

АКАДЕМИЯ НАУК СССР



И. Е. БЫХОВСКАЯ-ПАВЛОВСКАЯ

ПАРАЗИТЫ РЫБ

РУКОВОДСТВО
ПО ИЗУЧЕНИЮ

КАДЕМИЯ НАУК СССР
ЗОЛОГИЧЕСКИЙ
НСТИТУТ



И. Е. БЫХОВСКАЯ-ПАВЛОВСКАЯ

ПАРАЗИТЫ РЫБ

РУКОВОДСТВО

ПО ИЗУЧЕНИЮ



ЛЕНИНГРАД
ИЗДАТЕЛЬСТВО «НАУКА».
ЛЕНИНГРАДСКОЕ ОТДЕЛЕНИЕ
1985

Быховская-Павловская И. Е. Паразиты рыб. Руководство по изучению. — Л.: Наука, 1985. — 121 с. — (Методы зоологических исследований — практике).

Изложена методика паразитологического исследования рыб, сбора, фиксации, хранения, точной регистрации собранных паразитов и их первичной обработки. Описаны способы изготовления препаратов паразитов разных систематических групп и дан подробный список необходимого полевого оборудования и реактивов. Изложена специальная методика исследования живых паразитов. Библиогр. 95 назв. Ил. 60.

Главный редактор

директор Зоологического института АН СССР

О. А. Скарлато

Редакционная коллегия:

Ю. С. Балашов (отв. редактор), *В. В. Хлебович* (зам. отв. редактора),
В. В. Бульон, М. А. Козлов, И. М. Фокин

Ответственный редактор

О. Н. Бауер

Рецензенты:

Н. А. Изюмова, О. Н. Юнчис

ПРЕДИСЛОВИЕ РЕДАКТОРА

В нашей стране предусматривается доведение объема выращиваемой рыбы до 500 тысяч тонн.

Для выполнения такого плана необходима мобилизация всех внутренних ресурсов, в том числе и повышение рыбопродуктивности рыбоводных емкостей за счет снижения отходов, вызываемых различными болезнями, включая и паразитарные. Для успешной организации борьбы с ними в первую очередь надо знать, какие паразиты рыб имеются в хозяйстве, какова их численность, имеет ли она тенденцию к снижению или увеличению.

Такие данные можно собрать лишь на основе периодического полного паразитологического вскрытия рыб. В настоящей книге один из ведущих ихтиопаразитологов нашей страны, старший научный сотрудник Зоологического института АН СССР, доктор биологических наук Ирина Евгеньевна Быховская-Павловская обстоятельно описывает метод полного паразитологического вскрытия рыб, разработанный еще в тридцатых годах ее учителем, членом-корреспондентом АН СССР профессором Валентином Александровичем Догелем. Ею учтены все уточнения и усовершенствования этого метода, осуществленные за последние годы и не вошедшие в первые варианты этой книги (Быховская-Павловская, 1952, 1969).

Во время проведения в Институте биологии внутренних вод АН СССР Первой (1978) и Второй (1982) всесоюзных школ-семинаров ихтиопаразитологов была отмечена крайняя необходимость опубликования книги по паразитологическому исследованию рыб. Учитывая эти положения, И. Е. Быховская-Павловская и взялась за ее подготовку. Насколько книга удалась, судить читателям. Зоологический институт просит всех, кто будет пользоваться книгой, присылать свои отзывы и замечания по адресу: 199034, Ленинград, Университетская наб., 1, Зоологический институт АН СССР, группа по изучению паразитических червей.

Книга рассчитана на ихтиопаразитологов ветеринарной и ведомственной ихтиопатологической службы, на начинающих научных сотрудников, работающих в рыбохозяйственных, других научно-исследовательских институтах, и на студентов рыбвтузов и университетов. Выражаем надежду, что книга будет способствовать их производственной и учебной работе и тем самым снижению потерь от паразитарных болезней рыб.

О. Н. Бауер

ВВЕДЕНИЕ

Паразитарные заболевания, вызываемые паразитическими червями, простейшими и ракообразными, часто приводят к массовой гибели рыб, нанося значительный ущерб рыбному хозяйству. Пересадка рыб (производителей, молоди и даже икры) из водоема в водоем, без учета паразитарного фактора, нередко сопровождается переносом паразитов, губительных для местных рыб. Часто внесенная в новый водоем рыба заражается местными паразитами и гибнет.

Изучение паразитарных заболеваний рыб и биологии их возбудителей способствует разработке мер борьбы с ними, осуществление которых является одним из важнейших мероприятий в деле повышения рыбопродуктивности водоемов и неотъемлемо от комплекса задач по улучшению и увеличению продуктивности рыбного хозяйства нашей страны.

Необходимость тщательного и всестороннего изучения паразитов рыб диктуется еще и тем, что рыба в ряде случаев является источником заражения человека, домашних и диких промысловых животных паразитическими червями. Некоторые из этих паразитов вызывают у людей тяжелые заболевания (дифиллоботриоз, описторхоз, метагонимоз, псевдамфиностомоз), человек заражается от рыбы лентецами и трематодами, личинки которых живут в покровах, мускулатуре, полости тела и тканях различных органов рыб. Попад (в стадии личинки) с сырой, недоваренной или недожаренной рыбой в желудок человека или животных, одни паразиты (лентец широкий и некоторые трематоды) достигают половой зрелости в кишечнике, истощают своего хозяина и вызывают катар кишечника (*Metagonimus*), другие — проникают в печень, становятся половозрелыми и вызывают воспалительные процессы и ее цирроз (*Opisthorchis*, *Clonorchis*).

Широкие, правильно поставленные ихтиопаразитологические исследования дают возможность обнаружить у промысловых рыб новые, еще неизвестные паразитарные болезни и выявить районы важных эпизоотических заболеваний. Данные этих исследований используются: при акклиматизации и пересадке промысловых рыб, как показатель степени «безопасности» или зараженности паразитами посадочного материала; при выборе наиболее выгодных

в этом отношении сортов рыб; при браковке некоторых сортов рыбы; служат подсобным материалом по выяснению миграций рыб; помогают при разрешении ряда весьма интересных вопросов общетеоретического порядка в области систематики, зоогеографии, экологии и т. д.

Эти исследования помогают выявлять новые или недостаточно изученные очаги заражения человека паразитами, промежуточными хозяевами которых являются рыбы, и позволяют выяснить для каждой местности значение тех или иных видов рыб, как возможных источников заражения человека, а также домашних и промысловых животных.

Первым и основным условием для правильного понимания и оценки данных, полученных при паразитологическом исследовании, является рассмотрение паразитофауны рыб в целом, не изолированно, а в определенных условиях окружающей среды. При составлении списков паразитов следует всегда помнить, что паразитофауна представляет собой динамический биологический комплекс, сложившийся в определенных условиях внешней среды и зависящий в своих изменениях от них. Поскольку средой обитания паразитов является не только сам хозяин (в данном случае рыба), но и внешняя среда, окружающая этого хозяина, паразитофауна непосредственно зависит как от изменения внешних условий жизни рыбы, так и от изменений ее физиологического состояния (Догель, 1933, 1935, 1962).

При правильном методологическом подходе и постановке работы паразитологические исследования всегда могут дать более или менее ясную картину сложных взаимоотношений между паразитами рыб, самими рыбами и условиями водоема.

Весьма велика зависимость паразитофауны рыб от гидробиологических особенностей водоема, от фауны беспозвоночных — промежуточных хозяев многих паразитов, и позвоночных — окончательных хозяев ряда паразитов и распространителей инвазий.

Весьма значительно влияние гидрохимических и гидрологических свойств водоема (солености, скорости течения, глубины), а также его размеров, географического положения, наличия в прошлом связи с другими водоемами или его изоляции. Влияние, прямое или косвенное, оказывают также грунты, характер растительности и степень плотности зарастания в местах преимущественного пребывания рыбы и, конечно, биология рыб-хозяев, и где они держатся — у дна, в толще воды или у поверхности.

Из факторов, влияющих на паразитофауну по линии хозяина, нужно иметь в виду зависимость ее от возраста рыбы и связанной с этим сменой режима питания, а также влияние физиологического состояния рыбы, сказывающегося особенно резко у проходных рыб, у которых разные стадии развития и половой зрелости связаны с различными условиями существования и периодами длительного голодания. Решающее влияние на состав фауны эндопаразитов животных, в том числе и рыб, оказывает пища (Догель, 1962).

Из всего вышеизложенного вытекает необходимость всесторон-

него исследования и строгого учета при оценке паразитофауны того или иного водоема, того или иного вида рыбы, всех действующих факторов, число которых далеко не исчерпывается перечисленными.

В пресноводной фауне паразитов часто встречается некоторое количество типично морских представителей, которые заносятся в пресные водоемы проходными или полупроходными рыбами. В пресной воде происходит постепенная утрата рыбами морской паразитофауны. С другой стороны, проходная рыба получает целый ряд пресноводных видов паразитов, которых уносит с собой в море. Знание состава фауны как пресноводных, так и морских паразитов важно при изучении путей миграций этих рыб.

Все взрослые рыбы, как правило, населены большим количеством особей разных видов паразитов. В природе, в естественных популяциях рыб, наличие в них паразитов следует считать нормой. Паразиты являются нормальными членами биоценоза и вызываемые ими заболевания (и даже эпизоотии) большей частью принадлежат к числу нормальных жизненных отклонений биоценоза, поддерживающих качественное и количественное постоянство его состояния (Беклемишев, 1970). В естественных биоценозах паразиты могут иногда играть и положительную роль, участвуя в регуляции численности тех или иных видов. Нередко человек использует паразитов в качестве биологического метода борьбы с вредителями.

Количество и видовое разнообразие паразитов рыб огромны. Достаточно сказать, что только для пресноводных рыб фауны СССР их насчитывается не менее 1700 видов среди различных групп беспозвоночных животных. Из простейших (Protozoa) к ним относятся жгутиконосцы (Flagellata), споровики (Sporozoa), саркодовые (Sarcodina), слизистые споровики (Myxosporidia), ресничные (Ciliata) и сосущие (Suctoria) инфузории, внутриклеточные организмы — микроспоридии (Microsporidia).

Паразитические черви представлены — плоскими червями (Plathelminthes), включающими: моногеней (Monogenea), ленточных (Cestoda), трематод (Trematoda); первичнополостными червями — круглыми (Nematoda) и скребнями (Acanthocephala); кольчатыми червями — пиявками (Hirudinea). За исключением моногеней — паразитов жабр, плавников, жаберной и носовых полостей, кожи, реже кровяного русла, кишечника и мочевых протоков, и пиявок — паразитов поверхности тела, остальные черви являются паразитами кишечного тракта и полостных органов рыбы. Личиночные формы этих червей могут поражать также жабры, глаза, мозг, мускулатуру. В кровеносной системе паразитируют трематоды Sanguinicola. Из моллюсков (Mollusca) на жабрах и плавниках встречаются глохидии (Glochidia) — личинки некоторых видов двустворчатых (Bivalvia). Из членистоногих (Arthropoda) на рыбах часто можно обнаружить ракообразных (Crustacea): веслоногих (Copepoda), жаброхвостых (Branchiura), равноногих (Isopoda); изредка паукообразных (Arachnoidea) —

личинки некоторых водяных клещей (*Hydrachnella*), которые локализуются в носовой, ротовой и жаберной полостях, жабрах, плавниках, на поверхности тела. Растительные паразиты представлены некоторыми грибами (*Branchiomyces*, *Saprolegnia*), поражающими кожу, жабры, почки, сердце, нервную систему.

