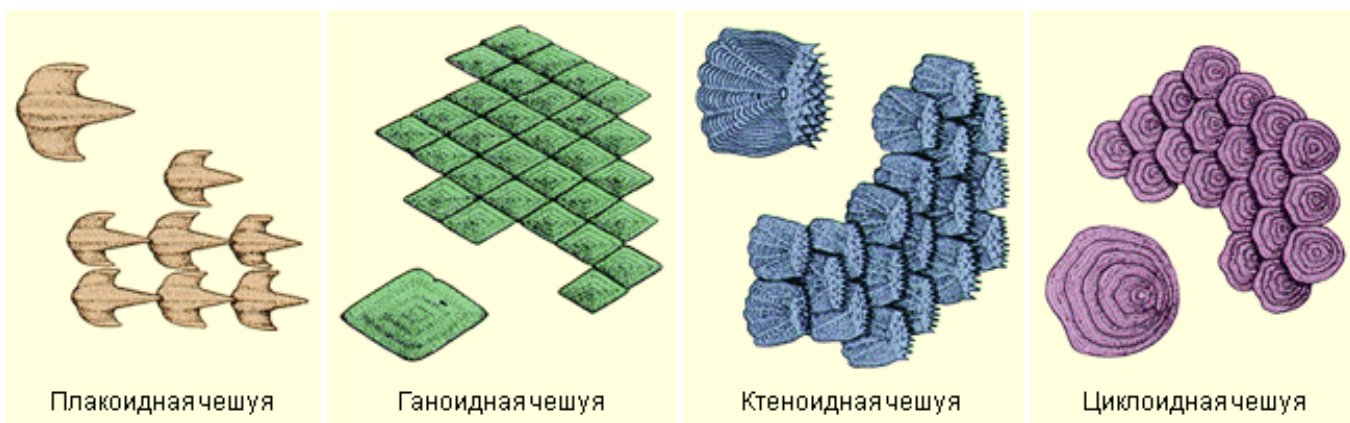


Рисунок 20 – Типы чешуи

Разновидностью этой чешуи, является космоидная чешуя, которая представляет собой костные диски и их наружная поверхность покрыта группами бугорков – космина, дентиноподобного костного вещества, пронизанного ветвящимися канальцами. Эта чешуя имеется у подкласса лопастоперые рыбы, надотряда кистеперые. К ним относится рыба латимерия (*Latimeria chalumnae*), единственный вид, который сохранился до нашего времени и встречается у Коморских островов.

Третья – костная, которая появилась в результате преобразования ганоидной и по характеру ее поверхности различают два типа этой чешуи. Первая это циклоидная чешуя с гладким задним краем (рисунок 21).



Рисунок 21 – Чешуя циклоидная

Эта чешуя свойственна сельдеобразным рыбам (сельдь), лососевым (лосось, кета, микижа, кижуч, форель, паляя), сиговым (нельма, сиг, ряпушка), корюшковым

(корюшка, снеток, мойва), карповым (сазан, плотва, уклейка, язь, лещ), а также – хариусу, гольцу, чавыче, щуке, тайменю, ленку и камбале (рисунок 22).

Вторая – *ктеноидная*, задний край с шипиками (рисунок 23). Этой чешуей покрыто тело окуня, ерша, судака, берша, рогатковых и др. (рисунок 24).

Есть рыбы с разными видами чешуи. Так, у некоторых бычковых рыб в отдельных частях тела встречается и циклоидная и ктеноидная чешуя. У групперов, обитающих во всех тропических и субтропических морях, чешуя выше боковой линии – ктеноидная, ниже – циклоидная (рисунок 25).

У полярных камбал самцы имеют ктеноидную чешую, самки – циклоидную [22] (рисунок 26).

Чешуя у нож-рыбы не может быть отнесена ни к циклоидной, ни к ктеноидной, т.е. она занимает промежуточное положение между обычной чешуей и кожным зубом (рисунок 27).

Чешуя на теле рыб формируется при переходе на мальковый этап развития. Закладка первых чешуй обычно наблюдается в хвостовой части тела вдоль боковой линии и у основания грудного плавника.

Например, у синца *Abramisballerus* процесс формирования чешуйного покрова начинается у личинки длиной 16,8 мм. Формирование чешуйного покрова продолжается 42 суток при температуре воды 16–20 °С. Причем, вначале рост чешуи носит аллометрический характер (орган растет иначе, чем остальное тело), а затем – изометрический (рост органа происходит с такой же скоростью, как все тело). И на этом этапе показатели формы тела и чешуи изменяются синхронно.

У тилляпии чешуя формируется, когда рыба достигает в длину 0,7–0,9 см, у тресковых, сельдей, обыкновенного тайменя, хариуса – 3,0–4,0 см.



Палия *Salvelinus lepechini* (Gmelin)



Плотва *Rutilus rutilus* (L.)



Кумжа *Salmo trutta* (L.)



Корюшка *Osmerus eperlanus* (L.)



Ряпушка *Coregonus albula* (L.)



Язь *Leuciscus idus* (L.)



Сиг *Coregonus lavaretus* (L.)



Щука *Esox lucius* L.



Лещ *Abramis brama* (L.)



Хариус *Thymallus thymallus* (L.)

Рисунок 22 – Рыбы с циклоидной чешуей

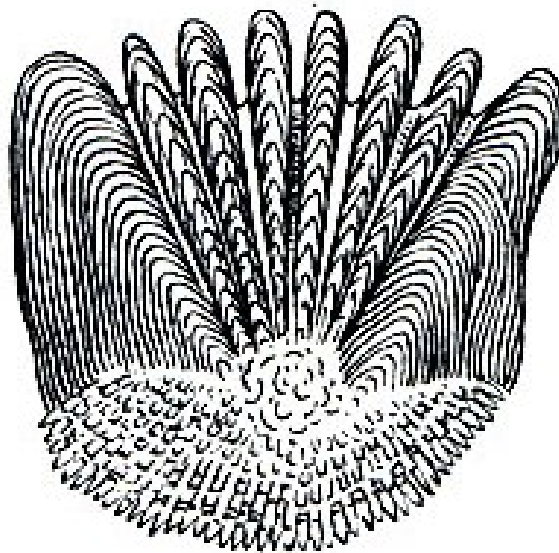


Рисунок 23 – Чешуя ктеноидная



Окунь *Perca fluviatilis* L.



Судак *Sander lucioperca* (L.)



Ерш *Gymnocephalus cernuus* (L.)



Четырехрогий бычок, рогатка
Myoxocephalus quadricornis (L.)

Рисунок 24 – Рыбы с ктеноидной чешуей

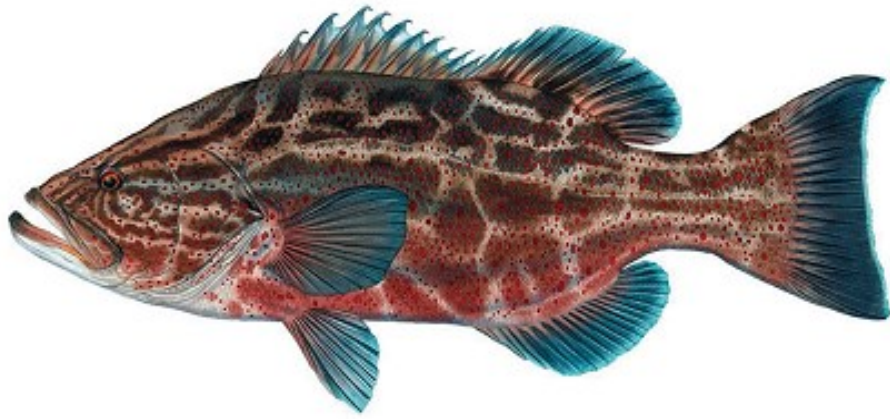


Рисунок 25 – Групер тигровый (*Mycteroperca tigris*)

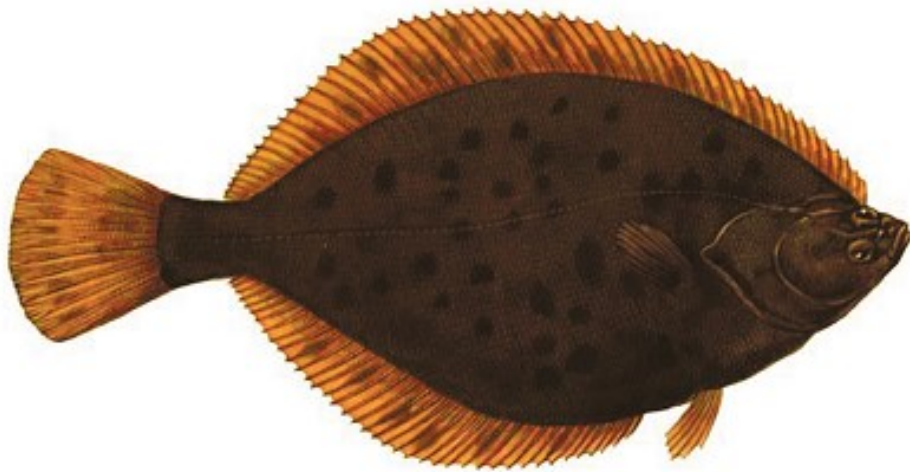


Рисунок 26 – Полярная камбала (*Liopsetta glacialis*)



Рисунок 27 – Нож-рыба (*Novaculichthys teaniourus* (Lacepede))

Чешуйки имеют вид тонкой прозрачной пластинки. У некоторых рыб наблюдается ороговение кожи для защиты от механических повреждений (круглоротые, костистые и двоякодышащие). В брачный период у многих самцов, лососевых, сиговых, карповых и других видов рыб на чешуе появляются бугорки (или сыпь), что является результатом воздействия половых гормонов.

Методика сбора чешуи. Чешую необходимо брать с середины тела рыбы: выше или ниже боковой линии, не захватывая ее под спинным плавником или чуть впереди него (рисунок 28). Если же спинных плавников несколько (2–3), то чешую берут под первым, расположенным ближе к голове.

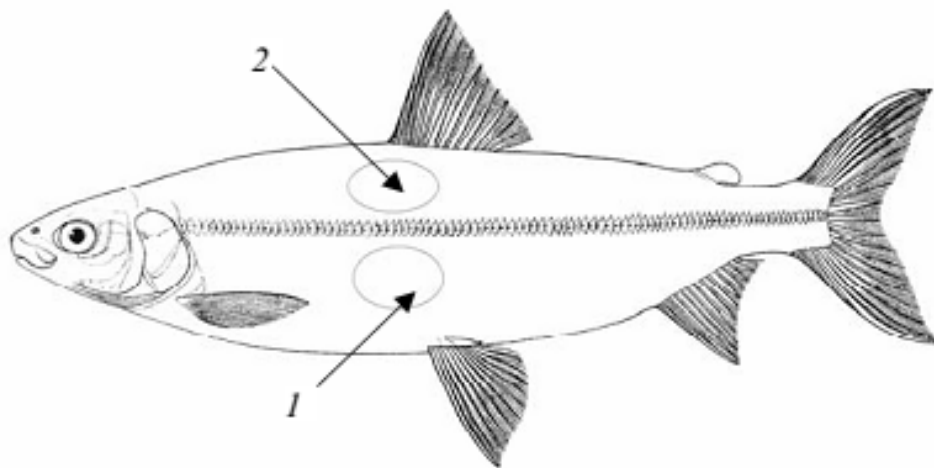


Рисунок 28 – Место взятия чешуи

При отсутствии у рыбы четко выраженной боковой линии (верховка, налим, сибирский голец-усач), то чешую берут с середины бока рыбы, также под спинным плавником. В этом месте чешуя крупная с отчетливой структурой и правильной формы, что особенно важно при обратном расчислении роста рыбы.

Рискованно использовать для работы чешую, взятую не на середине тела, так как на ней не всегда можно различить годовые и дополнительные кольца. На чешуе, взятой у головы или в хвостовом отделе, особенно, когда они неправильной формы, добавочные кольца почти невозможно отличить от годовых колец [18].

Для анализа у одной рыбы берут несколько чешуй. Чешую необходимо выбирать без видимых следов повреждений.

К сбору чешуи приступают после того, как рыба взвешена и определена ее длина. Место взятия чешуи должно быть предварительно тщательно очищено от прилипшей «посторонней» чешуи и от излишней слизи.

Снимать крупную чешую с тела рыбы лучше всего пинцетом, у которого, если они есть, сошлифованы насечки. Обычно при захвате чешуй они оставляют следы. Если же чешуя мелкая, то ее можно соскоблить скальпелем.

Количество чешуй, взятых от каждой особи, должно быть не менее 10–15 шт., так как среди них могут быть дефектные чешуйки, иногда требуется повторный просмотр чешуйных препаратов.

Взятая чешуя укладывается на листочки особой книжки, получившей название «чешуйная», к которым чешуйки хорошо приклеиваются собственной слизью. Чешуйная книжка представляет собой прямоугольный блокнот из мягкой бумаги размером 6×11 см, но они могут меняться в зависимости от величины чешуи. В книжке должно быть 25–50 листов, чтобы в нее входила вся проба из улова.

Все записи в чешуйной книжке и на этикетках следует писать простым карандашом, чтобы можно было исправить ошибки. Кроме того, карандашные записи вполне хорошо сохраняются в любых фиксирующих жидкостях.

На лицевой стороне (обложке) чешуйной книжки пишется ее номер, название вида рыбы и ее начальные и конечные номера, дата, место, станция отбора, орудие лова, фамилия исследователя (рисунок 29).

На каждой странице (листке) чешуйной книжки с левой стороны указываются вид рыбы, ее номер и точная дата сбора материала. Ниже указываются некоторые биологические показатели по каждой особи:

l – длина тела, мм;

Q – масса рыбы с внутренностями;

q – масса рыбы без внутренностей, г;

R – масса половых продуктов, г.

1

Чешуйная книжка № <u>2</u> (с № 51 по 100)	
Вид рыбы:	<u>Елец</u>
Место сбора:	<u>р. Томь, окр. с. Орловка</u>
Д а т а:	<u>август 2009 г.</u>
Коллектор:	<u>Иванов И.И.</u>

2

<i>Елец № 63 17.08.2009</i>	
<i>L - 332 мм</i>	♀ III
<i>l - 318 мм</i>	
<i>Q - 256 г</i>	навеска
<i>q - 196 г</i>	
<i>R - 16,3 г</i>	
<i>нат. жел. - 0</i>	

1 – записи на обложке; 2 – записи на каждом листе.

Рисунок 29 – Образец чешуйной книжки с записями

С правой стороны (ближе к краю листа) помещаются чешуйки, концы листа дважды загибаются, и чешуя оказывается как бы в своеобразном конвертике. Если коллектор после закрытия чешуи мягко придавит лист пальцами - это обеспечит более лучшее прилипание самой чешуи и даже частично снимет гуаниновый слой, что облегчит в будущем приготовление чешуйного препарата.

В лабораторных условиях чешую замачивают в 5 % растворе аммиака (1–3 часа), очищают от слизи и тканей чешуйного кармана, осторожно вытирают марлей и затем приступают к изготовлению чешуйных препаратов. Для этого чешую раскладывают на предметное стекло, накрывают мелкую – покровным стеклом, крупную – вторым предметным стеклом и определяют возраст под бинокулярным микроскопом, при разном увеличении в зависимости от размера чешуи. Промеры производятся с помощью окуляр-микрометра [17].

При просмотре чешуи хорошо видно, что вся ее поверхность производит впечатление, как будто это дуги окружностей, описанных очень большими радиусами. Эти образования носят название склеритов. Кроме того, на чешуе отчетливо видно чередование светлых (широко расположенные) и темных (близко расположенные) колец (рисунок 30).