Количество паразитов того или иного вида, населяющего рыбу, может быть весьма различным — от одного или нескольких до сотен и тысяч экземпляров. Например, на жабрах мальков карпа (около 4 см длиной) иногда находили свыше 500 экз. моногеней *Dactylogyrus vastator*. Жабры при этом были полностью разрушены. Более 550 метацеркарий *Diplostomum spathaceum* было обнаружено в хрусталике глаза одной красноперки; свыше 1000 плероцеркоидов широкого лентеца (*Dyphyllobothrium latum*) — в небольшой щуке. Десятки тысяч жгутиконосцев *Costia* иногда насчитывается на одном квадратном сантиметре кожи сильно зараженных рыб. Большинство паразитов, будучи безвредными в малых количествах, становятся весьма опасными при массовом заражении, особенно в условиях искусственного рыборазведения.

Паразитарные заболевания могут быть причиной значительного снижения темпа роста рыбы, уменьшения ее плодовитости, развития различных уродств и аномалий, ухудшения качества мяса и, наконец, массовой гибели рыб. Вред, причиняемый паразитами, весьма разнообразен. Массами скапливаясь в кишечнике рыбы, черви отнимают значительную часть пищевых веществ и истощают ее. Механические повреждения тканей, вплоть до их разрушения, наносят кишечные и жаберные паразиты своими органами прикрепления. Образующиеся язвы и воспаления оказываются благоприятной почвой для ряда инфекционных заболеваний, на них часто селятся гнилостные бактерии и плесневые грибы.

Гипертрофия жаберных лепестков, возникновение опухолей, разрывы тканей и кровоизлияния под действием моногеней и микоспоридий ведут к уменьшению дыхательной поверхности жабр и к гибели рыбы от удушья и потери крови. Многие паразиты выделяют ядовитые вещества — токсины, которые, попадая в кровь и разносясь по телу, вредно действуют на центральную нервную систему и тем нарушают правильную жизнедеятельность организма.

Кроме того, все продукты обмена веществ внутренних паразитов поступают непосредственно в тело рыбы и также оказывают на него вредное воздействие. Личинки трематод, поражающие хрусталик, нарушают зрение, вплоть до полной слепоты с утратой способности к отыскиванию пищи, приводящей к истощению и голодной смерти хозяина. Это лишь немногие примеры паразитарных заболеваний. Более подробно о них говорится при характеристике заражения отдельных органов и частей тела рыбы в разделах 5 и 8.

При любых исследованиях, связанных с живыми объектами, необходимо знать, на каком виде животного они проводятся. Без точной «привязки» полученных данных к конкретному виду

паразита и хозяина многие результаты не могут считаться достоверными, поскольку каждый вид имеет свою морфобиологическую специфику, отличающую его от других. Для точного определения вида необходимы грамотный сбор паразитов, правильное изготовление препаратов и знание основ таксономии группы.

Далеко не все паразиты видны при наружном осмотре или вскрытии рыбы. Для выявления многих видов и целых групп паразитов требуется использование специальных методик. В настоящем пособии излагаются основные методы паразитологического исследования рыб, способы сбора и обработки паразитологического материала, а также приемы работы с разными группами паразитов. При составлении его учтены многолетний опыт, накопленный паразитологами, и новые данные, полученные в ходе работы Первой и Второй школ-семинаров по ихтиопаразитологии, проводившихся в 1978 и 1982 гг. в Институте биологии внутренних вод АН СССР (Борок).

1. ЗАДАЧИ ПАРАЗИТОЛОГИЧЕСКОГО ИССЛЕДОВАНИЯ РЫБ И ОБЪЕМ ПОЛЕВОЙ РАБОТЫ

Перед ихтиопаразитологическим исследованием могут быть поставлены разные задачи — от полного изучения паразитофауны разных видов рыб отдельного водоема до изучения какого-либо одного определенного вида паразита или паразитарного заболевания рыб одного вида.

Количество рыб, которое необходимо исследовать для более или менее правильной оценки паразитофауны рыбного населения данного водоема, определяется конкретными задачами предстоящего исследования. Кроме того, оно может изменяться в ту или иную сторону в зависимости от условий работы (сроки, количество людей в рабочей группе, трудность добывания рыбы и т. д.).

Для изучения паразитофауны всех видов рыб одного водоема установлен определенный минимум исследования, равный 15 особям каждого вида (в одном месте и в один сезон). Несмотря на то что при этом количестве могут не встретиться наиболее редкие паразиты, общая картина зараженности рыб выявляется с точностью, практически вполне достаточной. Для исследования молоди рыб (особенно до годовалого возраста) этого количества недостаточно, поскольку рыбы на ранних этапах развития заражены значительно слабее. Если видовой состав рыб в водоеме беден, лучше увеличить норму исследования до 25 особей каждого вида. Если исследуемый водоем заселен очень большим числом видов рыб, нужно стремиться к тому, чтобы в исследование попали в первую очередь те виды, которые имеют промысловое значение. Однако следует учитывать, что непромысловые и так называемые «сорные» рыбы, хотя и не имеют непосредственного хозяйственного значения, могут являться носителями паразитов, опасных для промысловых или культивируемых в водоеме и окрестных прудовых хозяйствах рыб.

При обычных паразитолого-фаунистических исследованиях водоема принято обследовать взрослых рыб. Наилучшим было бы обследование нескольких серий каждого вида — по 15—25 экз. различного возраста, причем норму в 15—25 особей было бы правильнее выполнять мелкими партиями по 2—3 рыбы, в разные дни, из разных уловов. У рыб, достигающих с возрастом очень больших размеров, чтобы слишком не затягивать вскрытие, можно

исследовать в основном не особенно крупные (но обязательно половозрелые) экземпляры.

При изучении паразитофауны одного какого-либо вида рыбы количество вскрытий может быть значительно увеличено и исследованию обязательно должны быть подвергнуты рыбы разных возрастов. Для карповых рыб, обычно богатых моногенейми, если нужны попутные наблюдения и зарисовки на живом материале, число вскрытий может быть уменьшено, для других рыб — увеличено.

При неполных паразитологических исследованиях с целью изучения какого-либо определенного паразитарного заболевания, одного или группы видов паразитов, количество исследуемых рыб должно быть таково, чтобы полностью обеспечить выяснение поставленного вопроса.

Паразитологическое исследование крупного водоема желательно проводить не в одном пункте, а в нескольких, с наиболее различающимися, но в общем типичными для данного водоема условиями. При изучении водоемов, имеющих промысловое значение, для исследования выбираются наиболее важные в этом отношении пункты. Следует учесть, что в реках у ряда рыб, обитающих в верхнем, среднем или нижнем течении, обычно наблюдаются различия в паразитофауне. В водохранилищах зараженность рыб бывает различна в русловых и мелководных пойменных участках (плёсах).¹

При планировании работы нужно помнить, что один человек в течение месяца может провести около 70—80 вскрытий рыб среднего размера, сопровождаемых сбором, этикетировкой, фиксацией, упаковкой материала и записями в дневнике. При паразитологическом обследовании большого количества рыб желательно участие группы по меньшей мере из трех человек (для сбора моногеней, работы с простейшими и сбора других паразитов).

Для практики освоения водоемов, рыбоводства, акклиматизации и интродукции чрезвычайно важно определение паразитологической ситуации водоема, которое включает выяснение видового состава и распределения паразитов рыб, населяющих данный водоем, а также оценку его эпидемиологического и эпизоотологического состояния. При этом следует иметь в виду, что формирование паразитологического статуса каждого водоема в значительной степени определяется прилежащими и связанными с ним водоемами.

Для определения паразитологической ситуации водоема следует: учитывать паразитофауну всех видов рыб, включая непромысловых и «сорных»; вскрывать не менее 15 экз. каждого вида; особое внимание уделять изучению паразитофауны и зараженности молоди рыб.

Исследование водоема проводить лучше всего весной и в начале лета, поскольку в это время фауна паразитов наиболее богата и

¹ В приплотинных участках исследования обычно не производятся из-за большой глубины и малого количества рыбы.

разнообразна. Желательно повторение исследований в разные сезоны и в последующие годы. В целях наиболее объективной оценки паразитологической ситуации водоема и для возможности сравнения степени зараженности рыб разных возрастов, или разных водоемов, или по сезонам года полученные данные следует статистически обработать и вычислить следующие показатели: экстенсивность заражения (отношение количества зараженных рыб к общему количеству обследованных особей того же вида в процентах), интенсивность заражения (количество паразитов того или иного вида на одну зараженную рыбу) и индекс обилия (среднее число паразитов на одну исследованную рыбу). Последний показатель наиболее четко дает представление о динамике численности паразита. Если вид исследован в количестве меньшем, чем 15 экз., следует просто писать, сколько рыб заражено из стольких-то вскрытых (например, 5 из 7). Однако, несмотря на большую наглядность и сравнимость процентных показателей, следует относиться к ним с известной осторожностью, придавая серьезное значение лишь достаточно резким различиям, так как даже при 15 вскрытиях, при заражении редкими паразитами, может иметь место значительная статистическая погрешность (Петрушевский и Петрушевская, 1960).

По видовому составу личинок, паразитирующих в рыбах, устанавливается эпидемиологическое состояние водоема. Наличие в рыбах личинок, например, широкого лентеца, описторхиса и метагонимуса, говорит о возможности наличия взрослых червей у человека. Эпизоотологическую оценку дать сложнее, так как трудно усмотреть и определить патогенность паразита в естественном водоеме. Однако надо учесть, что при условии увеличения интенсивности заражения некоторые непатогенные паразиты могут стать болезнетворными. Сам же факт наличия паразита еще не свидетельствует о паразитарном заболевании.

Характер исследования паразитологической ситуации водоема определяется задачей, поставленной для решения конкретного вопроса при переселении и акклиматизации.

Массовые материалы при неполных паразитологических вскрытиях подлежат тщательной статистической обработке. По всей «выборке» следует сделать вывод о состоянии всей популяции рыб. В маленьких водоемчиках (садки, нерестовые) вывод о состоянии популяции будет правильным. То же и в выростных прудах. В некоторых местах в зимовальных прудах бывает трудно взять выборку для правильного вывода. Вывод локальный (для одного места исследования) нельзя распространять на весь водоем в целом. В открытых водоемах, при всех условиях нужно точно знать, где именно рыба взята. В большом водоеме удобнее ловить в одном и том же месте (при изучении сезонных изменений паразитофауны это обязательно). Для выявления локальных стад нужно брать рыбу одновременно в разных местах водоема. Следует иметь в виду разное поведение рыб зараженных и незараженных. Первые обычно скапливаются в заводях, особенно в дурную погоду.