В центре чешуи небольшое колечко a_1 со склеритами, несильно разобщенными. Далее идет кольцо с редко расположенными склеритами a_2 . Оба кольца ($a_1 + a_2$) считается за одно кольцо А, первое светлое кольцо. За этим кольцом – пояс сильно сближенных склеритов, темное кольцо Б.

Наконец, последний пояс редко сидящих склеритов, светлый пояс В, окаймляющий край чешуи. Первое светлое кольцо А относится к периоду роста малька (2–3 месяца) и называется «мальковым кольцом». Затем следует рост молоди в летне-осенний период - широкие светлые склериты и темные (Б), со склеритами сближенными, что соответствует росту рыбы в зимний период. Широкие склериты плюс сближенные склериты равны первому году жизни рыбы. Началу роста рыбы на второй год предшествует образование широких склеритов (В). Следовательно, этой рыбе около 1,5 лет (1+).

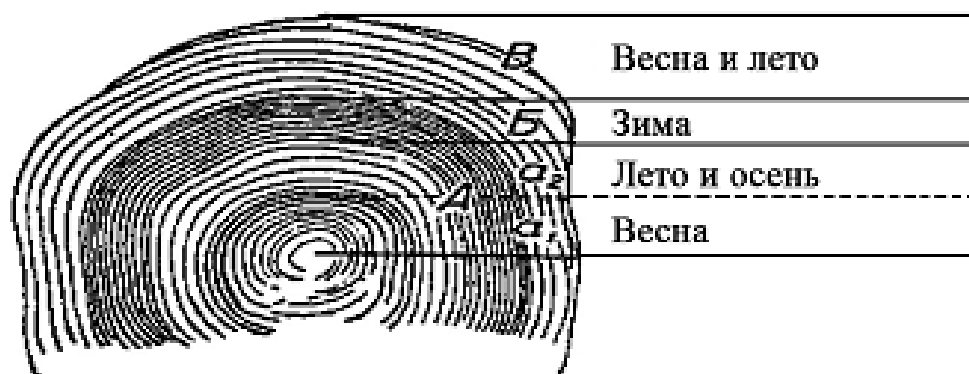


Рисунок 30 – Схематический рисунок чешуи горбуши

Процедура определения возраста, заключается в подсчете элементов структуры – годовых колец на чешуе. Сложность состоит в том, чтобы отличить

элементы структуры, которые формируются раз в год, от тех элементов, которые никакого отношения к годовым кольцам не имеют и, именуется добавочными или дополнительными кольцами или метками.

Важным, при изучении возраста рыб, является вопрос о времени закладки годового кольца. Если годовое кольцо на чешуе является непосредственным результатом замедления роста в зимний период жизни рыб, то время появления кольца, очевидно, должно падать на весну (апрель, май), когда и появляется граница между годовыми кольцами.

Наряду с исследованием колец на чешуе и костях совершенно необходимо также изучить образ жизни рыб для выявления тех «узких мест» в ее жизни, которые могли бы отразиться на росте.

Некоторые виды рыб (атлантические и каспийские сельди, лососи), готовясь к икрометанию, много сил отдают на развитие половых продуктов и на процесс откладывания икры, чему предшествуют порой весьма длительные миграции рыбы к местам нереста и, которые сопровождаются ее голоданием, при этом рост ее замедляется, что отражается на чешуе. Склериты чешуи в период нереста рыбы узкие и дают темное кольцо, т.е. нерестовое, которое нельзя считать за годовое. Нерестовые метки выражены у самцов отчетливее, чем у самок и часто совпадают с годовыми кольцами.

По типу чешуи в целях определения возраста всех рыб можно разделить на две группы. К первой относятся большинство карповых рыб, а также лососевые, окуневые и тресковые, ко второй – сельдевые.

Форма и расположение склеритов на чешуе не у всех рыб одинаковы.

Самый распространенный тип расположения склеритов наблюдается у карповых (воблы, леща), окуневых, лососевых – кругами, у тресковых – валиками.

У одних рыб годовые кольца лучше видны на передней части чешуи, лежащей в чешуйном кармашке и обращенной к голове, у других – на задней, торчащей наружу из чешуйного кармашка и обращенной к хвосту. Это приходится устанавливать на опыте, когда приступаешь к определению

возраста новой рыбы, которой еще никто не занимался. Например, у воблы и леща годовые кольца лучше видны на задней части чешуи, у судака и сельди – на передней, у толстолобиков – на пограничной линии между задней частью и боком чешуи.

Время образования годового кольца на чешуе рыб разное. Оно меняется в разных возрастах даже у отдельных рыб одного вида в одном и том же водоеме. Обычно новое годовое кольцо образуется в период, начиная с ранней весны и кончая первой половиной лета.

Добавочные (дополнительные) кольца, которые образуются в результате непериодических (случайных) изменений в росте рыбы в течение года, как правило, менее отчетливы, чем годовые. Наиболее часто встречаются добавочные кольца, выраженные не по всей окружности чешуи, а только в части ее, например, у воблы обычно на передней части чешуи. Такие кольца легко отличить от годовых по их неполной замкнутости. Часто добавочные кольца бывают видны не на всех чешуях данной рыбы [12].

Кроме этих, легко распознаваемых колец, имеются еще дополнительные кольца, очень похожие на годовые по своей резкой видимости на чешуе, полной замкнутости и постоянству на чешуях одной и той же рыбы. Для распознавания этих добавочных колец приходится руководствоваться другими признаками, принимая во внимание, что эти кольца образуются в результате непериодической задержки роста или резкой смены быстрого роста медленным. Последний вызывается изменением ее биологического состояния (нереста, питания и связанных с ним ожирения или потери жира, а также упитанности и условиями жизни: изменением количества и доступности пищевых организмов или же условий усвоения пищи в зависимости от особенностей гидрологического режима) [13].

Однако чешуя как регистрирующая структура имеет и отрицательные свойства, затрудняющие определение возраста:

- установленное для многих видов рыб прекращение роста чешуи при достижении рыбой определенного возраста. Многие исследователи связывают начало нерегулярного роста чешуи с наступлением половой зрелости у рыб.

- возможность резорбции краев чешуйной пластинки под воздействием голодания, наступления половой зрелости и сильного изнурения во время нерестовых миграций, неполноценная диета.

- в онтогенезе чешуя появляется у рыб гораздо позже, чем кости и отолиты, поэтому в отличие от последних она не пригодна для определения возраста и изучения роста рыб моложе одного года.

Методика сбора костей рыб. Возраст рыб можно определить по костям, на которых также образуются наслоения (соответствующие годовым кольцам чешуи). Многие кости черепа в той или иной степени фиксируют рост рыбы [4]:

- челюстные кости (особенно верхнечелюстная);
- окаймляющие рот;
- большая кость плечевого пояса – клейтрум, отделяющая жаберную щель рыб от туловища (рисунок 31);
- плоские кости черепа;
- кости жаберной крышки.

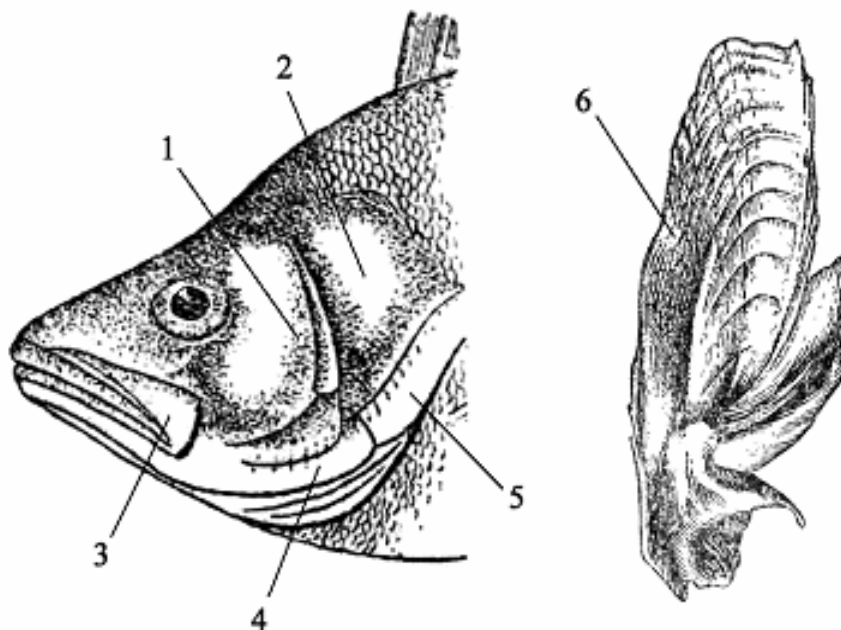
Наиболее часто используемыми являются четыре кости жаберной крышки:

- предкрышечная (преоперкулярная),
- крышечная (оперкулярная),
- подкрышечная (субоперкулярная),
- междукрышечная (интероперкулярная);

Наиболее оптимальные результаты получаются при оценке возраста по крышечной кости.

Кости рыб для определения возраста используются при отсутствии чешуйного покрова у рыбы или когда чешуя очень мелкая (осетровые, линь, налимовые), а также когда методика определения возраста по чешуе для данной рыбы не разработана, и необходимо иметь материал (для проверки и уточнения определения возраста). В таких случаях кости – основной материал [20].

Для сбора костей головы и плечевого пояса у некоторых рыб (лещ, судак, мелкие осетровые) отрезают голову вместе с грудными плавниками, кладут этикетку в рот рыбы и, положив несколько голов в одну посуду, обваривают их кипятком (каждую голову лучше завернуть перед обвариванием в отдельную марлю).



1– предкрышечная; 2– крышечная; 3– верхнечелюстная;
4– междукрышечная; 5– подкрышечная; 6– кость плечевого пояса леща

Рисунок 31 – Некоторые плоские кости головы окуня и плечевого пояса леща

У крупных рыб для взятия указанных костей не отрезают всю голову, а делают глубокие надрезы в соответствующих местах головы и вынимают только кости с прилегающими к ним костями и частично мышцами.

Для мелких рыб достаточно бывает обварить головы кипятком или же поварить их, не доводя воду до кипения. Кости крупных рыб иногда приходится немного прокипятить. При выварке костей их лучше не доварить, чем переварить. В последнем случае кости мутнеют и могут отпасть и перепутаться, если головы не завернуты в марлю [20].

После варки кости выбирают, очищают от остатков тканей (щеточкой и тряпочкой) в теплой воде, просушивают (каждую кость пронумеровывают тушью) и раскладывают по коробочкам с этикетками. Высушенные кости очень хрупки и требуют тщательной укладки. При излишней сухости места хранения препаратов, могут легко деформироваться.

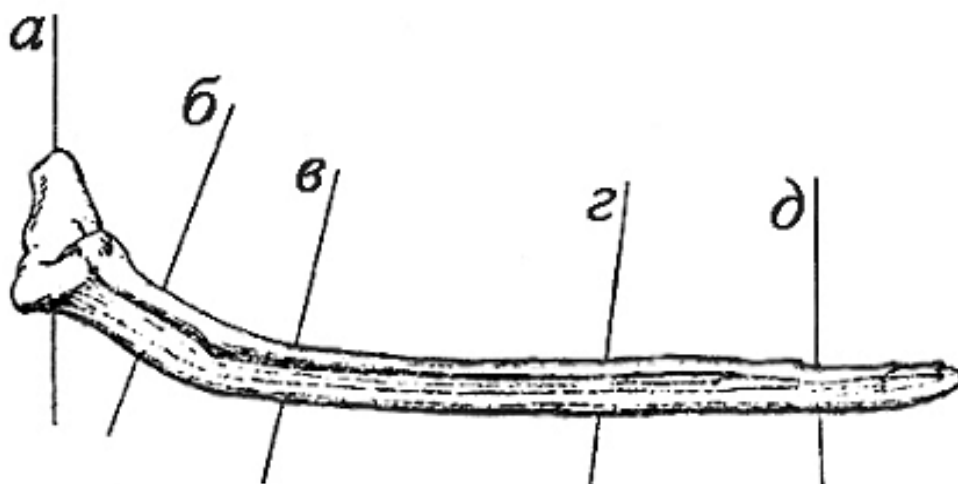
У мелких рыб крышечные кости (оперкулюм) жаберной крышки можно вынимать пинцетом, затем кости складывают в чешуйные книжки, а затем в лаборатории очищают от тканей и используют для определения возраста.

У осетровых оперкулюм излишне толстая и требует предварительной сложной обработки и обычно не используется.

У осетровых и у сомовых рыб для определения возраста берут первые костные лучи грудных плавников.

Чтобы вырезать луч, надо сделать надрез лопасти плавника вдоль костного луча до его сочленовной головки. Затем перерезают соединительнотканые связки, отгибают отделенный от плавниковой лопасти луч и ножом извлекают его головку из сочленовной ямки. Луч нельзя обламывать или отрезать от сочленовной головки, так как для определения возраста нужна та часть, которая прилегает непосредственно к головке (рисунок 32).

От каждой рыбы достаточно брать по одному лучу. Каждый извлеченный луч, без предварительной выварки, снабжается этикеткой, привязываемой к нему с помощью нитки или наворачиваемой на луч в несколько слоев. Это делается вскоре по извлечению луча из плавника рыбы, тогда этикетка прилипает к лучу, и прочно на нем удерживается. Наворачивание этикетки на луч необходимо начинать с чистого ее конца с таким расчетом, чтобы надписи находились уже на слоях бумаги, а не на самом луче. Этим предупреждается возможность смазывания надписей и прилипания их к лучу.



а, в, г, д – возможные места поперечных распилов;
 б – рекомендуемое место распила

Рисунок 32 – Первый луч грудного плавника стерляди

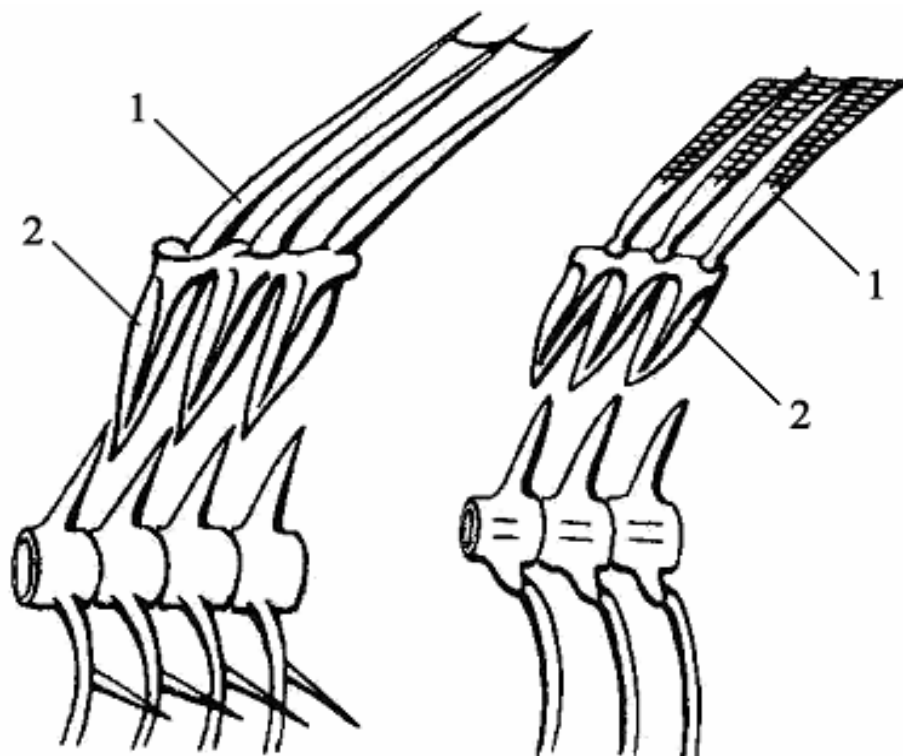
Все лучи одного и того же вида рыбы, собираемые в период полевых работ, должны иметь так же, как и страницы чешуйной книжки, одну и ту же порядковую нумерацию.

Снабженные этикетками лучи, связываются плотной ниткой в цепочку, которая вывешивается для просушивания в течение нескольких дней, после чего их можно упаковать в общий мешочек из тонкой хлопчатобумажной ткани или из марли, где там они могут храниться до камеральной обработки (до распилки для получения среза).

Если покровные кости черепа не дают желаемой информации у безчешуйных рыб, то возраст определяется по позвонкам, образующих позвоночник рыб (рисунок 33, 34). Позвонки чаще всего берут близ головы как наиболее крупные [20].

Определением возраста по позвонкам пользуются редко, хотя годовые зоны хорошо видны на них у многих рыб. Для получения этого материала нужно вырезать большой кусок из рыбы, иногда вместе с головой; иногда позвонки удается извлечь не отрезая голову. Позвонки очищают от остатков тканей (у крупных рыб) и

обезжиривают (эфиром, бензином или лучше всего смесью: 1/3 эфира и 2/3 бензина) также, как кости головы и плечевого пояса.



1 – лучи плавника (слева неветвистые, справа ветвистые);
2 – птеригофоры

Рисунок 33 – Скелет спинного плавника костистой рыбы с элементами позвоночника

Кроме того, можно использовать последний позвонок–уростиль (хрящевое или костное образование, облегающее загнутый вверх конец хорды некоторых рыб; плоские косточки–гипуралии (рисунок 35), которые служат для прикрепления хвостового плавника.

Уростиль и гипуралии отрезают вместе с хвостовым плавником, очищают и высушивают.

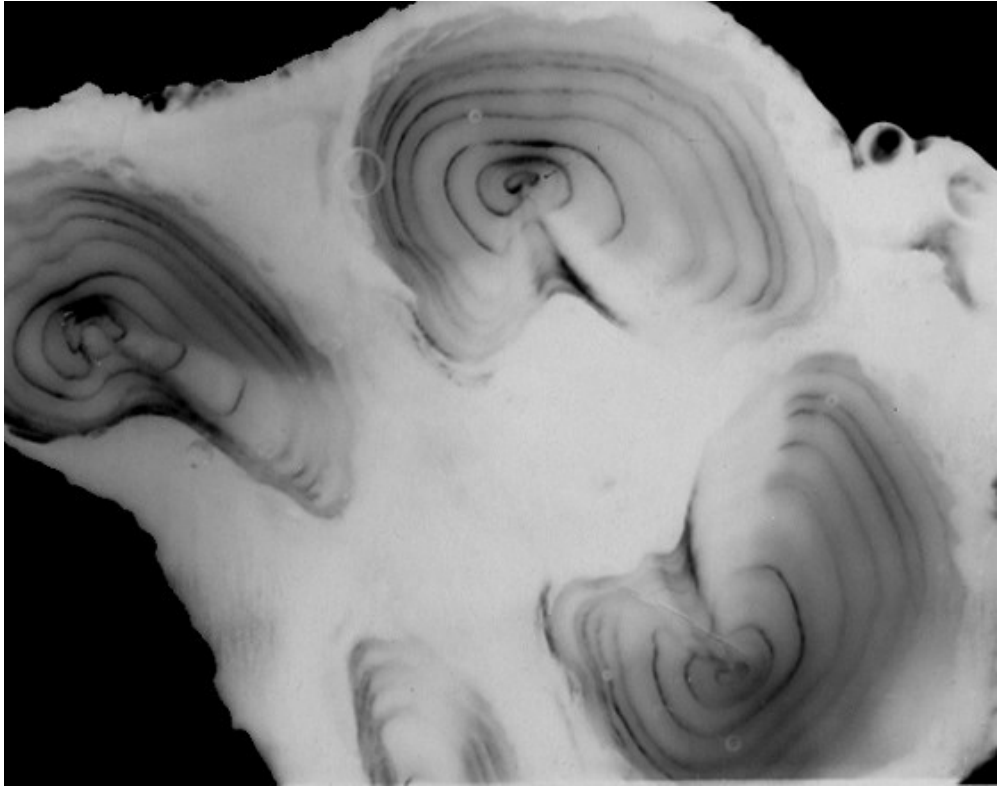
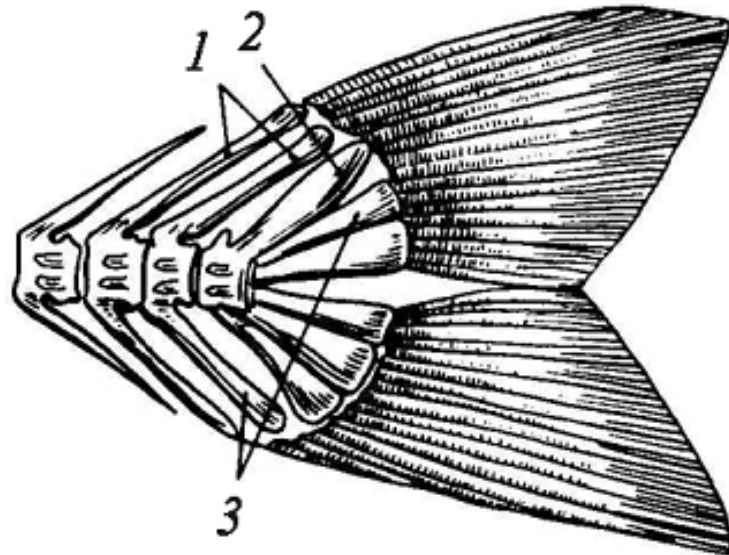


Рисунок 34 – Срез лучей спинного плавника леща



1 – уронеуралии; 2 – уростиль; 3 – гипуралии

Рисунок 35 – Скелет хвостового плавника костистой рыбы

Методика сбора отолитов. Для извлечения отолитов (слуховые камушки, известковые тельца) из капсулы отрезают жабры от межжаберного промежутка и обнажают нижнюю сторону черепа, при этом обнаруживаются обе слуховые капсулы с отолитами (рисунок 36).

Надрезав над ними тонкие кости, отолит вынимают пинцетом, стараясь не сдвинуть его вовнутрь черепа (тогда найти отолит будет трудно). Отолиты собирают в чешуйную книжку.

Как правило, отолиты надо брать у свежей рыбы, так как у рыб, фиксированных формалином, отолиты становятся очень хрупкими и теряют прозрачность.

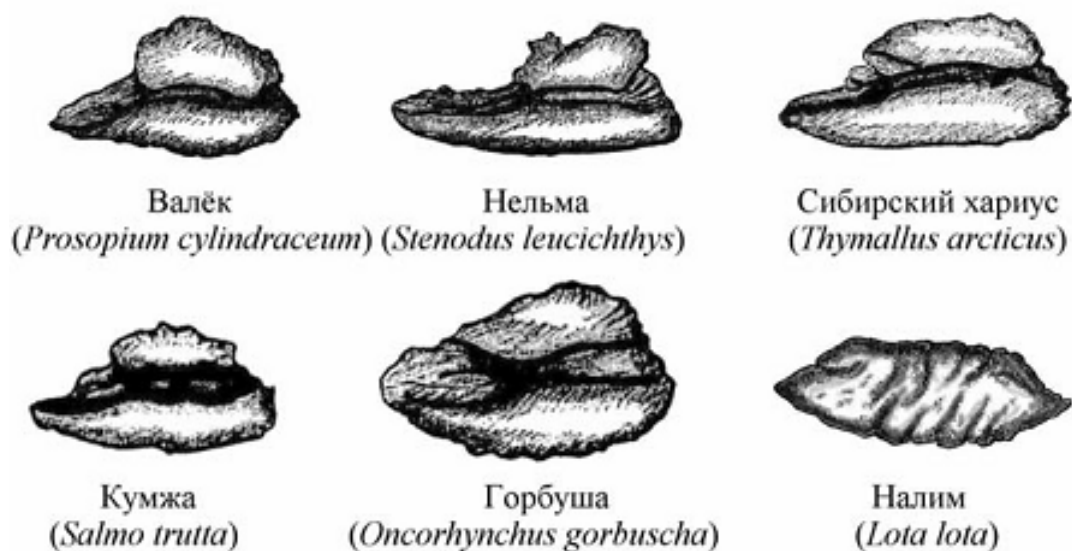


Рисунок 36 – Форма отолитов некоторых костистых рыб (увеличено)

Отолиты перед просмотром можно прокалить в пламени спиртовки, подшлифовать (рисунок 37). По отолитам возраст более точно определяется у многих лососевых, налима, ерша, ротана.



Рисунок 37 – Шлиф отолита с годовыми кольцами (5-летний налим)

Помимо годовых колец на отолитах можно увидеть и добавочные кольца, но они менее резки и большей частью не замкнуты.

Вопросы для самопроверки:

1. Типы чешуи.
2. Из какой части тела берут чешую у рыб, для определения возраста.
3. Что из себя представляет чешуйная книжка?
4. Какие записи оставляют на чешуйной книжке?
5. Опишите методику сбора костей рыб.
6. Какие кости жаберной крышки используются для определения возраста рыб?
7. В каких случаях для определения возраста используются кости рыб?
8. Опишите методику сбора отолитов.
9. Из-за чего образуются добавочные кольца на чешуе?
10. Назовите источники ошибок при определении возраста по чешуе.
11. Какой из способов определения возраста наиболее точный?
12. Кем впервые был определен возраст рыб в России?

5 Лабораторная работа № 5 Методы изучения половой структуры рыб

Цель работы: изучить методы определения пола рыб.

Материалы и оборудование: рыба разных видов.

Задание:

1. Изучить вторичные половые признаки, по которым можно определить пол рыбы;
2. Изучить внешние признаки, по которым можно определить пол осетровых рыб, карпа и обыкновенного сома.

Теоретический материал

Определение пола рыб – один из важнейших этапов исследований рыб.

Половым диморфизмом (от греч. *di* – вдвое, дважды и *morphe* – форма) называют наличие двух хорошо различимых типов строения – мужского и женского – в пределах одного вида. Различия могут затрагивать окраску и форму отдельных частей тела, при этом различия половых органов не учитываются. Половой диморфизм позволяет определить пол рыбы, не вскрывая ее. Если вскрытие рыбы невозможно и нецелесообразно по определенным причинам, то знание этих признаков имеет важное практическое значение.

Известно, что у многих половозрелых самок брюшная полость увеличена, половое отверстие больше, чем у самцов, несколько припухшее и красноватое. У самцов половое отверстие втянуто и имеет вид узкой бледно-окрашенной щели.

У некоторых видов рыб вторичные половые признаки выражены достаточно четко и проявляются:

- в величине плавников (рисунок 38);
- в размерах самок и самцов (у некоторых рыб самки значительно крупнее самцов);
- в окраске (самцам некоторых видов рыб во все сезоны свойственна более

яркая окраска);

- в типе чешуи (самцы полярной камбалы рода *Liopsetta* имеют ктеноидную чешую, самки – циклоидную);

- в наличии совокупительных органов (у самцов хрящевых рыб имеются птеригоподии, у самок их нет).

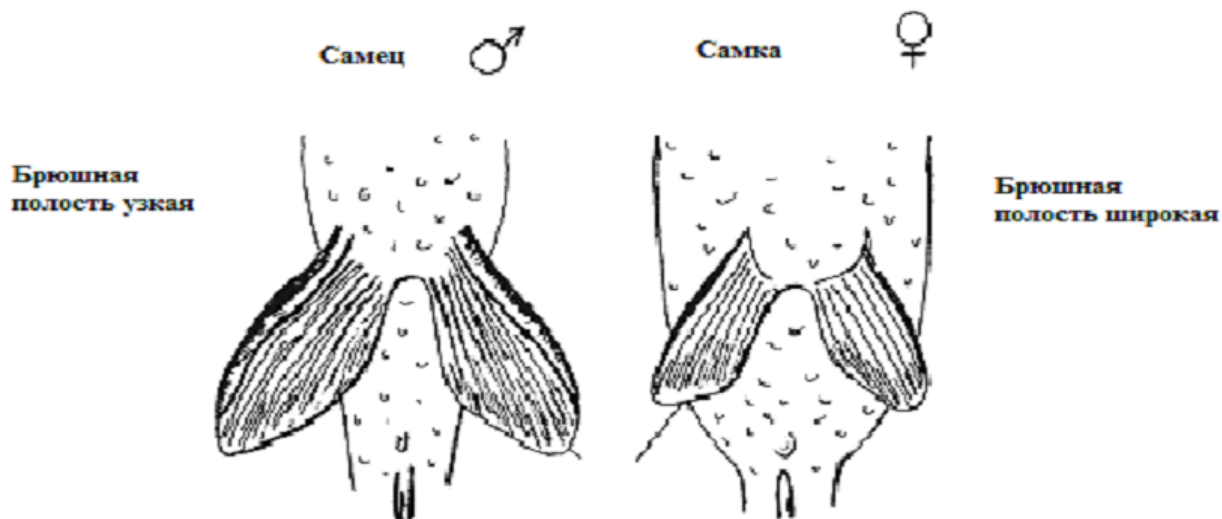


Рисунок 38 – Брюшные плавники линя

У многих рыб половой диморфизм становится заметным только в преднерестовый период под влиянием половых гормонов. В этот период в большинстве случаев у самцов появляется так «брачный наряд», который исчезает после нереста. Так, например, у многих карповых рыб на голове и теле самцов развиваются роговые образования белого цвета - «жемчужная сыпь» (рисунок 39, 40).

До начала половой дифференциации пол большинства объектов аквакультуры определить сложно. Как правило, на ранних стадиях пол определяют при помощи гистологических, биохимических, генетических, гормональных, ультразвуковых (УЗИ-диагностика), биопсийных (биопсия гонад), эндоскопических, лапароскопических (лапароскопия или прямая пальпация) методов. С момента начала половой зрелости начинает проявляться половой диморфизм, который максимально проявляется к достижению половой зрелости, особенно в период

нереста.



Рисунок 39 – Брачный наряд леща



Рисунок 40 – Брачный наряд красноперки

Определение пола карпа. В раннем возрасте пол карпа определить сложно. Как правило, пол определяется у половозрелых карпов по следующим признакам:

- самцы имеют более острые грудные плавники, также они визуально больше по отношению к размерам тела;

- самки имеют более «тяжелое» тело.

У самцов во время брачного периода на жаберных крышках развиваются туберкулы (выглядят как манка). При поглаживании жаберных крышек в сторону хвоста от головы ощущаются шероховатости, подобные наждачной бумаге. Самки и самцы имеют различия в строении анального отверстия (рисунок 41).



Рисунок 41 – Различия в строении анального отверстия самки и самца карпа

Определение пола сома обыкновенного. Рыбоводы для определения пола сома обыкновенного традиционно использовали форму полового соска (рисунок 42, 43). Весной самки имеют округлую голову, выпуклое брюшко с утолщенными сосками, приобретающими ярко-красную кайму перед нерестом. Самцы по цвету кожи темнее, у них подтянутое брюшко, угловатой формы голова, половые соски в виде плоского и острого наконечника. У зрелых самцов первые жесткие лучи грудных плавников более длинные и массивные (у самцов масса отдельных лучей более чем в два раза больше по сравнению с самками).