Обработка собранного материала должна быть одинакова (одни фиксаторы, одни стандарты). Это необходимо для достоверности сравнений. При статистической обработке материалов исследования учитываются: длина тела, масса, упитанность рыб, их зараженность, численность паразитов.

Обязательными условиями, только при соблюдении которых собранный паразитологический материал будет пригоден для выводов о паразитологической ситуации водоема, являются: абсолютная точность в определении видовой принадлежности паразитов, а также рыб (что особенно важно иметь в виду при исследовании мальков разных стадий), мест локализации паразита и точность регистрации собираемого материала (см. раздел 10).

Все изложенное выше относится в основном к пресноводным рыбам. Что касается паразитологического исследования морских рыб, то оно значительно отличается от такового пресноводной ихтиофауны. О значении паразитологического инспектирования и особенностях экспертизы морских рыб, о методике выявления и диагностики, а также оценке наиболее обычных и важных паразитов подробно изложено в специальном методическом пособии (Курочкин, 1979).

Понятия «паразитологическое исследование» рыб и «паразитологическое инспектирование» принципиально различны. Паразитологическая экспертиза морских рыб предполагает выявление видов паразитов, представляющих практический интерес (опасных для человека, изменяющих физико-химические свойства рыбы, портящих вид товарного сырья или продукции и т. д.). Применение всего комплекса методов паразитологического исследования для текущего паразитологического инспектирования рыб невозможно из-за его сложности и большой трудоемкости. Иногда бывает необходимо в течение нескольких часов обследовать сотни рыб и в тот же день получить результат. В соответствии с ограниченными задачами паразитологического инспектирования морских рыб при его проведении используют максимально упрощенные методы обнаружения паразитов. С большими трудностями связано также получение количественных характеристик, достаточно правильно отражающих действительную картину зараженности той или иной партии морских рыб. Это связано с тем, что для экспертизы нужны очень большие объемы выборки. Кроме того, если пресноводных рыб пруда, озера, нередко отдельного участка реки можно рассматривать как единые (и гомогенные по зараженности паразитами) популяции или внутривидовые группы, то практически неизвестно, к одной или к разным группировкам принадлежат исследуемые морские рыбы. Отсюда трудно выявить общую картину распределения зараженности (Курочкин, 1979).

2. ПОДГОТОВКА К ПОЛЕВОМУ ИССЛЕДОВАНИЮ

Для того чтобы, прибыв на место полевых работ, сразу начать вскрытия и сбор материалов и не тратить время (которого в полевых условиях всегда не хватает) на освоение методики исследования, необходимо хорошо подготовиться заранее как теоретически и практически, так и материально, в смысле заранее продуманного плана работы и соответственного подбора всего необходимого оборудования и изготовления реактивов (примерный список необходимого полевого оборудования и реактивов приведен в конце книги).

Прежде всего следует ознакомиться (по литературным и иным данным) с географическими особенностями местности и характером водоема, где будет проводиться исследование, с видовым составом обитающих в нем рыб. Одновременно необходимо изучить общую систему рыб, положение в ней и биологию тех видов, которые будут исследоваться, а также ознакомиться с основными группами паразитов рыб (по литературным источникам и, если есть возможность, по препаратам).

Затем следует внимательно прочесть настоящее пособие (хотя им придется пользоваться и в дальнейшем), ознакомиться с общим содержанием полевого паразитологического исследования и методическими приемами, необходимыми при вскрытии рыбы, сборе, транспортировке и первичной обработке паразитологического материала. При этом следует учесть, что количество приведенных здесь примеров паразитов, которые могут быть найдены при исследовании, далеко не соответствует действительному разнообразию видов, паразитирующих у рыб.

До выезда на полевые работы желательно научиться правильно и достаточно быстро вскрывать рыбу, хорошо разбираться в ее анатомии, выделять и изолировать, не повреждая, отдельные органы и целые системы их. Это позволит точно определять локализацию паразитов (их непосредственную среду обитания, что нужно для понимания взаимоотношений, складывающихся между паразитом и организмом хозяина). Следует также научиться пользоваться определителем рыб, практикуясь на определении хотя бы самых обычных видов.

После такой подготовительной работы можно приступить непосредственно к освоению методики паразитологического исследования и сбору паразитов на свежей рыбе, подвергнув ее тщательному наружному осмотру и полному вскрытию. При этом следует обратить особое внимание на технику изготовления мазков крови и слизи с поверхности тела рыбы, препаратов из простейших и моногеней, сбора и фиксации паразитов.

Для регистрации и этикетирования материала следует выработать формы соответствующих записей и научиться писать четкие, постоянные этикетки (см. раздел 10). Затем, если позволит время и обстоятельства, определить (хотя бы до рода) найденных паразитов, исследуя их в воде, глицерине или молочной кислоте. Особое

внимание необходимо обратить на технику извлечения неполовозрелых паразитов (личинок) из полости тела и органов и на вскрытие цист трематод для высвобождения из них личинок. Метациркария, зафиксированная в цисте, непригодна для определения (см. раздел 9).

Нужно научиться находить в рыбах и отличать личинок паразитических червей человека и домашних животных, например плероцеркоидов широкого лентца в щуке, налиме и окуне, личинок описторхиса и метагонимуса в карповых рыбах.

Одним из наиболее трудных и трудоемких разделов паразитологического исследования являются нахождение и сбор моногеней, требующие особенной тщательности в работе. При исследовании следует обращать внимание на подсчет количества паразитов и учитывать характер их распределения в организме хозяина, отмечая не только в каком органе они найдены, но и в каком участке этого органа, т. е. микролокализацию (специальные методы сбора и исследования моногеней изложены в разделе 5 и в брошюрах А. В. Гусева (1978, 1983)).

Для измерения паразитов (это может понадобиться при определении их видовой принадлежности) и для записи прижизненных данных, часто отличающихся от тех, которые получаются по препаратам, следует составить таблицу делений окуляр-микрометра для микроскопа, с которым будет проводиться работа (см. раздел 13). Наконец, с помощью рисовального аппарата полезно попрактиковаться в зарисовках с живых объектов хитиноидных образований (крючьев, прикрепительного диска, вагины и копулятивного органа моногеней), спор микроспоридий, личинок трематод, головок (сколексов) ленточных червей. Такая предварительная подготовка значительно сэкономит время и облегчит полевые исследования.

3. КРАТКИЙ ОЧЕРК СТРОЕНИЯ РЫБЫ

Тело рыбы делится на голову, туловище, хвост и плавники.

Плавники состоят из лучей и натянутой между ними тонкой перепонки. Число, положение и состав плавников у разных рыб различны. Эти данные имеют важное значение в систематике рыб. Плавники бывают парные и непарные. К непарным относятся спинной (один или несколько), хвостовой и анальный плавники. В непарных плавниках лучи сочленены со вставочными косточками, лежащими в толще мышц. Парные плавники, обычно в числе двух пар, грудные — по бокам тела позади жаберных крышек, и брюшные — сближенные друг с другом у брюшной линии тела (рис. 1), представляют собой конечности и связаны с соответствующими поясами, которые не сочленены с позвоночником. Иногда брюшные плавники отсутствуют (например, у угря), иногда смещаются под грудные (у окуня, ерша) или вперед от последних на горло (у грески), иногда срастаются в виде воронки или диска (у бычков).

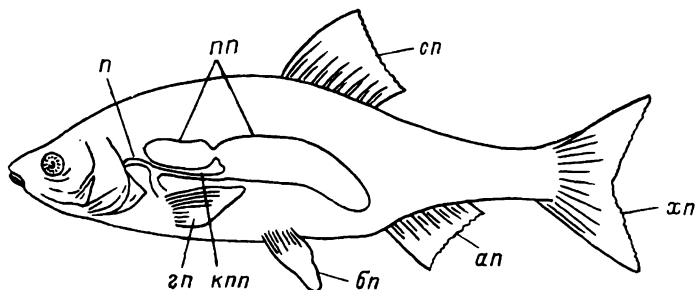


Рис. 1. Строение тела плотвы (из: Павловский, 1923).

сп — спинной плавник; хп — хвостовой плавник; ап — анальный плавник; бп — брюшной плавник; зп — грудной плавник; п — пищевод; кпп — канал плавательного пузыря; пп — плавательный пузырь.

Голова рыбы имеет широкое ротовое отверстие, ограниченное верхней и нижней челюстями; над первой помещаются две пары носовых отверстий, ведущих в носовые полости, из которых передняя снабжена клапанами.² По бокам головы лежат два глаза, а на поверхности ее рассеяны мелкие точечные отверстия, ведущие в каналы сейсмосенсорной системы. На боковой поверхности головы видны накладные кости черепа, образующие две боковые жаберные крышки, нижние и задние края которых свободны. Если жаберную крышку приподнять, под ней видна жаберная полость, в которой лежат четыре дугообразные жабры.

Кожные покровы рыб состоят из двух слоев: эпителиального — эпидермиса и соединительнотканного слоя — кориума. Кожа богата одноклеточными железами, выделяющими слизь (у налима, сома, вьюна, у бычков сем. *Gobiidae* на голове имеются так называемые слизевые каналы). У большинства костистых рыб кожа образует придатки — костную чешую — тонкие пластинки, заложенные в кориуме, налегающие черепицеобразно друг на друга и покрытые тонким слоем эпидермиса, в котором находятся слизевые железы (у карповых, окуневых). У некоторых рыб вместо чешуи тело частично покрыто небольшими костными пластинками (осетровые, колюшки). При рассмотрении чешуи в микроскоп можно видеть ряды концентрически расположенных колец (склеритов), разделенных тонкими границами. По этим кольцам можно судить о возрасте рыбы. Зимой рост чешуи замедляется и пропитывание ее известью происходит менее интенсивно, чем летом и весной. Весной и летом в чешуе образуется широкая полоса нарастания, богато пропитанная известью, резко отделенная от прозрачного, узкого зимнего кольца. Подсчет зимних колец показывает, сколько зим прожито рыбой. По бокам тела рыбы, обычно ближе к ее спинному отделу, тянется полоса видоизмененных чешуй, в которой залегает канал «боковой линии».³

² В отличие от костистых рыб у круглоротых имеется только одно носовое отверстие, у миксин оно сообщается с глоткой.

³ У разных видов рыб он имеет разную форму и расположение.

Перед анальным плавником находится заднепроходное отверстие, позади которого помещается ямка с отверстиями протоков органов размножения и выделения (первичных почек).