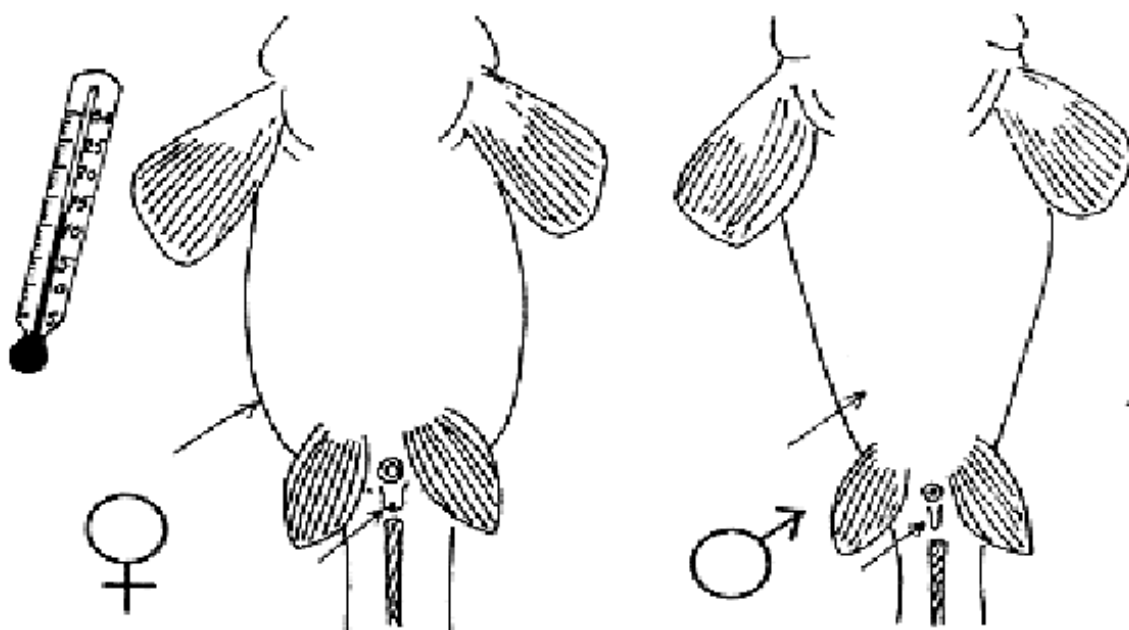


Рисунок 42 – Различия полового соска у обыкновенного сома

В нижней части первых лучей грудных плавников у самцов имеются острые колючки длиной 0,6–0,9 см. У самок общее количество этих колючек значительно меньше, а их длина составляет всего 0,2–0,4 см.



А

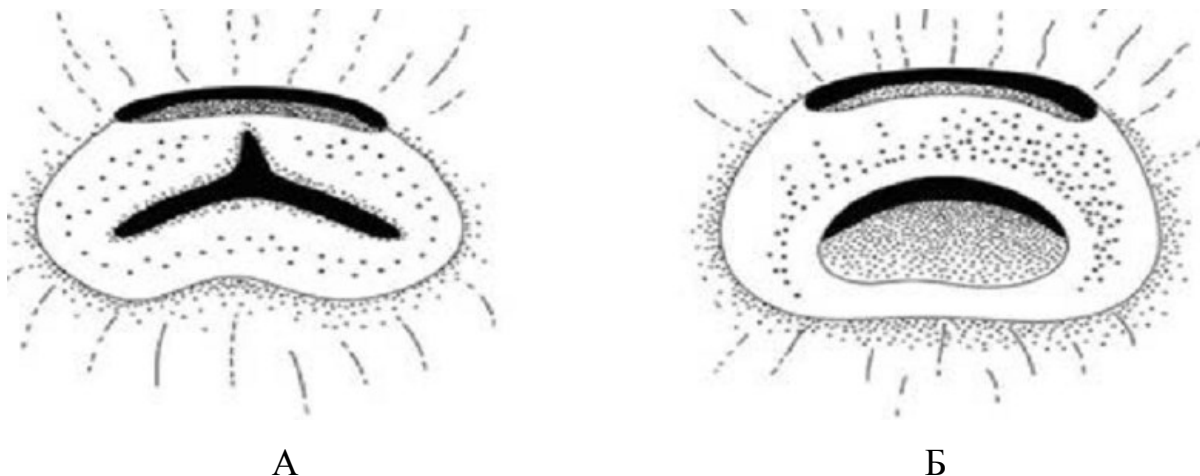


Б

А – самец; Б – самка

Рисунок 43 – Различия полового соска у африканского сома

Определение пола осетровых рыб. Точных способов для определения пола осетровых по внешним признакам нет. Как правило, в период нереста проявляются «косвенные» признаки – у самцов появляется «брачный наряд», и они выглядят «стройнее» самок. Самки одного вида и возраста больше и шире самцов, а брюшко больше и мягче. Некоторые авторы в качестве способа определения пола осетровых рыб предлагают определять пол по форме уrogenитального отверстия. Сравнительный морфологический анализ взрослых особей показал некоторые внешние половые различия. Например, уrogenитальное отверстие самцов напоминает латинскую букву «Y», в то время как половое отверстие самок имеет форму буквы «O» (рисунок 44).



А – самец; Б – самка

Рисунок 44 – Различия формы уrogenитального отверстия осетровых

Вопросы для самопроверки:

1. Что называют половым диморфизмом?
2. Какие существуют методы определения пола?
3. По каким внешним признакам отличаются самки от самцов у карпа?
4. По каким внешним признакам отличаются самки от самцов обыкновенного сома?
5. По каким внешним признакам отличаются самки от самцов осетровых рыб?

6 Лабораторная работа №6 Гематологические методы исследования рыб

Цель работы: Изучить гематологические методы исследования рыб

Материалы и оборудование: пастеровские пипетки, шприцы, скальпели, 5 % раствор натрия цитрата, 0,2 % раствор гепарина, спирт, вата, марля.

Задание:

1. Изучить способы взятия крови у рыб.
2. Изучить свойства крови в зависимости от способа ее взятия.
3. Изучить значения клинических показателей крови рыб.

Теоретический материал

Гематологические методы рассчитаны на работу с небольшими количествами крови, кровяной плазмы, сыворотки. Гематологические показатели могут быстро изменяться в процессе отлова рыбы, ее транспортировки и т.д.

В систему крови входят (рисунок 45) [14]:

- кровь, циркулирующая по сосудам;
- органы, в которых происходит образование клеток крови и их разрушение;
- регулирующий нейрогуморальный аппарат.

Кровь состоит из форменных элементов и жидкой части — плазмы.

Форменные элементы крови разделяются на 3 группы:

- эритроциты (красные кровяные тельца);
- лейкоциты (белые кровяные тельца);
- тромбоциты (красные бляшки).

Определение количества форменных элементов является важным диагностическим признаком при заболевании животных. Количество тех или иных форменных элементов принято выражать содержанием их в 1 л крови.

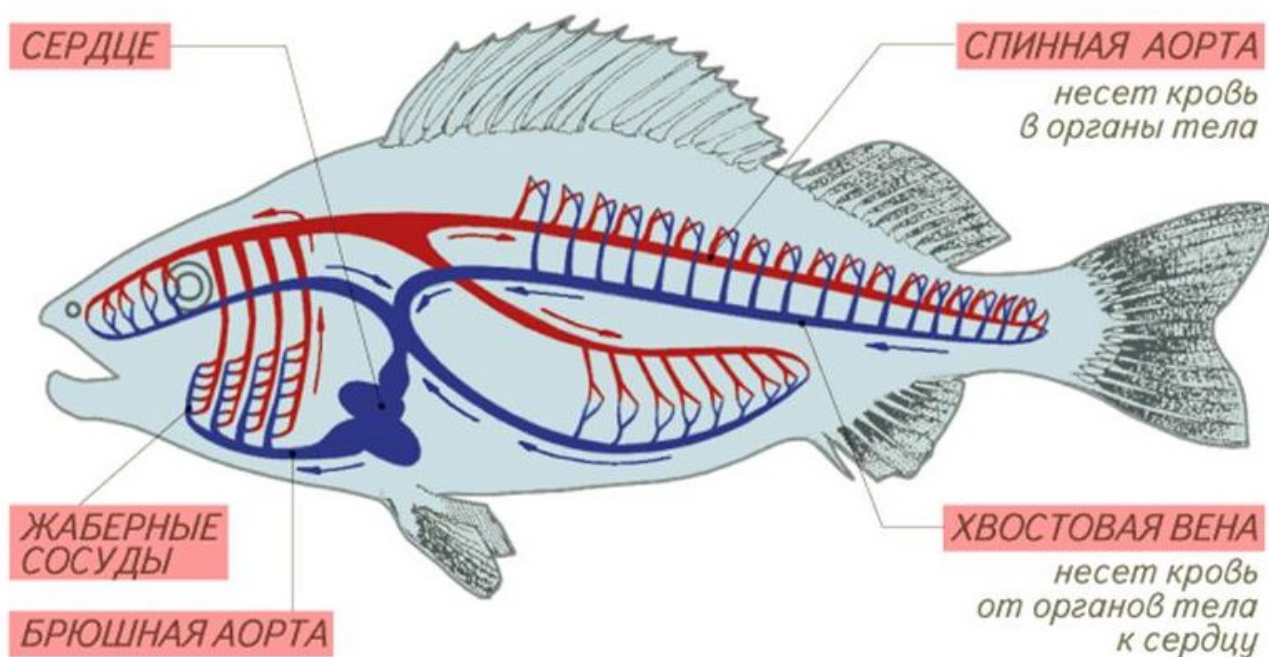


Рисунок 45 – Кровеносная система рыб

У рыб количество форменных элементов различно для разных видов. Так, например, у карпа - $1,5 \times 10^{12}$ л, у радужной форели эритроцитов в среднем $1,1 \times 10^{12}$ л, у щуки — 1,9 млн.; количество лейкоцитов у них соответственно равняется $35-85 \times 10^6$ л, $25-35 \times 10^6$ л и 37×10^6 л.

Асфиксические и стрессовые явления приводят к накоплению в организме молочной кислоты, углекислоты, глюкозы в крови и адреналина, выбросу в кровь запасных эритроцитов, сопровождаемому повышением концентрации гемоглобина, разбуханию эритроцитов изменению солевого состава плазмы крови.

Необходимо брать кровь у голодной рыбы, выдержанной в хорошо аэрированной воде в течение 5-10 мин после отлова, так как дефиците кислорода концентрация гемоглобина понижается. Если это невозможно, то пойманную рыбу следует сразу помещать в ведро с водой из водоема в соотношении 1:10, содержащей анестезирующее вещество: хинальдин (25-30 мг/л), пропоксат (0,6-0,8 мг/л) или серный эфир (1-1,5%). Вода, в которой находится анестезированная рыба, должна постоянно аэрироваться.

Техника взятия крови. Кровь можно брать несколькими способами [1]:

- из сердца;
- из жаберной вены;
- из подкожной артерии;
- путем отсечения хвостового стебля (каудоэктомия).

Способ взятия крови зависит от размера рыбы, оснащенности и навыка. Для этой цели чаще используют шприц с инъекционной иглой либо пастеровскую пипетку. Инструменты предварительно обрабатывают водными растворами антикоагулянтов: цитрата или оксалата натрия в концентрации 2 мг/мл, лучше гепарин - 1000 ед./мл или 8 мг/мл, 1 ед. сухого гепарина = 0,0077 мг.

Перед взятием крови прибегают также к ополаскиванию шприца и иглы прокипяченным 0,65 %-ным раствором NaCl. При любом способе взятия крови необходимо соблюдать определенные меры предосторожности: место пункции после снятия чешуи обрабатывают 70° спиртом и высушивают ватным тампоном для удаления слизи, богатой тромбокиназой. Во избежание попадания тканевой жидкости, искажающей результаты, место взятия крови нельзя сжимать [14].

Повторно брать кровь из одного и того же места не рекомендуется.

Во избежание разрушения эритроцитов (гемолиза) кровь выпускают в подготовленные пробирки (или часовое стекло) осторожно по стенке.

Отсечение хвостового стебля (каудоэктомия) - наиболее простой способ. Перед отсечением хвостового стебля проводят тщательную обработку поверхности рыбы. Хвостовой стебель отрезается за анальным плавником острым скальпелем, ножом или ножницами во избежание деформации тканей. Кровь собирают, держа рыбу головой вверх. Данный способ не исключает попадания в кровь тканей жидкости, поэтому возможны погрешности. Учитывая это, для исследования берут 2-3-ю каплю.

Взятие крови из сердца. Рыбу при помощи салфетки надежно фиксируют спиной вниз и вводят иглу (конец пастеровской пипетки), предварительно проколов кожу препаровальной иглой, в точку:

- у форели - в середине линии соединяющей основание грудных плавников,

- у карпа – несколько ближе к голове (рисунок 46).

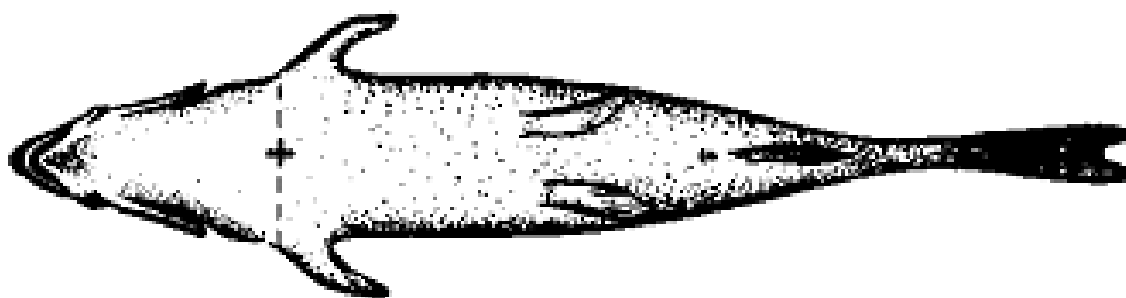


Рисунок 46 – Место введения иглы при взятии крови из сердца рыб

Иглу (пипетку) вводят под углом 30° относительно фронтальной плоскости рыбы. При удачном попадании кровь поступает сразу же.

Из хвостовой вены. Рыбу фиксируют таким же образом, как при взятии крови из сердца. Иглу (пипетку) вводят с брюшной стороны в точку за анальным плавником под углом 45° до упора в позвоночник (рисунок 47). Легким движением вправо и влево прокалывают вену и набирают кровь путем осторожного подсасывания (при удачном попадании кровь сразу же появляется в капилляре).