М у с к у л а т у р а и с к е л е т. Под кожей находятся мышцы. Мышечная система рыб характеризуется сравнительно четко выраженной метамерией, что связано со слабым развитием конечностей. На поперечном разрезе рыбы можно видеть значительную толщину мускульного слоя спинного отдела боковой мышцы по сравнению с тонкостенной мускулатурой боков туловища. Электрические органы некоторых рыб (электрический угорь, электрический скат) представляют собой видоизмененные группы мышц.

Как у всех позвоночных, основа скелета — позвоночник, несущий череп, и два пояса конечностей. Позвонки у костистых рыб двояковогнутые, с верхней невральнoй дугой, которая продолжается в остистый отросток, и нижней — гемальной, через которую проходят аорта и правая кардинальная вена. Гемальная дуга смыкается полностью только в хвостовых позвонках. К остистым отросткам позвонков сверху примыкают вставочные косточки, с которыми сочленяются лучи спинного плавника. Подобные образования есть и у брюшных остистых отростков хвостовых позвонков, для крепления анального плавника. Парные плавники сочленены с «поясками конечностей» — плечевым и тазовым. В туловищном отделе грудные позвонки несут ребра, проксимальный конец которых сочленен с позвонками, дистальный — свободен.

Череп рыбы состоит из множества костей, среди которых имеются участки хряща — остатки хрящевого зародышевого черепа. В черепе различают: мозговой череп —местилище головного мозга, и лицевой череп — скелет переднего отдела кишечной трубки. Лицевой череп закладывается первоначально в виде хрящевых дуг, охватывающих с боков глоточный отдел кишечника. Первая дуга — челюстная, вторая — подъязычная. Из остальных пяти четыре передние несут жаберы. Верхние половины жаберных дуг состоят из верхнеглоточных костей, усаженных глоточными зубами. Пятая жаберная дуга не несет жаберных лепестков. Кроме того, в черепе добавляется большое количество накладных костей.

О р а н ы п и щ е в а р е н и я (рис. 2). Пищеварительный тракт рыбы разделяется на переднюю (ротоглоточная полость, пищевод, желудок, развитый не у всех рыб), среднюю и заднюю кишку.

Ротовое отверстие, находящееся на конце рыла или несколько смещенное на спинную или брюшную поверхность, ведет в ротовую полость. Нижнезадняя стенка ротоглоточной полости образована прилегающими друг к другу жаберными дугами, вогнутая поверхность которых усажена множеством жаберных тычинок, образующих «цедильный аппарат», фильтрующий воду при пропускании ее через жаберы. Глотка ведет в толстостенный, складчатый, обычно короткий пищевод, переходящий в желудок.

У многих видов сем. сельдевых, некоторых близких к нему семейств, у представителей других групп костистых рыб имеются

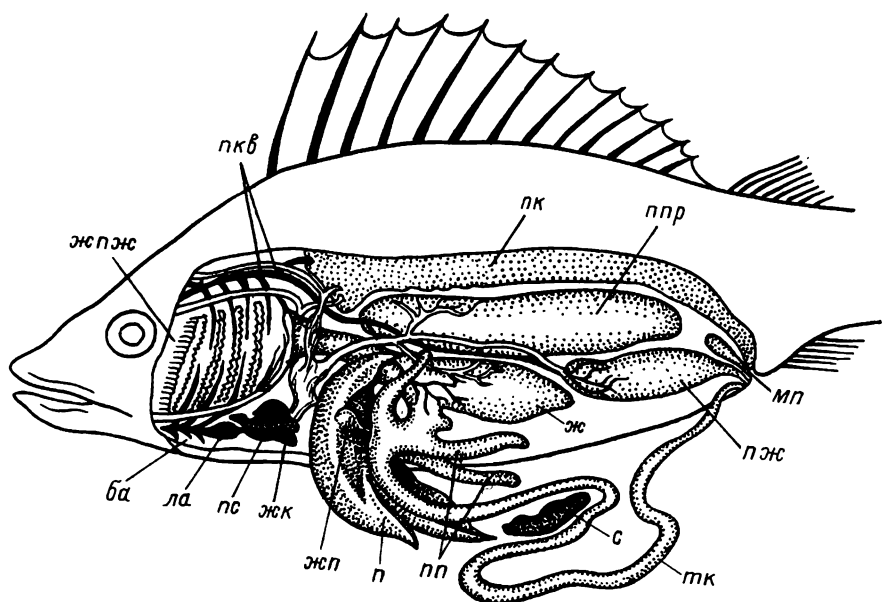


Рис. 2. Анатомия окуня (из: Холодковский, 1914, с упрощением).

жпж — жаберная полость с жабрами; пс — предсердие; жк — желудочек; ла — луковица аорты; ба — брюшная аорта; пкв — передние кардинальные вены; ж — желудок; пп — пилорические придатки; тк — тонкая кишка; с — селезенка; п — печень; жп — желчный пузырь; пж — половая железа; ппр — плавательный пузырь; пк — почка; ип — мочевого пузырь.

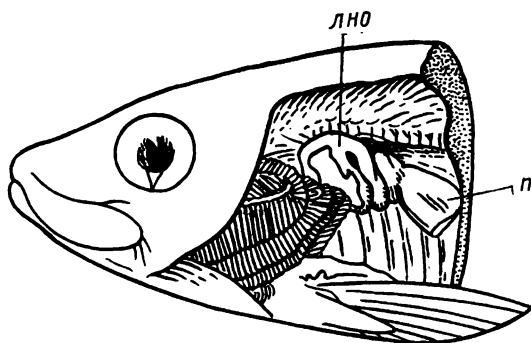


Рис. 3. Голова *Sardinella aurita* (из: Световидов, Скворцов, 1968).

п — пищевод; лно — левый наджаберный орган.

различно устроенные «наджаберные органы», представляющие собой парные выпячивания задней части глотки и открывающиеся в нее. Они обычно овальной формы. При удалении жаберной крышки и жаберных лепестков эти органы видны лежащими под позвоночником. Внутри «наджаберных органов» у толстолобика и сельдей расположены жаберные тычинки, служащие для удержания наиболее мелких планктонных организмов (рис. 3).

Костистые рыбы делятся на обладающих желудком и безжелудочных (карповые, многие Gobiidae, морская игла). Желудок имеет вид мешка, слепой конец которого направлен назад, или незначительного веретенообразного расширения переднего отдела кишечника (у щуки). От его нижней поверхности отходит средняя кишка, в начале которой отделенные пилорическим сфинктером у многих рыб находятся слепые пилорические придатки. Число их различно: у окуня — 3, у лосося — до 40, у трески и некоторых лососевых — более 200. У сельдей они сидят пучками на всем протяжении средней кишки. У всех сельдевых и лососевых (филогенетически более древних из ныне живущих рыб) в задней части средней кишки развит особый спиральный клапан (рис. 4), в образовании которого участвуют вся слизистая оболочка и циркулярный слой мышечной оболочки кишки, значительно увеличивающий поверхность всасывания и замедляющий темп продвижения пищевых масс.⁴

Без резкой границы средняя кишка переходит в заднюю, отделенную от нее внутренней складкой слизистой оболочки. Задняя кишка открывается наружу анальным отверстием. К кишечнику прилегает двулопастная или многолопастная печень. На стороне ее, обращенной к желудку, находится желчный пузырь, открывающийся желчным протоком в начальную часть средней кишки. В изгибе средней кишки лежит плотная, красноватая железа — селезенка. Поджелудочная железа развита слабо или отсутствует. Полость тела выстлана брюшиной, кишечник как бы подвешен на брыжейке, представляющей двойную складку брюшины, в которой отлагается жир.

Плавательный пузырь является полым выростом спинной стенки пищевода и имеет вид вытянутого мешка с блестящими, плотными стенками, состоящими из соединительной ткани и гладких мышц. На внутренней стороне их видны сетевидные сплетения кровеносных сосудов, имеющие вид красных блях.

У карповых рыб плавательный пузырь разделяется перехватом на передний и задний отделы (рис. 1). У окуня передний отдел плавательного пузыря дает два выступа, подходящих к затылочному отделу черепа и связанных с органами слуха. Плавательный пузырь соединяется с пищеводом или желудком или бывает замкнут.

Органы дыхания и кровообращения. Под жаберной крышкой в жаберной полости, с каждой стороны головы на-

⁴ У акул, осетровых, скатов, двоякодышащих и кистеперых рыб в средней кишке также имеется спиральный клапан.

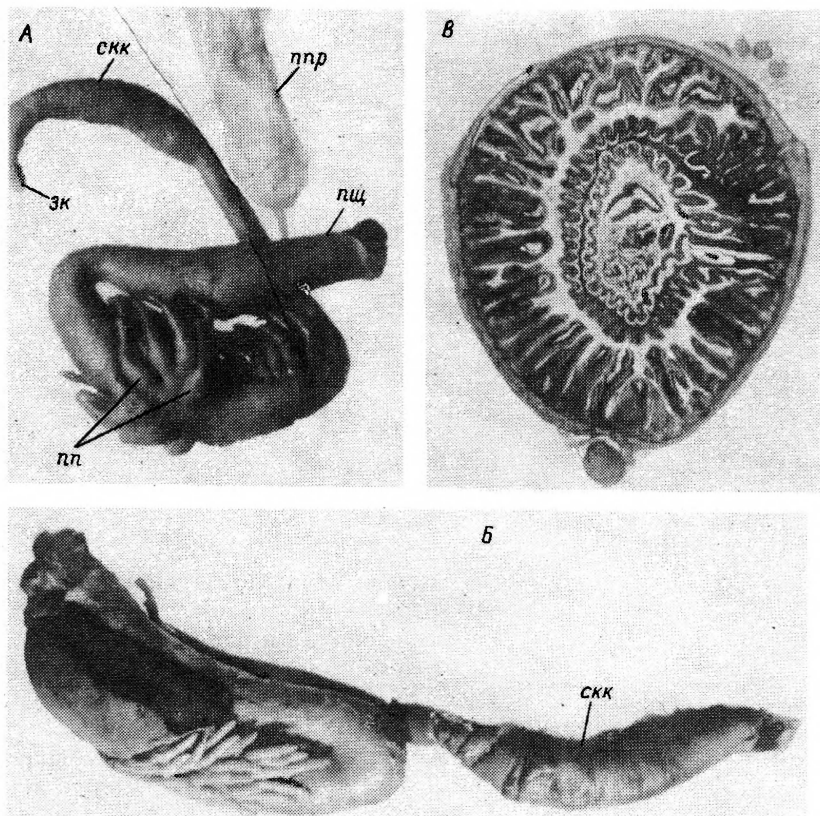


Рис. 4. Пищеварительный тракт со спиральным клапаном.

А — *Salmothymus* (из: Коровина, Вукович, 1972): *пищ* — пищевод, *пп* — пилорические придатки, *скк* — задний отдел средней кишки со спиральным клапаном, *зк* — задняя кишка, *ппр* — плавательный пузырь; Б — ленок (*Brachymystax*): *скк* — задний отдел средней кишки радужной форели со спиральным клапаном. Место отхода витка от кишечной стенки помечено крестиком (из: Коровина, 1976).