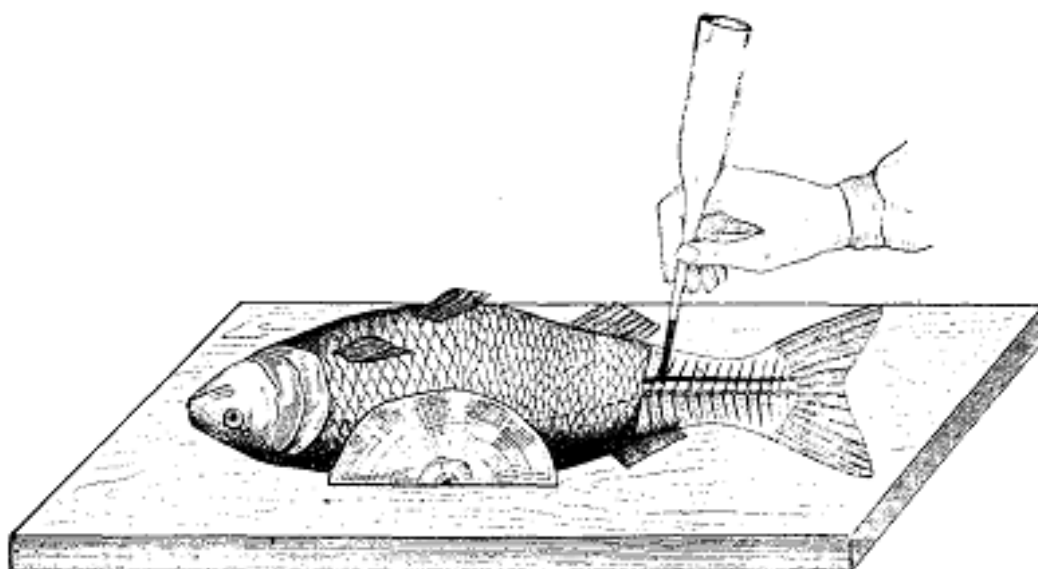
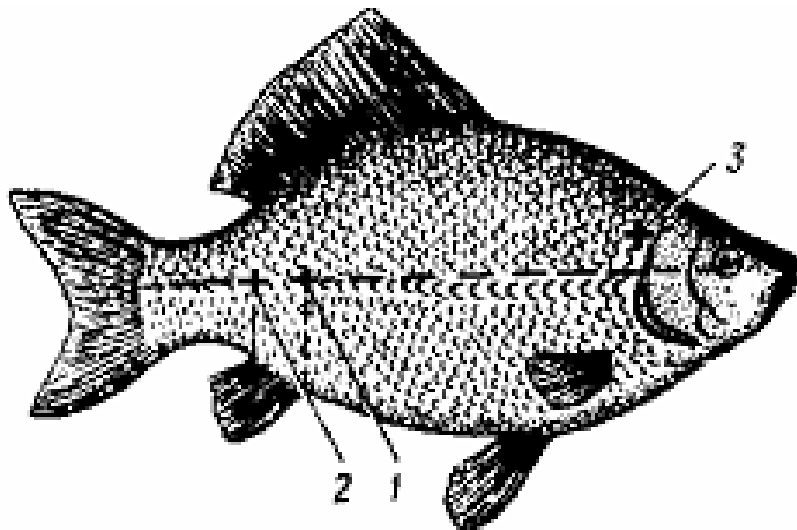


Рисунок 47 – Взятие крови из хвостовой вены

Из подкожной артерии. Рыбу фиксируют на боку. Точка введения у сеголетков приблизительно на 1-1,5 мм ниже пересечения боковой линии и перпендикулярной к ней, мысленно опущенной от анального отверстия. У взрослых рыб и более крупной - в точке пересечения от задней границы анального плавника (рисунок 48).



1 – у сеголетков; 2 – у рыб старшего возраста;
3 – место прокола для взятия крови у костистых рыб

Рисунок 48 – Точки взятия крови из подкожной артерии

Для предотвращения свертывания крови применяют стабилизаторы, которые устраняют ионы кальция и препятствуют образованию тромбина.

При взятии крови для обработки инструментов используются следующие водные растворы: лимоннокислого натрия (цитрат) или щавелевокислого натрия (оксалат) - 0,2%-й, гепарин (антикоагулянт быстрого действия) — 1000 ЕД/мл.

Состав крови рыб различается в зависимости от способа ее взятия. При пункции сердца получают венозную кровь в конце ее полного круга обращения. Из жаберной артерии получают ту же кровь, что и из сердца, но после ее обогащения кислородом в жабрах и частичного освобождения от метаболитов.

Не зависят от способа взятия крови содержание белка, холестерина, глюкозы,

мочевины, креатинина, активность глутамат-пируват-трансаминазы, щелочной фосфатазы, лейцин-аминопептидазы, амилазы, холинэстеразы [1].

По изменениям, происходящим в крови, можно судить о патологических процессах, протекающих в организме рыб (таблица 5).

Таблица 5 - Значение клинических показателей крови рыб

Показатель	Низкие значения	Высокие значения
Эритроциты	Анемия, гемолиз, нарушение осморегуляции, повреждение жабр	Стрессовая полицитемия, дегидратация, сгущение крови.
Лейкоциты	Стрессовая лейкопения	Реакция на бактериальную инфекцию
Тромбоциты	Слабая свертываемость крови	Хронический стресс
Хлориды	Нарушение осморегуляции	Сгущение крови
Холестерин	Нарушение жирового обмена	Хронический стресс, жировая перегрузка при кормлении
Время свертывания крови	Острый стресс, тромбоцитопения	Воздействие антибиотиков или сульфамидов
Глюкоза	Крайнее истощение	Острый или хронический стресс
Гликоген	Хронический стресс, истощение	Несбалансированная диета, повреждение печени
Гематокрит	Анемия, гемолиз, повреждение жабр	Сгущение крови, стресс, полицитемия
Гемоглобин	Анемия, гемолиз, повреждение жабр	Сгущение крови, стресс, полицитемия
Белок	Истощение, инфекционные болезни, повреждение почек, неправильное кормление	Сгущение крови, нарушение водного баланса, гемолиз, интенсивный рост гонад

Вопросы для самопроверки:

1. Чем осуществляется стабилизация крови?
2. Какие существуют способы взятия крови у рыб?

3. Назовите значение клинических показателей крови.
4. Какой способ взятия крови самый простой?
5. Какие гематологические показатели не зависят от способа взятия крови?
6. Из чего состоит кровь?
7. Какие анестезирующие вещества используются при взятии крови рыб?
8. От чего зависит способ отбора крови?
9. Опишите методику взятия крови из сердца.
10. Опишите методику взятия крови из хвостовой вены рыбы.
11. Опишите методику взятия крови из подкожной артерии рыбы.
12. К чему приводят асфиксические и стрессовые явления в организме рыб?

7 Лабораторная работа №7 Методика сбора материала для исследования морфофизиологических индикаторов рыб

Цель работы: Изучить методику сбора ихтиологического материала для исследования морфофизиологических индикаторов рыб.

Материалы и оборудование: плакаты, рыба, весы, штангенциркуль.

Задание:

1. Изучить морфофизиологические индикаторы рыб.
2. Изучить топографию внутренних органов рыб.
3. Изучить методику извлечения внутренних органов рыб.

Теоретический материал

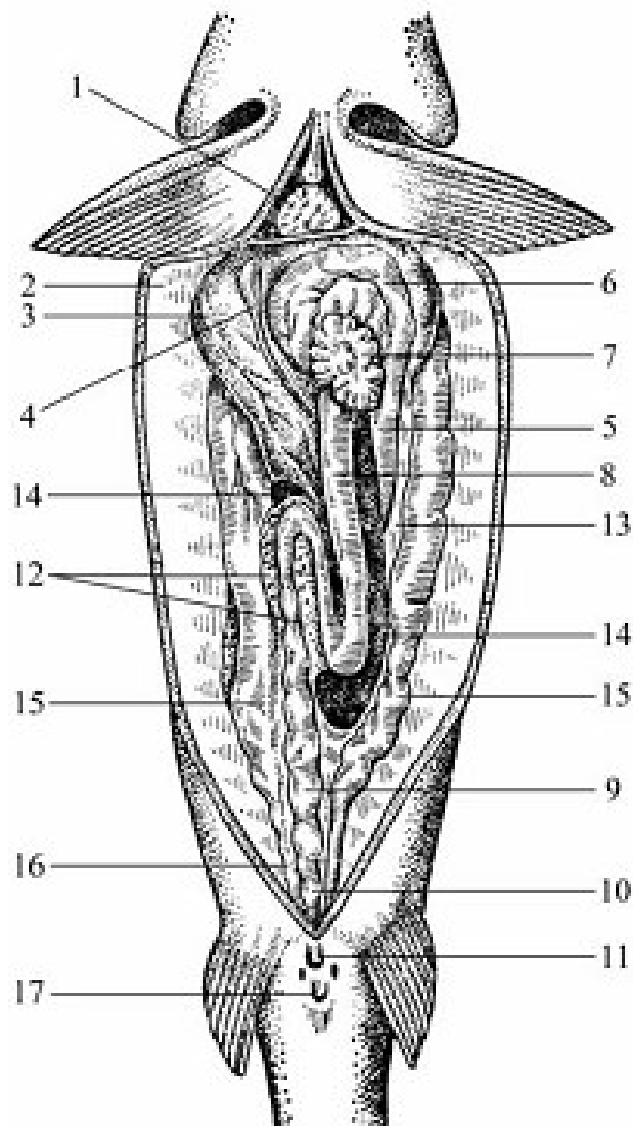
Для оценки физиологического состояния рыб используются такие морфофизиологические индикаторы: относительная масса сердца, печени, почек, селезенки, мозга, относительный вес и длина кишечника, диаметр и масса глаза, степень развития жаберного аппарата.

Длительные исследования позволяют обнаружить стойкие межпопуляционные различия, возрастные, сезонные изменения, связь с фазами жизненного цикла и меняющимися условиями среды обитания, со скоростью роста и временем полового созревания, с обеспеченностью кормом и уровнем численности.

Главная задача – обнаружить изменения (различия) в величине исследуемых показателей и их вариабельности.

При вскрытии главное не задеть кишечник. Вскрытие начинают с небольшого и неглубокого поперечного разреза перед анальным отверстием.

От него посередине брюшной стороны ведется продольный разрез до жаберных дуг. Сердце расположено позади последней пары жаберных дуг в небольшой полости, отделенной от общей полости тела соединительнотканной перегородкой (рисунок 49, 50, 51, 52) [15].



1 – сердце; 2 – брюшная полость; 3 – печень; 4 – желчный пузырь; 5 – кардиальный отдел желудка; 6 – пилорический отдел желудка; 7 – пилорическая железа; 8 – двенадцатиперстная кишка; 9 – спиральный клапан; 10 – прямая кишка; 11 – анальное отверстие; 12 – поджелудочная железа; 13 – плавательный пузырь; 14 – селезенка; 15 – семенники; 16 – половой проток; 17 – половое отверстие

Рисунок 49 – Топография внутренних органов стерляди

Перерезав кювьеровы протоки и брюшную аорту вплотную к артериальной луковице, сердце вместе с венозным синусом извлекают из полости. Кровь и сгустки

выдавливают из сердца через луковицу или, если сердце крупное, через небольшой разрез. После этого следует сполоснуть его в воде и промокнуть.

Взвешивание проводят немедленно, не давая органу подсохнуть. Это в равной мере относится и к остальным органам.

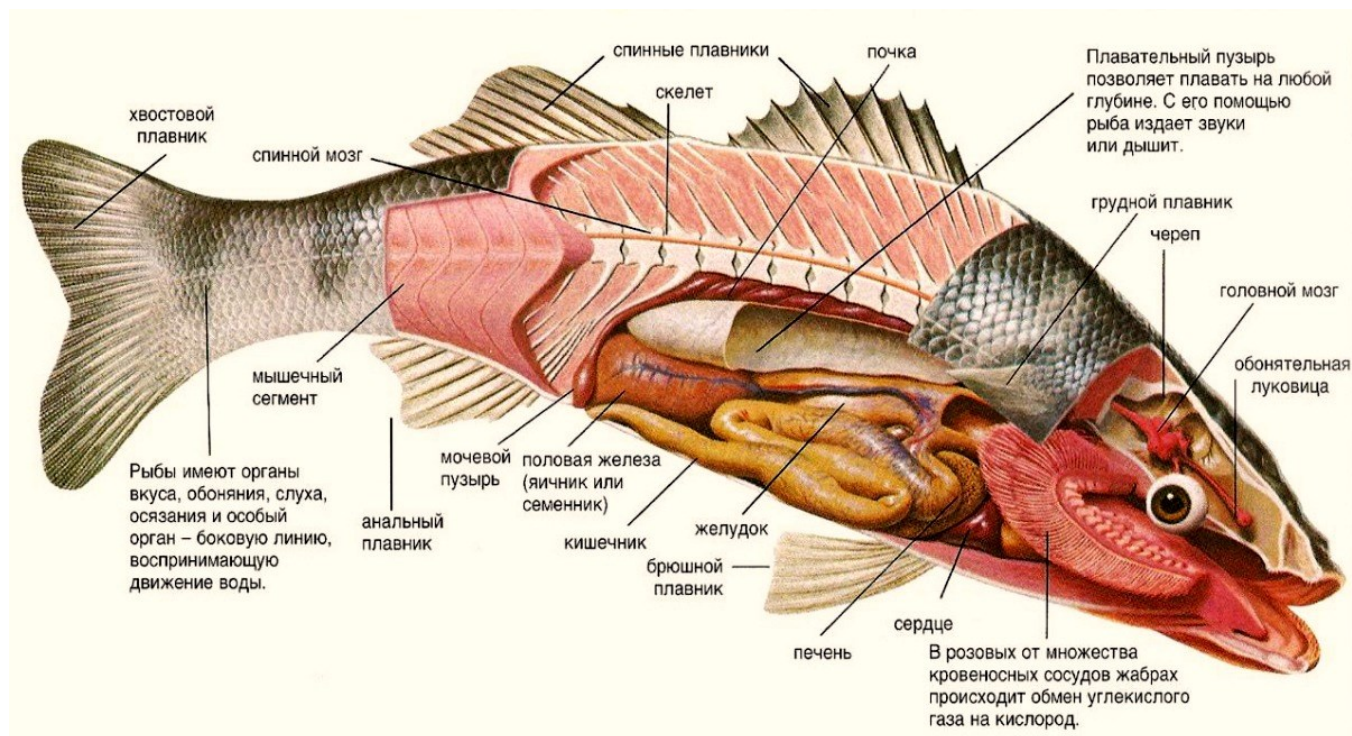
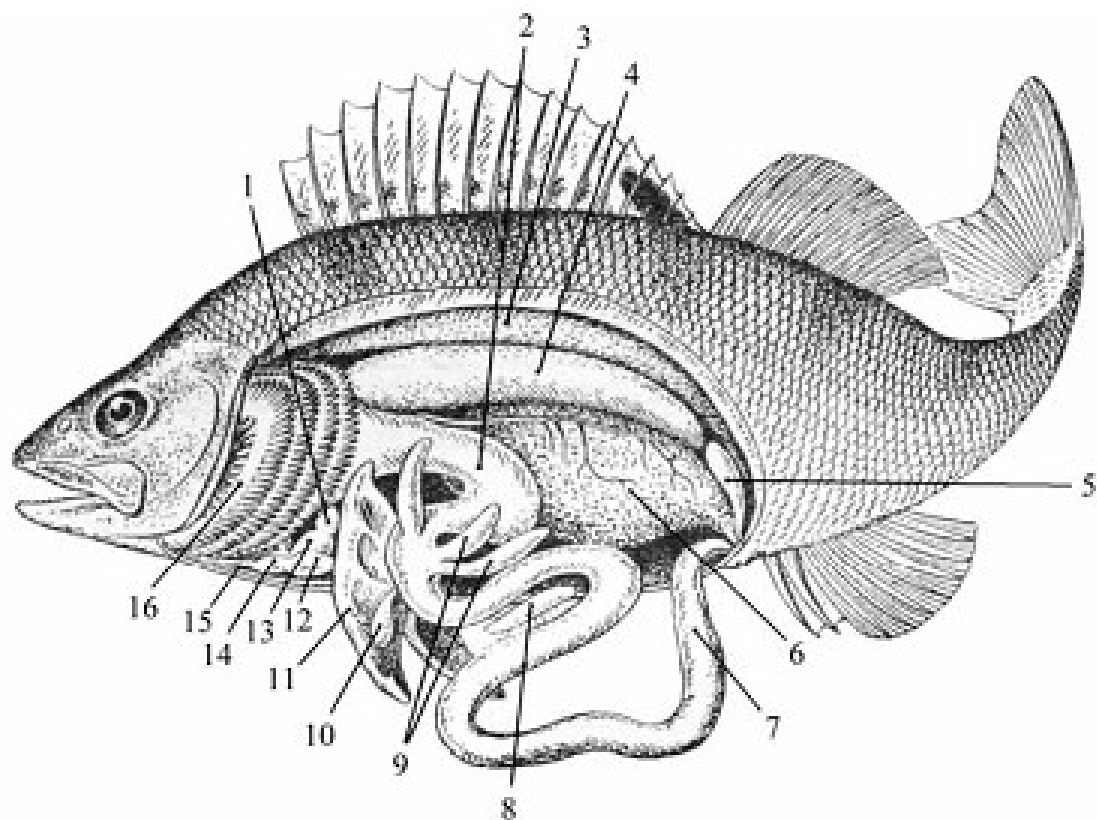


Рисунок 50 – Внутреннее строение карася

Затем извлекается весь пищеварительный тракт вместе с печенью и селезенкой (рисунок 53). В передней части его отрезают вплотную к заднему краю жаберного аппарата, в задней – вплотную к анальному отверстию. Петли кишечника расправляют, начиная с заднего конца. Брыжжейки при этом перерезают ножницами и одновременно удаляют с кишечника жир. Когда из петли кишечника освобождается селезенка, ее тотчас взвешивают. Затем отделяют и взвешивают печень без желчного пузыря (разная степень наполнения пузыря желчью повышает вариабельность массы печени) [16].