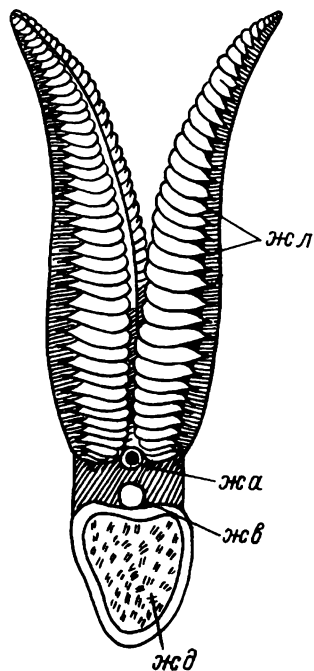
ходятся пять жаберных дуг, из которых четыре несут жабры. На каждой из них расположены красные (от проходящих кровеносных сосудов) жаберные лепестки (рис. 5). На внутренней стороне жаберной крышки находится гребневидное тело — ложная жабра, состоящая из одного ряда жаберных лепестков. Между жабрами имеются жаберные щели, ведущие в ротоглоточную полость.⁵

Добавочными органами дыхания у некоторых рыб служат увеличения слизистой оболочки части жаберной полости, пронизанные густой сетью кровеносных капилляров (змееголов, некоторые сомо-

⁵ У круглоротых (миног и миксин) жабры имеют вид мешочков со складками слизистой оболочки, пронизанными кровеносными сосудами, открывающихся наружу жаберными щелями.

Рис. 5. Поперечный разрез жаберной дуги костистой рыбы, с парой жаберных лепестков (из: Павловский, 1923).

жа — жаберная артерия; жв — жаберная вена; жд — жаберная дуга; жл — жаберный лепесток.



видные), которые иногда неправильно называются «наджаберными органами». Жабры у рыб помимо дыхания несут функцию выделительного органа, как и почки, выделяя более $\frac{2}{5}$ метаболитов. Помимо жабр у рыб частично может нести дыхательную функцию и кишечник (вьюновые).

Сердце помещается в окологердечной полости, отграниченной сзади тонкой стенкой от печени и переднего края плавательного пузыря. В общем сердце находится сзади жабр и впереди от грудных плавников. Оно двухкамерное и состоит из тонкостенного, темно-коричневого предсердия и расположенного книзу от него толстостенного розового желудочка. Желудочек продолжается да-

лее кпереди в жаберный артериальный ствол, основание которого расширяется в виде луковицы. Позади предсердия помещается тонкостенный, довольно объемистый венозный синус, получающий кровь из крупных венозных сосудов тела (двух передних и двух задних кардинальных вен).

Сердце рыбы является венозным, или жаберным, так как через него подается венозная кровь в жабры. Артериальный ствол (или брюшная аорта) идет вперед, между нижними концами жабр, и дает в каждую жабру по жаберной артерии, ответвляющейся в каждый жаберный лепесток приносящий сосуд, который распадается на капилляры. Из капилляров собирается обогатившаяся здесь кислородом кровь в выносящий сосуд. Из всех выносящих сосудов собираются жаберные вены (4 пары); соединяясь друг с другом, они образуют спинную аорту, идущую под позвоночником и дающую сосуды ко всем частям тела, кроме головы. Последнюю питают кровью две головные артерии, отходящие от первой пары жаберных вен. Таким образом, у рыб имеется только один круг кровообращения. Сердце лежит на пути только венозной крови и артериальной крови никогда не содержит.

Органы выделения — почки тянутся вдоль позвоночника двумя длинными темно-красными лентами, тесно прилегая к нему. Передние их концы образуют небольшие лопасти — головные почки. Мочеточники сливаются в один общий канал, который в заднем конце образует расширение — мочевой пузырь, открывающийся наружу между анальным и половым отверстиями. У карпо-

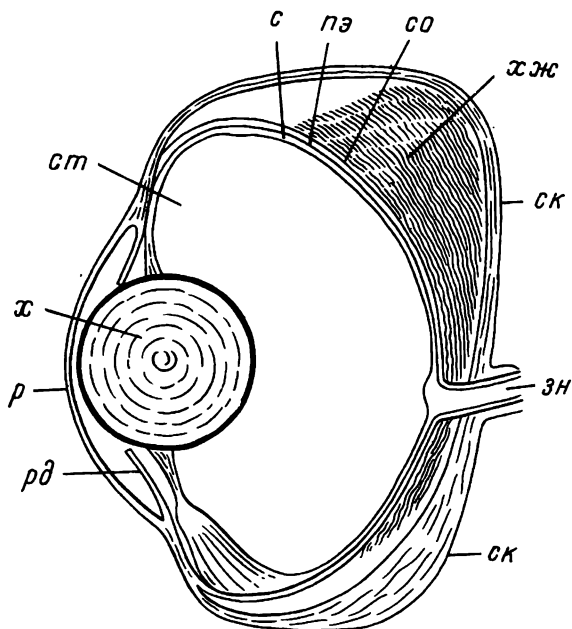


Рис. 6. Глаз щуки (и: Павловский, 1923).

p — роговица; *pd* — радужина; *x* — хрусталик; *ст* — стекловидное тело; *зн* — зрительный нерв; *с* — сетчатка; *пэ* — пигментный эпителий; *со* — сосудистая оболочка; *ск* — склеротика; *хж* — хордиальная железа.

вых рыб мочевой пузырь практически отсутствует, имеется лишь простое слияние мочеточников в непарный канал. На почках можно увидеть правую и левую задние кардинальные вены.

О р г а н ы р а з м н о ж е н и я. Яичники и семенники обычно удлинённые, парные, лежат между плавательным пузырем и кишечником. Протоки этих желез открываются кзади от анального и выделительного отверстий (у лососевых протоки отсутствуют). Размер и цвет желез зависят от степени их зрелости, от обилия каратиноидных элементов. Яичники имеют зернистое строение от наполняющих их икринок.

Н е р в н а я с и с т е м а и о р г а н ы ч у в с т в. Центральная нервная система находится на спинной стороне тела в мозговом черепе (головной мозг) и в спинномозговом канале позвоночника (спинной мозг). Головной мозг состоит из 5 отделов, что типично для всех позвоночных. Характерно для костистых рыб слабое развитие переднего мозга. Нет настоящей коры полушарий. Скопления нервных клеток имеют место только в так называемых «полосатых телах», расположенных на дне боковых желудочков. Наиболее сильно развит средний мозг. Имеется 10 пар черепно-мозговых нервов.

Органы зрения — глаза. Под прозрачной плоской роговицей, в отверстии радужной оболочки лежит шаровидный, прозрачный.

плотный хрусталик (рыбы «близоруки»). Пространство между его задней поверхностью и внутренней стенкой глазного яблока заполнено прозрачной, студенистой массой — стекловидным телом (рис. 6). Органы слуха заложены в глубине черепа и состоят из внутреннего уха, образованного перепончатым лабиринтом и полукружными каналами. В лабиринте находятся так называемые «слуховые камешки» — отолиты. Они состоят из кристаллов углекислой извести, склеенных органическим веществом. По концентрическому расположению известковых колец нарастания, видимых на шлифах, у некоторых видов бесчешуйчатых рыб определяется возраст (как по чешуе). Рыбам свойственны особые «органы боковой линии». Это утолщения эктодермы, состоящие из центральных грушевидных клеток, связанных с нервными окончаниями, и из периферийных опорных клеток. Они лежат в замкнутом канале, который периодически открывается наружу отверстиями, пронизывающими чешуйки боковой линии, и тянется от головы до хвоста, как правило вдоль всего туловища рыбы.⁶ Органы обоняния (хеморецепторы) — небольшие обонятельные ямки с отходящими от них нервами, которые оканчиваются в носовых полостях.

4. НЕКОТОРЫЕ УСЛОВИЯ И ПОРЯДОК ПОЛНОГО ПАЗИТОЛОГИЧЕСКОГО ИССЛЕДОВАНИЯ

Для полного паразитологического исследования желательно брать рыбу еще живую или только что «уснувшую», не подсушенную, не помятую, наименее поврежденную рыболовными орудиями. Не исключены, однако, обстоятельства, при которых приходится вскрывать несвежую, иногда замороженную или зафиксированную рыбу (в последнем случае ее следует предварительно вымочить в воде, для размягчения тканей, и записать ее состояние в дневнике). Результаты таких вскрытий нельзя считать полноценными.

Полное паразитологическое исследование включает в себя наружный осмотр, полное вскрытие рыбы и проводится по твердо установленному плану. Поверхности тела, отдельных органов тканей изучаются в определенной последовательности. Это исключается возможность «пропуска» того или иного участка в обследовании. В этом же порядке проводится и запись протокола вскрытия в дневнике. В такой же очередности излагаются этапы паразитологического исследования в данном методическом пособии (см. раздел 7).

Для обездвижения рыбы следует надрезать спину за головой до подпозвоночной артерии. Отсюда же можно взять кровь для мазка.

⁶ У круглоротых органы боковой линии лежат на поверхности тела.

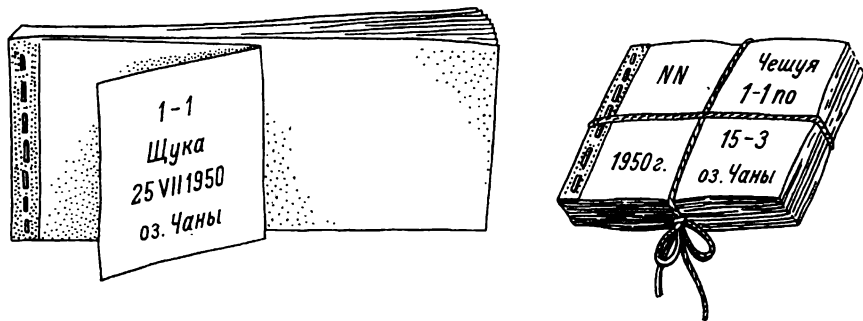


Рис. 7. Книжечка для хранения чешуи.

После наружного осмотра рыбы и взятия слизи (см. раздел 5) следует точно определить видовую принадлежность данного экземпляра, измерить его длину и вес. Все это нужно производить достаточно быстро, чтобы рыба не подсыхала. При сомнениях в определении вида следует зафиксировать или целый экземпляр или — после вскрытия — нетронутую его половину (с глазом, жабрами и плавниками с одной стороны), отметив это в дневнике. Определение мальков, особенно ранних стадий, весьма сложно и производится по возможности ихтиологами.⁷ Длина тела измеряется от конца рыла до конца чешуйного покрова штангенциркулем, сантиметровой линейкой или рулеткой. Высота и обхват измеряются в самом широком месте тела. В протокол вскрытия обязательно записываются: пол рыбы, дата и место, откуда она добыта, тип водоема с краткой экологической характеристикой.