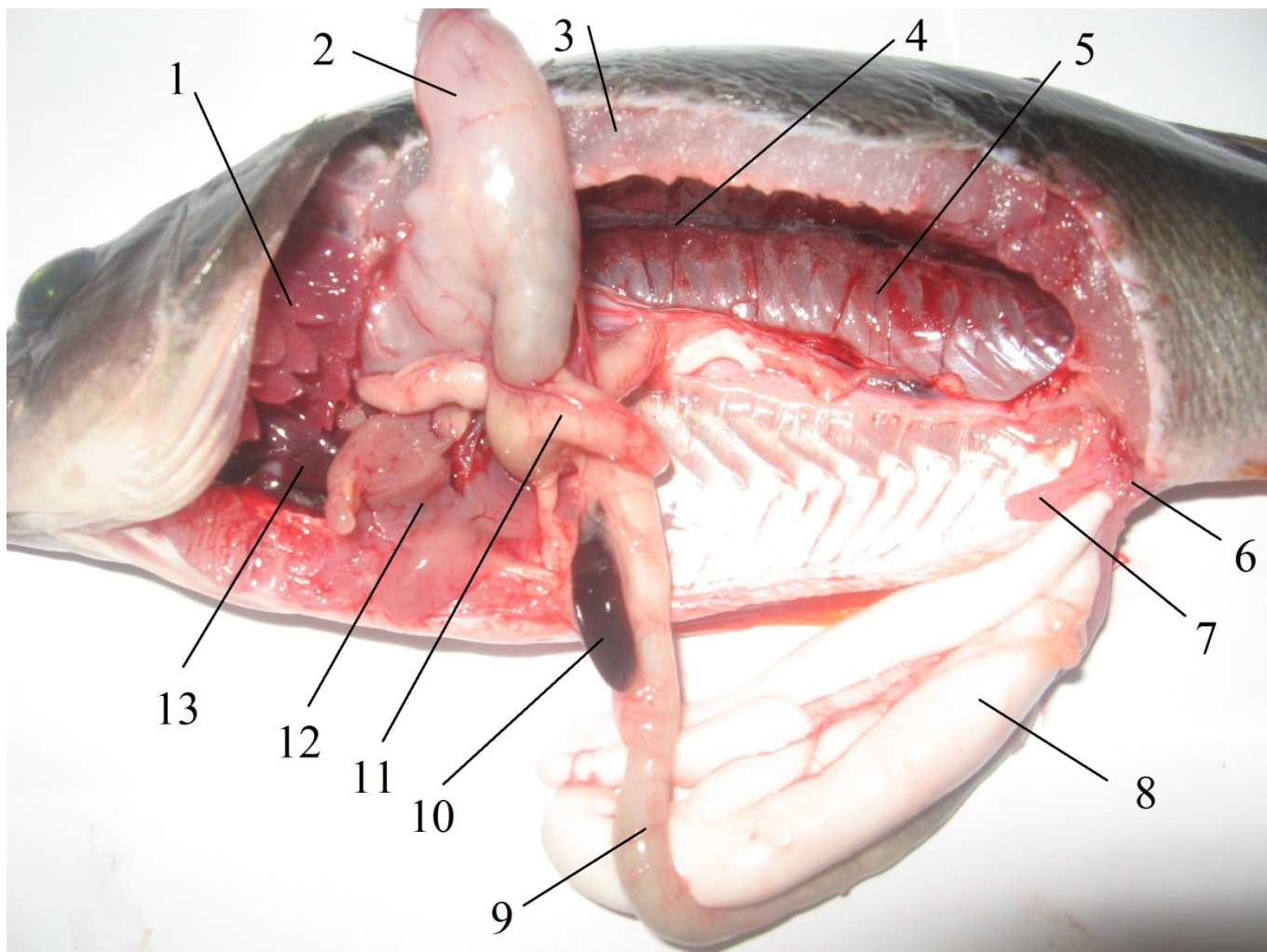
1 – венозный синус; 2 – желудок; 3 – почка; 4 – плавательный пузырь; 5 – мочевого пузыря; 6 – яичник; 7 – кишечник; 8 – селезёнка; 9 – пилорические придатки; 10 – желчный пузырь; 11 – печень; 12–14 – сердце; 15 – брюшная аорта; 16 – жабры

Рисунок 51 – Топография внутренних органов окуня

Длину расправленного кишечника измеряют в наполненном состоянии, после чего легким скользящим движением выдавливают его содержимое. При большой длине его можно предварительно разрезать на несколько частей, но выдавливать с большим усилием не следует, иначе вместе с содержимым выдавится и слизистая, очень рыхлая, особенно если вскрывается несвежепойманная рыба. Освобожденный от пищи кишечник взвешивают.

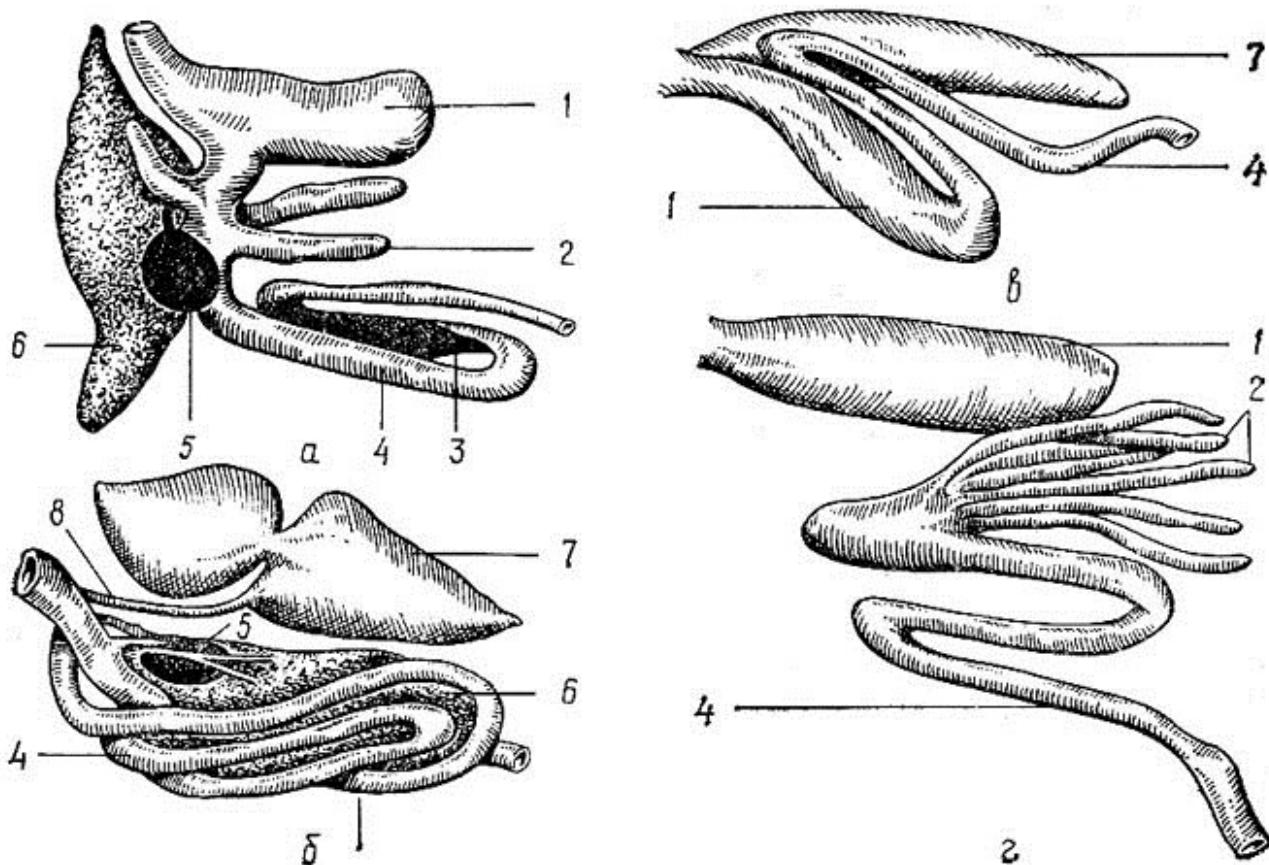
Извлекают гонады, отделяют от плавательного пузыря, измеряют их длину и взвешивают.

Почки костистых рыб расположены по бокам позвоночника, тесно прижаты к нему и становятся видимыми после удаления плавательного пузыря. Цвет почек темно-красный, напоминает сгустки крови, форма у разных видов может быть различной.



1 – жабры; 2 – желудок; 3 – мышцы; 4 – почки; 5 - плавательный пузырь;
6 - анальное отверстие; 7 - мочевой пузырь; 8 – молоки; 9 – кишечник;
10 – селезёнка; 11 - пилорические придатки; 12 – печень; 13 – сердце.

Рисунок 52 – Внутренние органы окуня



а – окунь; б – карп; в – щука; г – налим.

1 – желудок; 2 – пилорические придатки; 3 – селезёнка; 4 – кишечник;

5 – желчный пузырь; 6 – печень; 7 – плавательный пузырь;

8 – воздушный канал

Рисунок 53 – Часть пищеварительного тракта и плавательный пузырь рыб

Например, у щуки они начинаются на уровне второго позвонка в виде массивного подковообразного тела, двумя отдельными полосами тянутся по обеим сторонам позвоночника, затем сливаются в непарную хвостовую почку, достигающую уровня анального отверстия. Их нужно аккуратно выскоблить по частям шпателем или ложкой и сразу переносить на весы, чтобы не допустить потерь и усыхания почечной ткани.

Для извлечения жаберного аппарата необходимо отделить вентральные концы жаберных дуг от стенок тела, а дорзальные – от основания черепа и от

глоточных зубов. Жабры освобождают от слизи и грязи и взвешивают. Затем первую жаберную дугу отделяют от остальных, измеряют ее длину в выпрямленном состоянии и длину наиболее длинного жаберного лепестка (в средней части дуги); подсчитывают жаберные тычинки.

Жаберные лепестки со всех четырех пар дуг отделяют (сдирают) вместе с тонкой пленкой и взвешивают. У крупных рыб лепестки довольно грубые и их можно срезать ножницами.

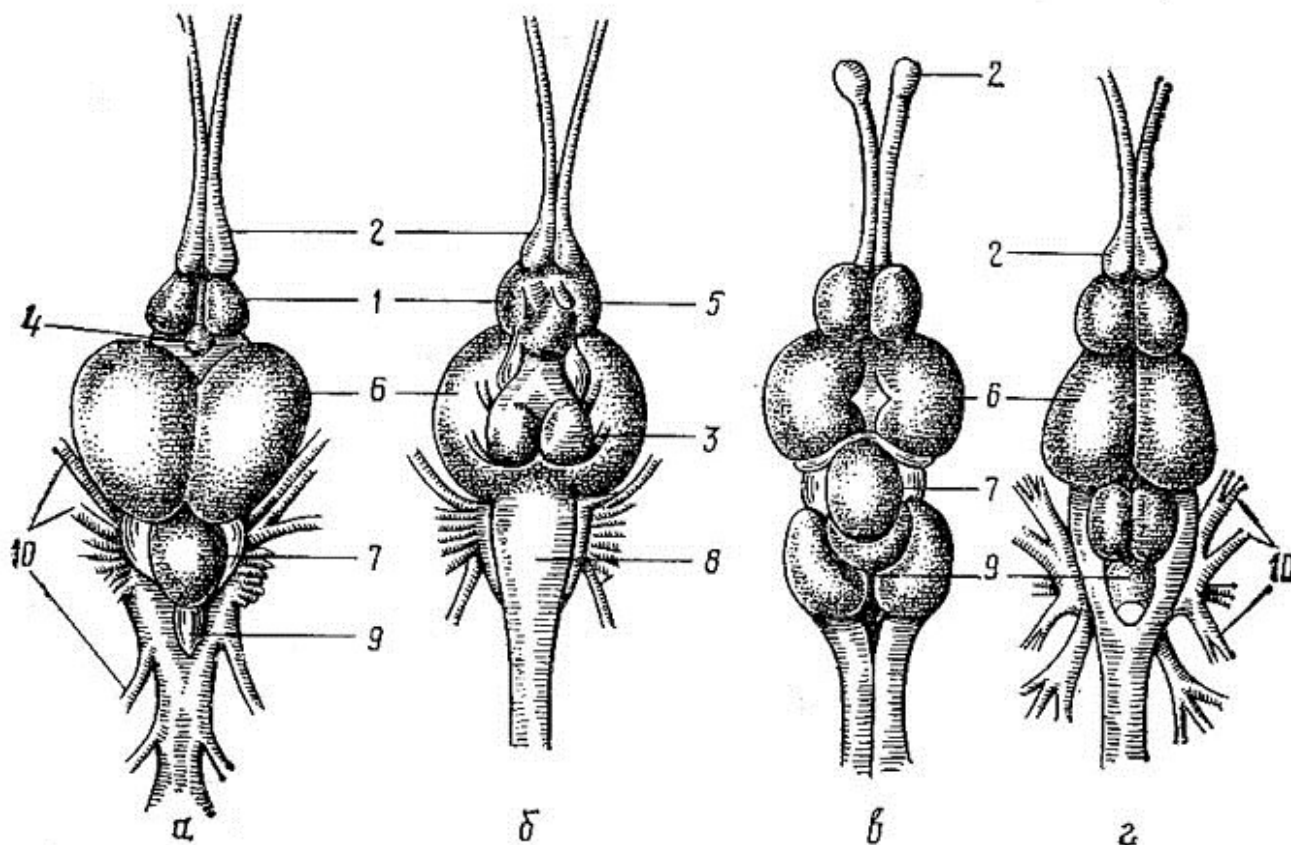
При извлечении мозга из черепной коробки нужно учитывать следующие обстоятельства. Мозг необходимо взять с обонятельными долями и продолговатым мозгом (рисунок 54). Для этого из крышки черепа ножницами вырезается прямоугольный участок.

Рыхлую жировую массу, закрывающую мозг, удаляют промоканием. Обонятельные нервы отрезают вплотную к обонятельным долям. При перерезании спинного мозга нужна особая тщательность.

Продолговатый мозг переходит в спинной без видимых границ; линия разреза может оказаться несколько сдвинутой вперед или назад. Чтобы обеспечить фиксированную линию разреза, ее следует проводить на уровне заднего края теменных костей. После этого головной мозг можно легко вытряхнуть в чашку весов.