Одновременно берется материал для последующего определения возраста. Чешуя соскабливается с переднебоковой поверхности тела выше боковой линии, в количестве 15—20 крупных чешуек. У рыбы с голой кожей берут колючий шип грудного плавника и отоциты (после исследования мозга). Чешуя и отоциты тщательно отмываются, высушиваются, снабжаются этикеткой с обозначением номера исследования, названия хозяина, места исследования и даты сбора. Для хранения чешуи рекомендуются узкие, длинные листочки бумаги, скрепленные по краю в виде книжечки. Чешуя помещается немного левее середины листочка, который затем перегибается пополам и закрывает ее. На оборотной стороне пишутся все данные. Книжечка перехватывается крест накрест ниткой (рис. 7). Отоциты заворачиваются в отдельные пакетики (наподобие аптечных), также надписанные. Определение возраста рыб проводится обычно ихтиологом.

После детального наружного осмотра рыбы следует взять соскоб слизи с поверхности тела. После взятия слизи и измерений рыбы нужно взять кровь из сердца и сделать мазок (см. раздел 5).⁸

⁷ Можно рекомендовать для использования «Определитель молоди рыб» (Коблицкая, 1981).

⁸ Кровепаразиты сохраняются в плазме крови погибшей рыбы более часа, что позволяет начинать вскрытие с исследования слизи, а не крови.

Само сердце с артериальной луковичкой и брюшной аортой исследуется позже, при вскрытии рыбы.

При наружном осмотре следует возможно меньше трогать рыбу руками (следует брать ее двумя пальцами под жаберные крышки) во избежание нарушения локализации эктопаразитов и частичного уноса их на пальцах. Следует иметь в виду, что данные о наружных паразитах, особенно с рыб, побывавших в «куче», всегда в какой-то мере недостоверны. После тщательного наружного осмотра и сбора эктопаразитов начинается исследование внутренних органов. Паразиты, находящиеся на поверхности органов, в жировой ткани и брюшине, относятся к полостным паразитам (см. раздел 8).

5. НАРУЖНЫЙ ПАРАЗИТОЛОГИЧЕСКИЙ ОСМОТР РЫБЫ И СБОР ПАРАЗИТОВ

Н а р у ж н ы й о с м о т р лучше всего производить, положив рыбу в кювету с небольшим количеством воды. При этом внимательно осматривают покровы тела и чешую, на которых прикрепляются паразитические рачки и пиявки. Плавники у мелких рыб расправляют, оттягивают от тела и просматривают с обеих сторон на свет. На них легко заметить рачков и личинок моллюсков — глохидиев. Внимательно осматривают основание плавников, где часто локализуются цисты миксоспоридий. Затем плавники отрезают и рассматривают на стекле в небольшом количестве воды под бинокуляром.

Если рыбу нужно сохранить, плавники отрезают с одной стороны. На коже и плавниках встречаются многочисленные инфузории (*Hemiophrys*, *Chilodonella*, *Ichthyophthirius*, *Trichophria*), жгутиконосцы (*Costia*),⁹ пиявки (*Acanthobdella*, *Piscicola*, *Trachelobdella*, *Cystobranchus*) (рис. 8), моногенеи (*Gyrodactylus*, реже *Dactylogyrus*), паразитические рачки (*Tracheliastes*, *Lernaea cyprinacea*, вызывающая массовое поражение и гибель карасей, *Lernaeocera*, *Argulus*, *Caligus*). На поверхности тела сайры, лунырыбы, тунцов, парусников, летучих рыб паразитируют крупные копеподы *Penella*. Следы их прикрепления остаются в виде темных, уплотненных участков мускулатуры, объемом до 5 см³ и более.

Одним из наиболее опасных вредителей рыбного хозяйства, в особенности прудового, являются карпоеды, или карповые вши, *Argulus foliaceus*, *A. japonicus* и *A. coregoni*, питающиеся соками и кровью рыбы и вызывающие местное воспаление тканей и раны. На изъязвленных местах обычно поселяются возбудители грибковых и бактериальных заболеваний. Некоторые рачки (*Sarcoptes*), сидящие на спине рыб, прободают всю толщу мускулатуры хозяина и достигают головной областью его сердца. Из моногеней, кроме

⁹ При кистозе у рыб появляются слизистые тяжи и ленты, как бы отходящие с покровов.

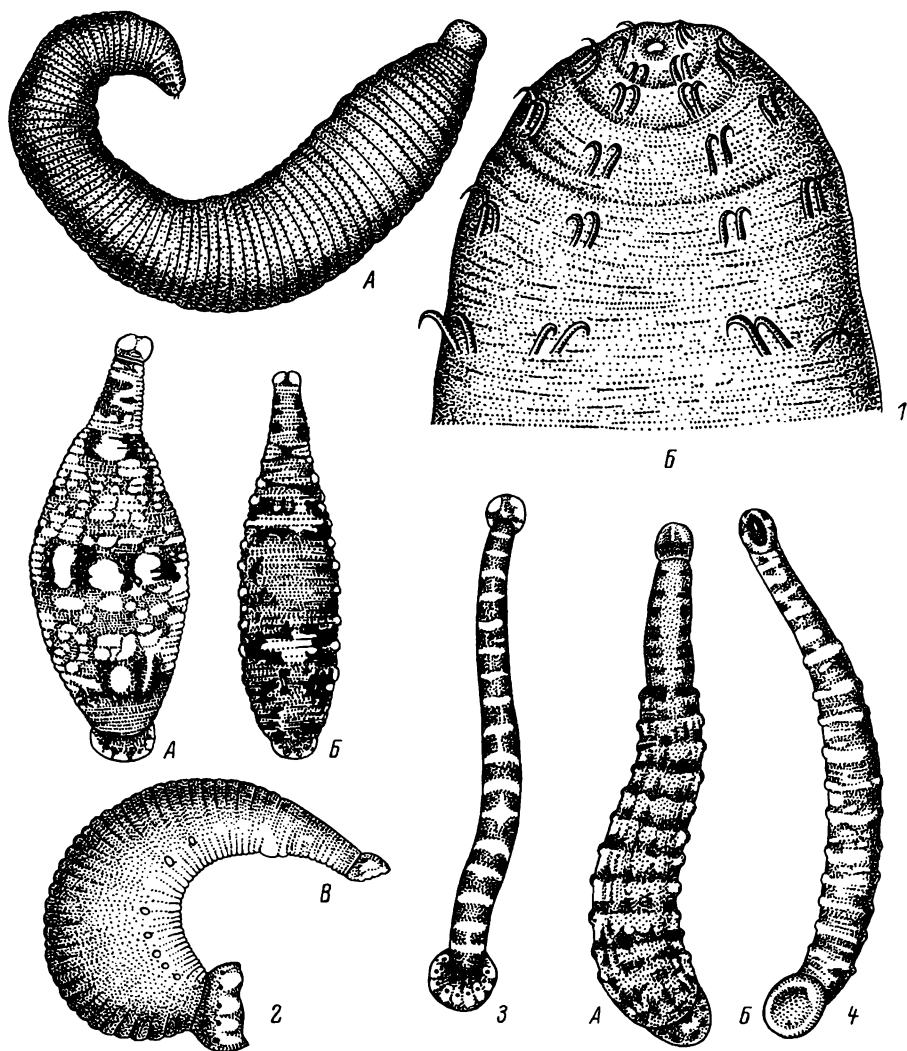


Рис. 8. Паразитические пиявки.

1 — *Acantobdella peledina* (из: Лукин, 1962): А — общий вид, Б — передний конец;
 2 — *Trachelobdella torquata* (из: Эпштейн, 1959): А, Б — вид со спины, В — сбоку; 3 —
Piscicola geometra; 4 — *Piscicola fadjejewi* (из: Эпштейн, 1961): А — вид со спины,
 Б — с брюшной стороны.

Gyrodactylus, на поверхности тела и плавниках морских рыб встречаются представители сем. Microbothriidae, Monocotylidae, Capsalidae, Acanthocotylidae и Calceostomatidae. Кроме того, у акулообразных и цельноголовых рыб около ректальной полости и в ней часто встречаются виды рода *Calicotyle* (сем. Monocotylidae). Все эти довольно крупные черви легко заметны при небольшом увеличении лупы и даже простым глазом.

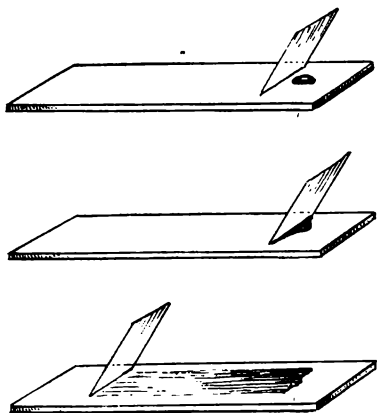


Рис. 9. Изготовление мазка крови.

На покровах тела и на жабрах рыб (особенно их личинок и мальков) можно встретить личинок водяных клещей: *Arrhenurus* (преимущественно на покровах) и *Unionicola* (преимущественно на жабрах). Будучи проглоченными (или активно внедряясь через покровы?), они внедряются в стенки глотки и пищевода, вызывая этим резкую ответную реакцию со стороны тканей хозяина. Редкая регистрация находок этих клещей связана в основном с тем, что при вылавливании рыбы обычным способом (сачком или сеткой) личинки часто успевают уползти. Более длительное время они сохраняются только среди жаберных лепестков.

При сильном заражении рыб, особенно личинок и мальков, в некоторых водоемах (дистрофных озерах, старицах рек, прудах, рыбоводных садках) водяные клещи могут вызывать их гибель.

К р о в ь. При наружном осмотре, желательно до него, берется кровь непосредственно из сердца, при помощи пипетки Пастера. Местоположение сердца определяется положением узкого мыса брюшной стенки между жаберными крышками. Предварительно место введения пипетки следует очистить от чешуи. Если почему-либо нельзя взять кровь из сердца, ее берут пастеровской пипеткой из жаберной артерии. Чтобы рыба оставалась живой, следует взять кровь из ложной жабры. Можно взять кровь из подпозвоночной артерии (разрезать со спины большими ножницами). Можно взять кровь из надреза при обездвижении рыбы.

Для изготовления мазка капля крови помещается на чистое, обезжиренное предметное стекло, на расстоянии нескольких миллиметров от его узкого правого края. Чтобы мазок был тонким, капля должна быть очень маленькой. Другое предметное стекло, желательно отшлифованное по краям, ставится под углом в 45 градусов на первое и подводится к капле, до соприкосновения с ней. Когда, в силу капиллярности, кровь растечется по краю шлифованного стекла, последнее продвигают влево от капли, и она тонким слоем распределяется по стеклу (рис. 9). Мазок подсушивается на воздухе, оберегаемый от пыли и мух, и фиксируется в цилиндрическом стаканчике или в чашке Петри (положить мазком вниз на стеклянные палочки) метиловым спиртом или смесью этилового спирта с эфиром (поровну) в течение пяти минут. После фиксации мазок снова высушивают и хранят в сухом месте, завернув в бумагу и снабдив его соответствующей этикеткой (см. раздел 10). Номер и название рыбы, от которой взята кровь, место и дату сбора дополнительно пишут восковым карандашом

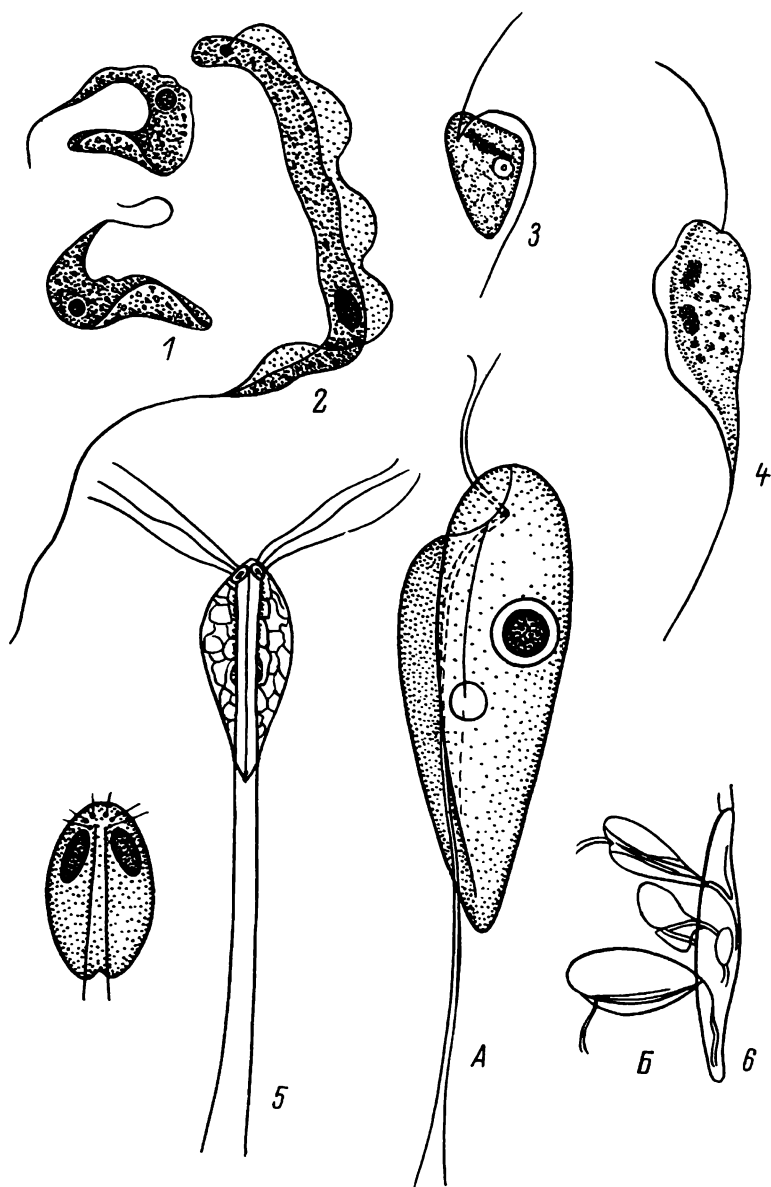


Рис. 10. Жгутиконосцы — паразиты рыб.

1 — *Trypanosoma luciopercae* (из: Никитин, 1929); 2 — *T. acerinae* (из: Minchin, 1909); 3 — *Cryptobia agitata* (из: Chen, 1957); 4 — *C. branchialis* (из: Chen, 1956); 5 — *Octomitus truttae* (из: Шульман, Штейн, 1962); 6 — *Costia necatrix*: А — общий вид; Б — прикрепленные особи.

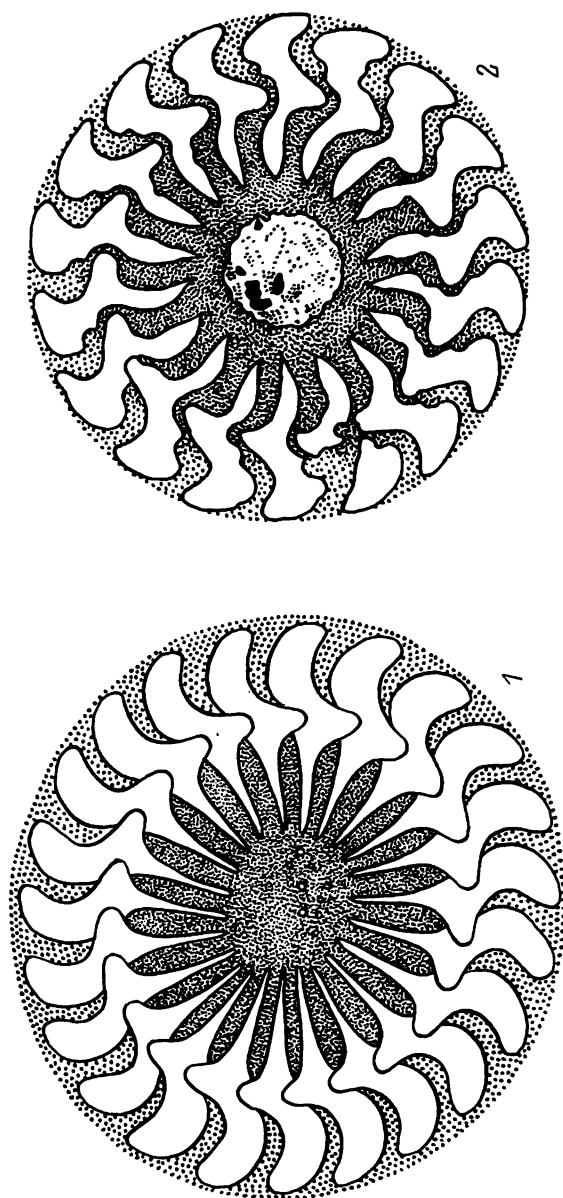


Рис. 11. Триходины — паразиты рыб (и: Шульман, Ште 1962).
 1 — *Trichodina nigra*; 2 — *T. domerguei*; 3 — *T. japonice*; 4 — *T. pediculus*; 5 — *T. polycirra*.

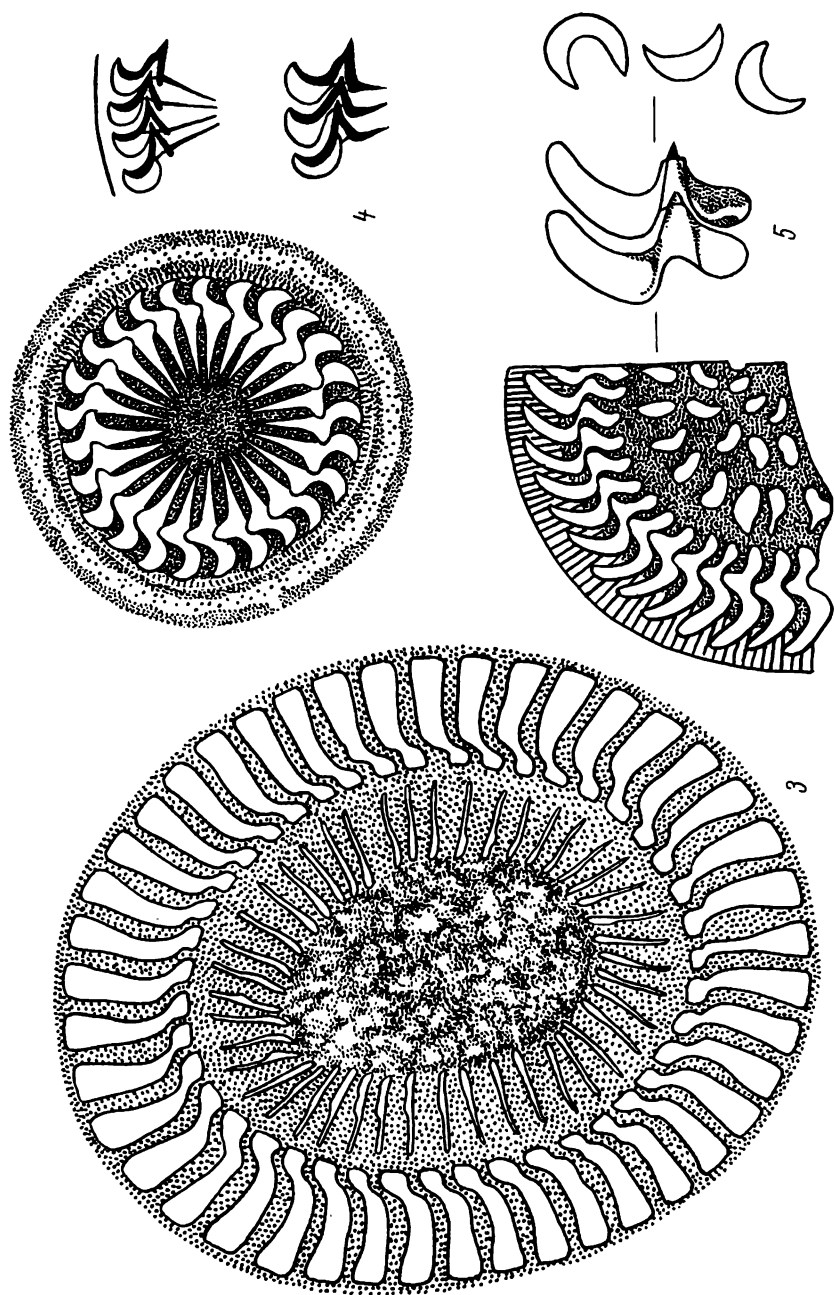


Рис. 11 (продолжение).

или выпарапывают алмазом или корундом на обратной стороне стекла. Можно сделать надпись иглой по мазку. Укладка стекол с мазками производится с обязательным разделением их кусочками спичек, чтобы мазки не соприкасались.

В случае невозможности произвести фиксацию мазков сразу после изготовления, ее можно отложить, но не более чем на две недели. Окраску мазков рекомендуется производить не позже чем через 2—2.5 месяца после фиксации. Предметное стекло с мазком покрывают покровным стеклом и просматривают под большим увеличением микроскопа в местах, где больше плазмы и меньше кровяных элементов на 20—30 участках (20—30 полей зрения).

Применение метода флюоресцентной микроскопии позволяет выявить на фиксированных и нефиксированных мазках паразитических жгутиконосцев, которые ярко светятся среди элементов крови.

В крови у рыб паразитируют различные виды *Trypanosoma*, *Cryptobia*. Они встречаются главным образом в крови ложной жабры и сосудах почек и при сильных заражениях вызывают злокачественную анемию хозяина (рис. 10). В эритроцитах у щуки, стерляди, линя, сома и некоторых других рыб паразитируют кокцидии *Hepatozoon* и *Haemogregarina*.