Последней операцией является измерение горизонтального диаметра глаза и извлечение его с последующим взвешиванием (при извлечении не повредить глазное яблоко!). Извлеченный глаз следует очистить от прилегающих тканей, включая зрительный нерв.

Для анализа необходим наиболее свежий материал. При хранении в летнее время даже за несколько часов происходит изменение всех внутренних органов. Кишечник становится дряблым, слизистая набухает, легко отслаивается от стенок и выдавливается вместе с пищевой массой; жабры также набухают, ослизняются, а масса лепестков заметно уменьшается за счет выделенной ими слизи. Селезенка теряет типичный для нее темно-красный цвет и у мелких рыб ее трудно обнаружить.



а – щука (вид сверху); б – щука (вид снизу); в – карп; г – окунь;
 1 – полушария переднего мозга; 2 – обонятельные луковицы; 3 – нижние доли промежуточного мозга; 4 – эпифиз; 5 – перекрест; 6 – зрительные доли среднего мозга; 7 – мозжечок; 8 – продолговатый мозг; 9 – ромбовидная доля продолговатого мозга; 10 – головные нервы.

Рисунок 54 – Головной мозг рыб

При сборе первичных данных по морфо-физиологии рыб вместо полевых журналов или в дополнение к ним целесообразно пользоваться карточками (таблица б). По мере надобности карточки можно группировать по полу, возрасту, стадии зрелости половых продуктов, по массе или длине тела и т.п. Для регистрации количества проведенных вскрытий достаточно чешуйной книжки.

Таблица 6 - Образец карточки вскрытий для морфофизиологического анализа рыб

Вид рыбы	Дата	Место вылова	Возраст	Пол, стадия зрелости	
№ вскрытия					
Длина тела, мм _____			Масса тела, г _____		
Орган, показатель			Абсолютная, (мг, мм)	Относительная, (%)	
Масса сердца					
Масса селезенки					
Масса печени					
Длина кишечника					
Масса кишечника общая					
Масса кишечника без содержимого					
Масса гонад					
Масса почек					
Жаберный аппарат:					
Общая масса жабр					
Длина наибольшего лепестка					
Длина 1-й жаберной дуги					
Масса жаберных лепестков					
Количество тычинок					
Масса мозга					
Диаметр глаза по горизонтали					
Масса мозга					

Вопросы для самопроверки:

1. С чего начинается вскрытие рыб?
2. С какими органами извлекается пищеварительный тракт рыб?
3. Как извлекают жаберный аппарат рыб?
4. Какие обстоятельства необходимо учитывать при извлечении мозга из черепной коробки?
5. Где расположены почки костистых рыб?
6. Назовите внутренние органы рыб.
7. Опишите строение мозга рыб.

8 Лабораторная работа №8 Обработка и анализ материалов по питанию рыб

Цель работы: Изучить методику обработки содержимого пищеварительных трактов рыб.

Материалы и оборудование: рыбы, формалин, скальпель, пинцет, чашки Петри, камера Богорова.

Задание:

1. Изучить методику камеральной обработки содержимого пищеварительных трактов личинок рыб.

2. Изучить методику камеральной обработки содержимого пищеварительных трактов планктоноядных рыб.

3. Изучить методику камеральной обработки содержимого пищеварительных трактов хищных рыб.

4. Изучить методику камеральной обработки содержимого пищеварительных трактов растительноядных рыб.

5. Изучить методику анализа материалов по питанию рыб.

Теоретический материал

При исследованиях в полевых условиях помимо биологического анализа рыб необходимо проводить визуальную оценку степени наполнения желудка и кишечника, устанавливать вес пищевого комка, так и его отдельных компонентов [21]. Существует несколько подходов для определения степени наполнения пищеварительного тракта. Наиболее распространённая схема Н.В. Лебедева (1936):

- 0 баллов - желудок пустой;
- 1 балл - единичные пищевые организмы;
- 2 балла - малое наполнение;
- 3 балла - среднее наполнение;

- 4 балла - полный желудок или определенные отделы кишечника;
- 5 баллов - желудок растянут, пища просвечивает через стенки.

Если рыба питалась зоопланктоном, то по цвету содержимого желудка можно определить и его основные группы:

- эвфаузииды (красные с черными точками);
- копеподы (оранжевые);
- гиперииды (коричневые);
- сагитты (белые).

При оценке массы пищевого комка или его компонентов вес пищи определяют с точностью до 0,01 г. Объемный метод может быть применен, но он более трудоемок и менее точен. При обработке материала в полевых условиях, помимо визуальной оценки, желательно для контроля несколько пищеварительных трактов зафиксировать в формалине.

Камеральная обработка содержимого пищеварительных трактов личинок рыб. Фиксированный материал вымачивается перед проведением анализов в пресной воде в течение полусуток. После вскрытия брюшной полости, производящегося тонким лезвием бритвы или у более крупных рыб скальпелем, анализ пищеварительного тракта личинок проводится с помощью увеличительной техники. Пищевые организмы по возможности определяют до вида. Подсчитывают их количество и с помощью окулярмикрометра определяют размеры. Рекомендуется просматривать не менее 20 личинок одной размерной группы, учитывая только с пищей в кишечнике. По мере увеличения величины пищевого комка рекомендуется брать для анализа 1/2 или 1/4 часть.

При анализе ЖКТ личинок также определяют весовую характеристику пищевого комка, общие, а в случае надобности и частные индексы, и встречаемость компонентов. В связи со сложностью проведения весовых оценок планктонных компонентов питания при анализе пищеварительного тракта пользуются реконструируемым весом пищевых объектов, который определяют по специальным таблицам.

Камеральная обработка содержимого пищеварительных трактов планктоноядных рыб. Перед обработкой проб пищеварительных трактов планктоноядных рыб из журнала на специальные карточки вносятся данные длины, веса, пола, возраста и жирности.

Брюшная полость анализируемых рыб аккуратно вскрывается, пищеварительные тракты вырезаются и переносятся в чашки Петри, где они подвергаются вскрытию.

Содержимое желудка и пилоруса извлекают пинцетом так, чтобы не захватить слизь со стенок. Содержимое кишечника можно выдавливать. После высвобождения основной массы пищи желудок вывертывают и промывают в чашке Петри. Обработку желудка и кишечника проводят отдельно.

Содержимое желудка обсушивают на фильтровальной бумаге и взвешивают. Если пищевой комок состоит из двух разнородных компонентов, например, крупных ракообразных (мизид, амфипод, личинок десятиногих раков и др.) и мелких рачков (копепод, кладоцер и др.), то крупных следует отделять и взвешивать отдельно.

Извлеченную из желудка пищу тщательно анализируют. Определяется количество и видовой состав организмов (по стадиям развития), съеденных рыбой. В содержимом кишечника определяют только качественный состав пищи. При отсутствии пищи в желудке содержимое кишечника просматривается более тщательно и, если позволяет сохранность, то подсчитывают все находящиеся в нем организмы.

Для определения видового и количественного состава отмоченной водой пищевой комок просматривают с помощью оптического прибора, распределяя его на предметном стекле или в камере Богорова (рисунок 55).

Крупные организмы (мизиды, амфиподы, сагитты и др.) по возможности измеряют.

Анализ пищи можно проводить так же, как при работе с планктоном. После удаления крупных организмов пищевой комок хорошо размешивается в сосуде с определенным количеством воды. После этого с помощью порционной пипетки

Богорова (или других объемных пипеток) берут две порции (пробы), в которых определяют организмы и подсчитывают их количество с последующим пересчетом на весь объем.

При значительном разрушении (переваренности) подсчет мизид и личинок декапод ведется по глазам, амфипод — по головам и тельсонам, сагитт — по шкуркам (при наличии щетинок) и т.д.



Рисунок 55 – Камера Богорова

Массу сильно разрушенных организмов, что часто наблюдается в пилорусе, взвешивают отдельно. При этом указывают групповую принадлежность организмов или всю массу делят пропорционально весу отдельных организмов.

При более или менее однородном видовом и размерном составе организмов в пище для сокращения времени применяют групповой способ обработки желудков. После определения веса каждого желудка и выделения крупных организмов содержимое нескольких желудков рыб близких размеров и одинакового возраста тщательно смешивают в определенном объеме воды и обрабатывают только определенную пробу, как было описано ранее. Данные анализа распространяют на всех рыб с учетом веса их пищевых комков.

На основании подсчитанного количества пищевых организмов, их стадий и размеров устанавливают (с помощью таблиц стандартных весов) их вес и проводят дальнейшую цифровую обработку результатов.

Камеральная обработка содержимого пищеварительных трактов хищных рыб. Методы анализа содержимого пищеварительного тракта хищных рыб, имеющих желудок и не имеющих его, отличаются.

У рыб, имеющих желудок, его содержимое перекладывают в тарированную чашку Петри и взвешивают с точностью до 0,1 г и разбирают по видам с учетом степени разрушения. Для определения видовой принадлежности переваренных жертв исследуют наиболее сохранившиеся фрагменты: позвоночники, глоточные кости карповых или челюстные окуневых, отолиты. Возможный вес переваренных объектов восстанавливают по средним навескам.

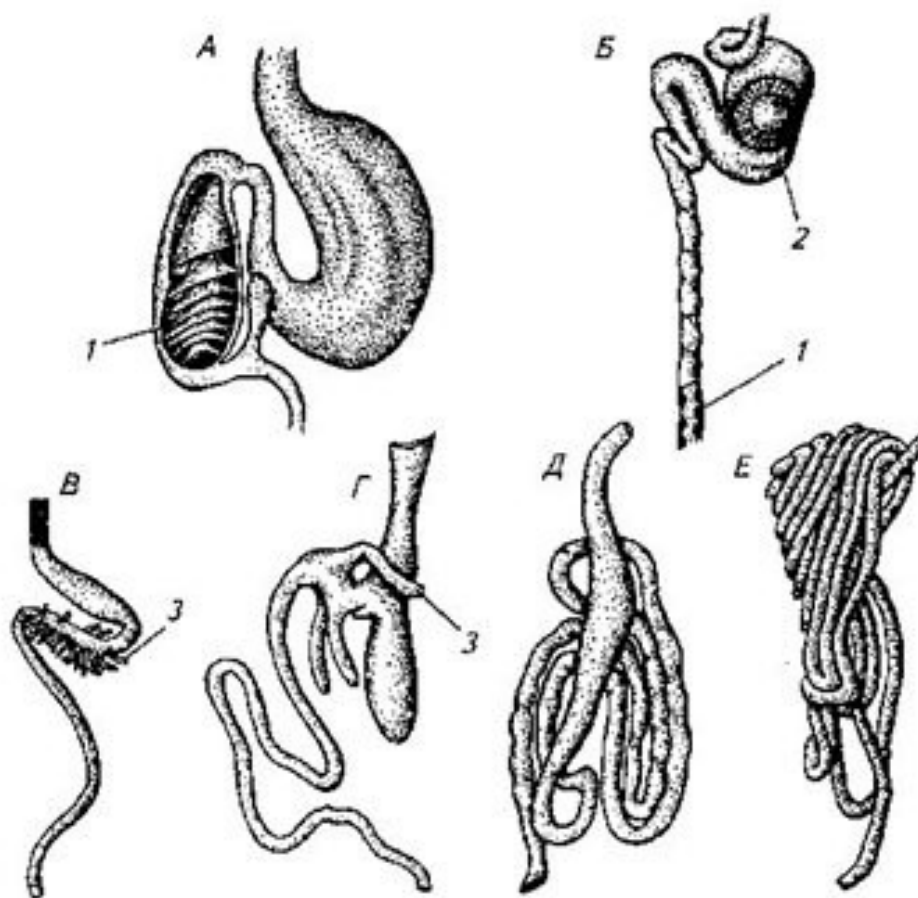
У рыб, не имеющих желудка, для анализа берут кишечник. Содержимое трех его отделов перекладывают в чашки Петри, взвешивают и помещают пробирки с водой для прохождения мацерации. После завершения процесса кости отмывают и по ним определяют видовую принадлежность жертв.

Для определения индексов наполнения содержимое желудков или кишечника сразу после извлечения высушивают на фильтровальной бумаге, взвешивают целиком и по отдельным компонентам.

Камеральная обработка содержимого пищеварительных трактов растительноядных рыб. В число этих рыб входят питающиеся фитопланктоном, высшей водной растительностью, детритом, перифитоном (обрастания) и бактериобентосом. Отличительной чертой растительноядных рыб является длинный кишечник, значительно превышающий длину рыб (рисунок 56), так, например, у разных видов толстолобиков в 10-22 раза. У молоди длина желудочно-кишечного тракта не превышает длины тела и несколько напоминает желудок хищных рыб.

При обработке проб желудка вскрываются, определяется степень наполнения в баллах. Цвет содержимого зависит от видового состава водорослей. Из переднего, среднего и заднего отделов извлекают содержимое, обсушивают на фильтровальной бумаге и взвешивают. После этого навески из каждого отдела размешивают в

небольшом объеме воды и обрабатывают качественно и количественно как обычную планктонную пробу.



А – скат; Б – осетр; В – лосось; Г – окунь; Д – карп; Е – толстолобик.

1 – спиральный клапан; 2 – пилорическая железа; 3 – пилорические придатки.

Рисунок 56 – Строение кишечника различных видов рыб

Объем и вес отдельных пищевых компонентов и частные индексы наполнения кишечника фитопланктофагов определяют методом количественного учета клеток водорослей и изредка встречающихся водных животных путем приравнивания их объемов к объему близких геометрических фигур с последующим определением по объему сырого веса.

Содержание в пищевом комке фитопланктона и детрита определяют разными методами, но наиболее простой метод предложен Е.Б. Боруцким - визуальной оценки в процентах.

Содержимое кишечника макрофитофагов после подсушивания взвешивают и по возможности определяют до вида.

Содержимое кишечника перифитофагов обрабатывают так же, как и фитопланктонофагов.

Наиболее затруднительна обработка кишечника детритофагов (кефали). В состав их пищевого комка обычно входят, кроме детрита, грунт и некоторое количество животных и растительных организмов. Более или менее удовлетворительную оценку качественного состава пищи может дать анализ содержимого кишечника, проведенный с использованием увеличительной техники.

Наиболее грубый и простой способ оценки - определение частоты встречаемости пищевых компонентов и количественная оценка их в баллах. При более точных определениях навеску в 1 г растворяют в воде, а затем раствор центрифугируют или после 5-10-минутного взбалтывания дают отстояться. Это дает возможность расслоиться фракциям, имеющим разный вес, толщину слоя и цвет. Самый нижний слой будет состоять из неорганических частиц, самый верхний - из бактерий и мельчайших частиц детрита.

Анализ материалов по питанию рыб. Результаты разбора кишечных трактов рыб дают представление о качественном и количественном составе пищи отдельных рыб. Количественная характеристика может быть дана различными способами: по весу, калорийности, химическому составу, встречаемости, количеству экземпляров и т.д.

Разные подходы и способы обработки результатов анализов дают разные результаты. Оценка содержимого кишечника по весу позволяет выделить организмы, являющиеся основной пищей конкурентных популяций рыб. Сведения о биохимическом составе организмов и об усвояемости пищи рыбой позволяют получить на основании весового значения организмов характеристику пищи по калорийности и подойти к исследованию энергетических трат рыбы.

Учет частоты встречаемости и количества экземпляров, размеров и стадий развития организмов, обнаруженных в пище, дает более глубокое представление об использовании рыбами кормовых ресурсов водоема.

Наиболее рациональной количественной оценкой содержимого кишечных трактов рыб является определение веса отдельных компонентов с последующим вычислением отношения веса пищи к весу рыбы — общих и частных индексов в процентном составе пищи по весу.

Различают индексы наполнения желудков и кишечника, предложенные в 1951 г. Л.А. Зенкевичем, и индексы потребления кормовых организмов рыбами, введенные М.А. Фортунатовым в 1964 г.

Для получения общих и частных индексов наполнения берут фактический вес всей пищи или ее отдельных компонентов относят к весу рыбы и умножают на 10000. Фактический вес пищи берется при изучении пищевых отношений и ритма питания рыб.

Для получения индексов потребления берут отношение к весу рыбы восстановленного (или реконструированного) веса пищевых организмов и умножают на 100. В зависимости от использования восстановленного веса отдельных компонентов или суммы их весов получают частные или общие индексы потребления.

При исследовании пищевых отношений рыб используют также индекс степени сходства состава пищи «СП», предложенный в 1939 г. А.А. Шорыгиным. Для этого берут выраженный в процентах состав пищи и отмечают общие для них организмы. Сумма меньших процентов, независимо от того, в составе пищи какого из двух видов данный организм встречается, дает степень сходства пищи. В случае полного совпадения состава пищи двух каких-либо видов рыб степень сходства будет равна 100, при полном различии - 0.

Следует иметь в виду, что наиболее высокая степень сходства пищи разных видов рыб отмечается при недостатке кормовой базы, когда все рыбы вынуждены питаться одними и теми же организмами. Это же может быть при избыточном количестве каких-либо объектов. Например, ракообразных, предпочитаемых большинством рыб и всем им доступных. Поэтому судить о пищевой конкуренции только на основании величины индекса «СП» надо осторожно.

Определение суточных рационов, кормовых коэффициентов и пищевой обеспеченности рыб. Суточные рационы рыб вычисляют на основании суточного ритма питания, индексов потребления и скорости прохождения пищи.

И.С. Новиковой в 1949 г. был предложен следующий способ расчетов суточного рациона воблы. На основании суточного ритма питания определялся срок, в течение которого освобождался кишечный тракт. Например, в 19 ч индекс наполнения был равен 106, а в 24 ч оказался равным 6. За 5 ч индекс уменьшился на 100 %. Значит, скорость прохождения пищи равняется $20 \cdot (100 / 5 - 20)$. Умножив 20 на 24 ч, И.С. Новикова определила суточный рацион. В тех случаях, когда рыба кормится не круглосуточно, умножать нужно на тот интервал, в течение которого рыба фактически кормится. В применении к хищным рыбам этот способ несколько усложняется, так как в суточном ритме питания хищных рыб часто наблюдается не одноразовое, как у воблы, а двухразовое наполнение желудка, что затрудняет определение скорости переваривания.

Суточный рацион типичных хищников, обладающих четко выраженным желудком, можно определить комбинированным методом, основанным на установлении качества и количества пищи, потребляемой хищником в естественных условиях и продолжительности ее переваривания (в эксперименте).

Скорость переваривания хищников определяют различными способами в зависимости от биологических особенностей хищников. У стайных пелагических хищников с суточным ритмом нагула скорость переваривания пищи можно установить путем отлова из водоема рыб через равные промежутки времени и течение полных суток. Часть рыб из каждой пробы вскрывают и по состоянию содержимого разных отделов кишечника определяют время начала спада наиболее интенсивного питания хищника.

Остальных рыб, выловленных в период наиболее интенсивного откорма, отсаживают в садок или аквариум и последовательно вскрывают с промежутком в 1 ч для установления сроков опорожнения первого и второго отделов кишечника (желудка). Время, прошедшее от начала спада до опорожнения отделов кишечника, и является показателем скорости переваривания.

Для крупных малоподвижных хищников с объемистым желудком, не имеющих четкого суточного ритма питания, скорость переваривания можно установить при отсадке отловленных хищников в садки. Здесь их выдерживают в течение нескольких суток голодными с последующим кормлением и вскрытием через определенные промежутки времени.

В связи с тем, что в желудках хищников могут присутствовать фрагменты организмов, заглоченных в разное время, важно представлять ход разрушения пищи и ее морфологические изменения в процессе переваривания. Различают пять стадий переваренности пищи:

I стадия (пища только заглочена) - нарушения структуры пищевого объекта почти не заметны.

II стадия (пища слегка переварена) — наружные покровы сильно разрушены, отсутствует чешуя и кожа, слегка разрушены стенки брюха, но внутренности не видны. Такие же легкие разрушения заметны и на голове.

III стадия (пища сильно переварена) - организмы еще сохранили внешний облик, но уже разрушены брюшные стенки и внутренности, кости головы легко распадаются.

IV стадия «тушки» (остатки пищи) - организмы потеряли свой первоначальный облик и определение их затруднительно, голова совершенно разрушена, скелет иногда цел и на нем еще имеются отдельные группы мышц, хвоста нет.

V стадия (следы пищи) - отдельные куски тканей и кости, дольше всего сохраняются отолиты, глоточные зубы карповых, нижнеглоточные окуневых, сомовых, щуковых.

Процесс разрушения и переваривания пищевого комка не только занимает разное время у различных видов рыб, но и зависит от вида пищи, плотности ее покровов, сезона и температуры воды, возраста и размера хищника.

Опытным путем установлено, что скорость переваривания у таких хищников, как судак, окунь, налим, щука, в зависимости от температуры воды может составлять от 1 до 9 сут. (таблица 7).

Таблица 7 – Скорость переваривания пищи при разной температуре воды

Температура воды, °С	Скорость переваривания, сут.
20-25	1
13-14	2
8-10	3
0,1-0,2	9

Чтобы рассчитать суточный рацион за определенный период, устанавливают фактическое количество пищи, съеденное рыбами конкретной пробы за каждые из трех суток, предшествующих дню лова и в день лова. Это количество выражают в виде отношения восстановленного живого веса организмов к весу тела хищников в процентах, т.е. в частных индексах потребления. Время, когда пища была заглочена, устанавливают с учетом данных о степени переваренности. Соответственно, за 3 и более дней до вылова питались те рыбы, которые имели пустые желудки. За два дня до вылова (первые сутки) питались те, пища которых находится в V стадии переваренности. За один день до вылова (вторые сутки), а IV стадии и в день вылова (третьи сутки) — рыбы, пища которых находится в I-II стадиях переваренности. Суточный рацион (СР) вычисляют по формуле

$$CP = \frac{\frac{S_1 + S_2 + \dots + S_n}{n_1 + n_2 + \dots + n_n}}{VN} \sum n \quad (2)$$

где, S_1, S_2, \dots, S_n — количество пищи, съеденное всеми рыбами за соответствующие сутки;

n_1, n_2 и n_n - число рыб, питавшихся в разные сутки;

V - скорость переваривания в сутках;

$\sum n$ – число питавшихся рыб в пробе;

N - число всех рыб в пробе.

При скорости переваривания, равной одним суткам, формула, естественно, сильно упрощается и имеет вид:

$$CP = \frac{S}{N} \quad (3)$$

По этой же формуле вычисляют и долю каждого вида пищи в суточном рационе. Материал за пятидневку рассматривают как единую пробу, характеризующую питание хищника за этот сравнительно короткий период. Суммируя данные по пятидневкам, можно получить месячные и сезонные рационы. При известных численности рыб, их суточных рационах в разные периоды и продолжительности этих периодов рассчитывается суммарное годовое потребление всем стадом. Для того чтобы сделать вывод о хозяйственной ценности какого-либо вида рыб в водоеме, необходимо определить, за счет каких объектов питания происходит максимальное наращивание массы тела.

Одним из основных показателей рентабельности рыб является их кормовой коэффициент, т.е. отношение веса съеденного корма к весовому приросту. Так, например, для увеличения веса судака на одну единицу массы тела необходимо съесть семь весовых единиц других рыб. У некоторых рыб кормовой коэффициент может быть и значительно выше. Следует учитывать, что кормовой коэффициент изменяется по сезонам и в течение жизни, увеличиваясь с возрастом.

Кормовой коэффициент может быть вычислен как в эксперименте, так и в естественных условиях. В эксперименте кормовой коэффициент получают в результате деления веса съеденной за определенный период пищи на весовой прирост рыбы за этот же период. В естественных условиях получают приближенные данные. Для этого надо знать годовое увеличение веса хищника по изменению средних навесок у рыб разных возрастных групп годовые рационы хищников разных возрастов.

Например, сом в возрасте четырех лет имеет среднюю длину 76 см при весе 2800 г и годовом рационе 1,9 собственного веса.

При этом за год он съедает $2800 \text{ г} * 1,9 = 5320 \text{ г}$. В то же время за этот же период сом прибавил в весе 860 г. В этом случае кормовой коэффициент равен $5320/860 = 6,2 \text{ г}$, т.е. для увеличения веса сома на 1 г ему нужно 6,2 г пищи.

Кормовой коэффициент меняется по сезонам и в течение жизни. Величина кормового коэффициента специфична для вида и определяется степенью подвижности рыбы и темпом ее весового прироста. Обычно у хищников кормовой коэффициент колеблется в пределах 5-10. Например, в дельте Волги у щуки он равен 8,8, у сома - 6,2, у судака - 5,1, в Черном море у морского ерша - 6,4.

Определение сложившихся в водоеме отношений следует производить на основании данных о пищевых потребностях рыб, реальных рационах и их качественном составе, численности рыб, их возрастной структуре и уровне количественного развития кормовой базы (биомасса и продукция). При этом можно пользоваться и индексами пищевого сходства, однако в сочетании с данными о величине реальных рационов рыб, поскольку одни только индексы пищевого сходства могут дать неправильное представление о напряженности пищевых отношений.

Вопросы для самопроверки:

1. По какой системе оценивается степень наполнения пищеварительного тракта рыб?
2. Как проводится камеральная обработка содержимого пищеварительных трактов личинок рыб?
3. Как проводится камеральная обработка содержимого пищеварительных трактов планктоноядных рыб?
4. Как проводится камеральная обработка содержимого пищеварительных трактов растительноядных рыб?
5. У каких рыб самый длинный кишечник?
6. Как определяется индекс степени сходства состава пищи «СП» рыб?
7. Когда наблюдается высокая степень сходства пищи разных видов рыб?
8. Какие выделяют стадии переваренности пищи?

9. Как ведется подсчёт организмов при значительном разрушении (переваренности) организмов.
10. Как проводится камеральная обработка содержимого пищеварительных трактов хищных рыб?
11. Назовите способы расчета суточного рациона рыб.
12. Что показывает кормовой коэффициент?
13. От чего зависит величина кормового коэффициента?
14. Что влияет на скорость переваривания пищи рыбы?
15. Опишите строение кишечника различных видов рыб.

Список использованных источников

1. Головина, Н.А. Гематологические исследования и их использование для оценки здоровья рыб / Н.А. Головина // Рыбоводство и рыбное хозяйство. – 2018. – №5 (148). – С.72-74.
2. Голубева, Л.Г. Обоснование методов моделирования и прогноза динамики качества воды рек регионов с высокой антропогенной нагрузкой / Л.Г. Голубева // Системный анализ и информационные технологии в науках о природе и обществе. – 2011. – №1(1). – С. 144-151.
3. Дрововозова, Т.И. Интегральный показатель качества сточных вод, отводимых в водный объект / Т.И. Дрововозова, Н.Н. Паненко, А.В. Лещенко // Инженерный вестник Дона. – 2019. – № 3 (54). – С. 27.
4. Зиновьев, Е.А. Методы исследования пресноводных рыб: Учебное пособие по спецкурсу / Е.А. Зиновьев, С.А. Мандрица. – Пермь: Пермский университет, 2003. – 113 с.
5. Исследование экологического состояния водных объектов: Руководство по применению ранцевой полевой лаборатории НКВ-Р / Под ред. А.Г. Муравьева. – Изд. 2-е, перераб. – СПб.: «Крисмас+», 2017. – 256 с.
6. Калайда, М.Л. Методы рыбохозяйственных исследований: учебное пособие / М.Л. Калайда, Л.К. Говоркова. – Санкт-Петербург: Проспект науки, 2013. – 288 с.
7. Китаев, С.П. Основы лимнологии для гидробиологов и ихтиологов. Петрозаводск: КарНЦ РАН, 2007. – 395 с.
8. Котляр, О.А. Методы рыбохозяйственных исследований (ихтиология) / О.А. Котляр. – Рыбное: Астраханский государственный технический университет Дмитровский филиал, 2004. – 180 с.
9. Методы экологических исследований: учебное пособие для вузов / Н.В. Каверина, Т.И. Прожорина, Е.Ю. Иванова, М.А. Клевцова, С.А. Куролап, О.В. Клепиков, А.Г. Муравьев, А.Н. Никольская, В.В. Синегубова. – Воронеж: Издательство «Научная книга», 2019. – 355 с.

10. Мониторинг среды обитания: Учебное пособие. Часть 1. / Л.Т. Крупская, А.М. Дербенцева, А.Г. Новороцкая, М.Б. Бубнова, Г.П. Яковенко. – Владивосток: Изд-во Дальневост. ун-та, 2007. – 180 с.
11. Оценка экологического состояния малых водоёмов: Учебное пособие. / Е.В. Лобуничева, М.Я. Борисов, И.В. Филоненко, Д.А. Филиппов. – Вологда: Вологодская лаборатория ФГБНУ «ГосНИОРХ», 2013. – 218 с.
12. Петлина, А.П. Изучение молоди пресноводных рыб Сибири / А.П. Петлина, В.И. Романов. – Томск: Издательство Томского университета, 2004. – 203 с.
13. Петлина, А.П. Изучение молоди пресноводных рыб Сибири. 2-е изд., доп. / А.П. Петлина, В.И. Романов. – Томск: Издательство Томского университета, 2007. – 244 с.
14. Пищенко, Е.В. Гематология пресноводной рыбы: Учебное пособие / Е.В. Пищенко. – Новосибирск: Новосиб. гос. аграр. ун-т, 2002. – 48 с.
15. Правдин, И.Ф. Руководство по изучению рыб (преимущественно пресноводных) / И.Ф. Правдин. – М.: Пищевая промышленность, 1966. – 376 с.
16. Применение метода морфофизиологических индикаторов в экологии рыб / В.С. Смирнов, А.М. Божко, Л.П. Рыжков, Л.А. Добринская. – Петрозаводск: Карелия, 1972. – 167 с.
17. Пряхин, Ю.В. Методы рыбохозяйственных исследований: учебное пособие / Ю.В. Пряхин, В.А. Шкицкий. – Ростов-на-Дону: Южный науч. центр, 2008. – 254 с.
18. Романов, В.И. Методы исследования пресноводных рыб Сибири: учебное пособие. / В.И. Романов, А.П. Петлина, И.Б. Бабкина. – Томск: Томский государственный университет, 2012. – 252 с.
19. Руководство по анализу воды. Питьевая и природная вода, почвенные вытяжки / Под ред. А.Г. Муравьева. – Изд. 4-е, перераб. и дополн. – СПб.: «Крисмас+», 2018. – 360 с.

20. Стерлигова, О.П. Методы определения возраста рыб и его практическое значение (учебное пособие) / О.П. Стерлигова. – Петрозаводск: Карельский научный центр РАН, 2016. – 57 с.

21. Технологии выращивания и кормления объектов аквакультуры юга России (справочное, учебное пособие) / С.В. Пономарев, Е.А. Гамыгин, С.И. Никоноров, Е.Н. Пономарева, Ю.Н. Грозеску, А.А. Бахарева – Астрахань: Нова плюс, 2002. – 198 с.

22. Фукс, Г.В. Методические аспекты определения возраста полярной камбалы (*Lipsetta glacialis*) по отолитам в арктических морях северо-западной части России / Г.В. Фукс // Известия КГТУ. – 2017. – № 44. – С. 70-86.