Слизь с поверхности тела. После взятия крови следует сделать скальпелем несколько соскобов слизи с разных участков поверхности тела (особо из-под грудных и брюшных плавников) и просмотреть их под биноклем на моногеной и простейших, часто являющихся опасными паразитами рыб. Просмотр слизи ведется небольшими порциями с добавлением воды на стекле, покрытом предметным стеклом. После подсчета всех паразитов, выбранных осторожно иглой при сдвигании (постепенном) верхнего стекла и добавлении воды, следует отложить их в солонки. Несколько мазков рекомендуется просмотреть при большом увеличении микроскопа. Здесь могут быть обнаружены жгутиконосцы *Costia* и споры слизистых споровиков *Myxosoma*, *Myxobolus*, *Trichodina*, *Apiosoma*, *Chilodonella*. При наличии опыта слизь можно просматривать не прикрывая стеклом, а перебирая ее иглами.

Язвы и другие поражения поверхности тела. На поверхности тела рыбы могут встречаться язвы, шрамы, опухоли, пятна и различные налеты.

Ichthyophthirius — крупная, до 0.8 мм длины инфузория, образует на теле рыбы белые бугорки величиной с булавочную головку и вызывает при массовом заражении некроз тканей пораженных частей тела. Жаберная ткань обескровливается и отмирает, кожа с поверхности сходит клочьями, из-за повреждений роговицы глаза рыба слепнет. Жгутиконосец *Costia* вызывает раздражение и часто разрушение (до изъязвления) эпителия. При массовом заражении рыбы инфузориями *Chilodonella* и *Trichodina* (рис. 11) и моногеноями *Gyrodactylus* на коже возникают помутнения, серо-голубой налет, захватывающий значительную часть поверхности тела и

жабр в результате обильного выделения слизи. Иногда встречаются молочно-белые нарывы, которые заключают в себе микроспоридий (например, *Myxobolus*, вызывающих так называемую «шишечную болезнь»), и микроспоридий (*Glugea anomala* — паразит колюшек), образующих цисты до 4 мм в диаметре и уродующих тело рыбы. В районе канала боковой линии могут быть встречены молодые формы дактилогридов.

Все обнаруженные язвы, шрамы, опухоли, пятна, налеты после наружного осмотра должны быть осторожно отпрепарированы и частью исследованы в свежем виде под лупой и микроскопом, частью зафиксированы для дальнейшего исследования (см. раздел 11).

Из цист слизистых споровиков, кокцидий и из соскобов слизи с поверхности тела и из носовых полостей изготавливаются мазки. На чистое покровное стекло (18×18 или 20×20 мм) кладется циста споровика или капля соскоба, плотно прикрывается и прижимается сверху другим покровным стеклом того же размера. После того как содержимое между стеклами расплывется, одно стекло сдвигается с другого. На каждом из стекол получается по тонкому мазку, который должен быть равномерно распределен по всей площади стекла. Не допуская подсыхания, покровное стекло опускают мазком вниз в раствор Шаудина на 15—20 мин для фиксации (см. раздел 14). Происходит быстрая коагуляция тканевых элементов, и мазок плотно прилипает к стеклу. Промыв затем стекло в 70-градусном спирте, его опускают на 10—15 мин в слабый раствор йода (цвета слабого чая) для отмывки сулемы, затем опять промывают в 70-градусном спирте и в нем же, в стеклянных цилиндриках, диаметром немного больше чем покровное стекло, сохраняют до обработки. Стекла с мазками одной пробы кладут друг на друга мазками в разные стороны и отделяют от стекол следующей пары кольцеобразной прокладкой, вырезанной из плотной бумаги (почтовой открытки или библиографической карточки) и кружками-этикетками из кальки или пергаментной бумаги, на которых пишутся основные сведения о хозяине, локализации, месте и дате сбора (рис. 12). Во избежание трения стекол при перевозке между пробкой и этикеткой верхней пары стекол следует положить слой ваты.

Таким же образом при дальнейшем исследовании изготавливаются мазки из раздавленных кусочков органов и тканей (компрессорный метод), со стенок мочевого, желчного и плавательного пузыря, мочевых канальцев и кишечника для обнаружения про-

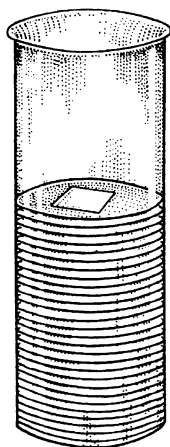


Рис. 12. Хранение влажных фиксированных мазков.

стейших и для выявления плазмодиев микоспоридий (из спор готовят глицерин-желатиновые препараты). Мазки из слизи с инфузориями *Apiosoma* (= *Glossatella*) должны быть тонкие, их лучше фиксировать раствором Шаудина. При этом на стекло следует положить большую каплю слизи, чтобы инфузории не уродовались при фиксации. Препараты из триходин хорошо получают в пикрате аммония. Для исследования триходин методом серебрения по Клейну, хорошо выявляющим их скелетные образования, имеющие значение как систематические признаки, лучше делать сухие, нефиксированные мазки, которые до обработки можно сохранять в течение месяца. Для триходин рекомендуется тонкий мазок. Все мазки следует беречь от повреждения мухами, так же как и тушевые надписи на стекле.

Головные слизевые каналы у бычков и круглоротых могут оказаться местом обитания простейших и моногеней. Обсушив голову рыбы, содержимое каналов можно предварительно продуть капиллярной пипеткой, вставленной в пору канала (поры хорошо заметны, если снять с головы кожу). Выступившие при этом из других пор капли следует перенести на стекло и просмотреть под биноклем. Для соскоба со стенок канала его нужно вскрыть тонкими ножницами (лучше глазными) или скальпелем. Ход каналов заметен, если опустить голову рыбы в воду и продуть их воздухом из капиллярной пипетки.

Боковая линия. В отверстиях боковой линии *Ictiobus cyprinella* (буффало) можно найти моногеней *Pellucidhaptor*, сидящих обычно парами, с высунутыми наружу передними концами.

В толще чешуи и на плавниках ряда рыб Дальнего Востока и водоемов Закавказья паразитируют заключенные в капсулы личинки (метацеркарии) трематод *Metagonimus yokogawai* — паразита человека и домашних животных (рис. 13) — и *Nanophyetus salmincola* (у лососевых). Иногда на плавниках встречаются цисты трематод *Rhipidocotyle* и *Bucephalus*, хорошо отличающиеся по черному мочевому пузырю, просвечивающему через цисту. Черно-пигментированные, различной величины пятна на теле карповых рыб (главным образом в низовьях крупных рек) заключают в себе капсулы с метацеркариями трематоды *Posthodiplostomum cuticola* — паразита подкожной клетчатки, вызывающего так называемую «чернильную», или «черно-пятнистую» болезнь, губительную для молоди рыб (рис. 14—16). Половой зрелости эти личинки достигают в кишечнике окончательных хозяев — цапель.

Пигментированные капсулы в виде маленьких черных точек могут заключать в себе метацеркарий трематод *Apophallus mühlengi* и *Rossicotrema donicum* — паразитов чаек и крачек. В плавниках встречаются нематоды и в том числе крупные самки *Philometra*, которых, вынув, следует класть в физиологический раствор, а не в воду, во избежание их разрыва. Фиксируют их в горячей смеси физиологического раствора с формалином. (Мелкие самцы *Philometra* и близкие к ней роды, обитающие не в плавни-

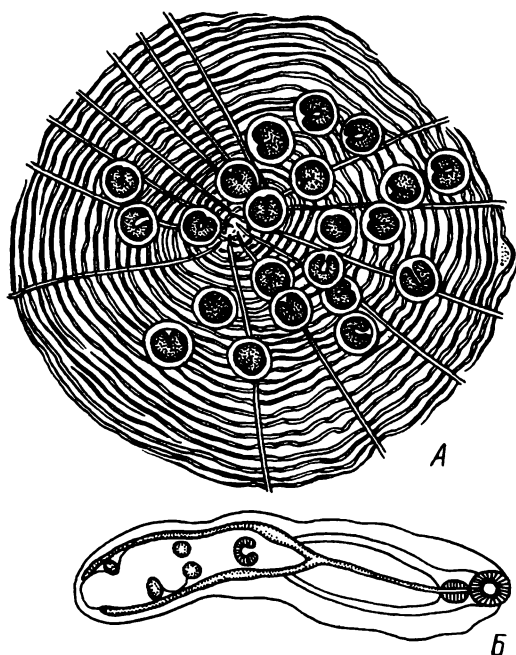


Рис. 13. Центральная часть чешуи голавля, пораженная метацеркариями *Metagonimus yokogawai* (из: Быховская, 1952) (А) и освобожденная из цисты личинка (из: Ciurea, 1933) (Б).

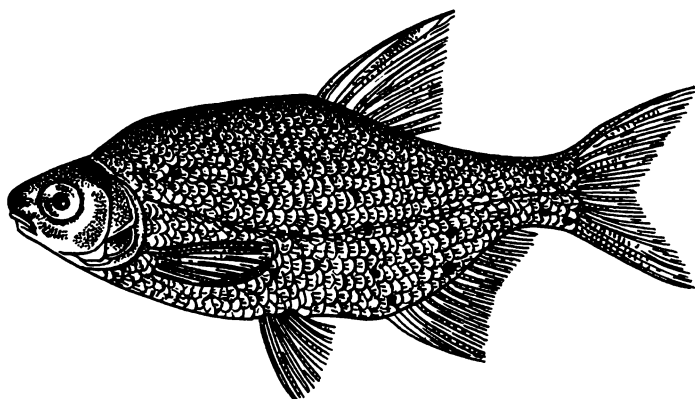


Рис. 14. Густера с цистами *Posthodiplostomum cuticola* (из: Быховская, 1952).

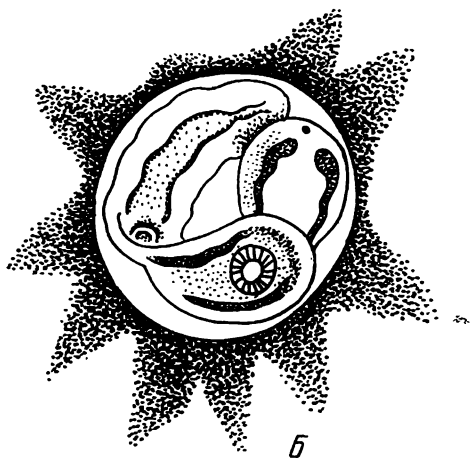
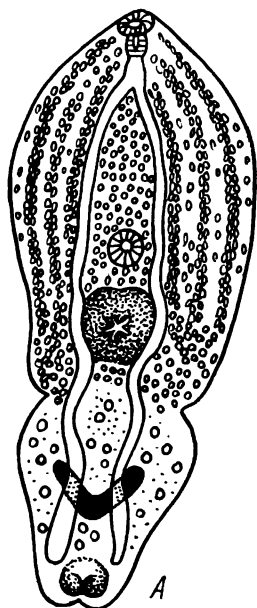


Рис. 15. Личинки *Posthodiplostomum cuticola*.

А — освобожденная из капсулы (из: Lucky, 1955). Б

— в капсуле (из: Hughes, 1928).

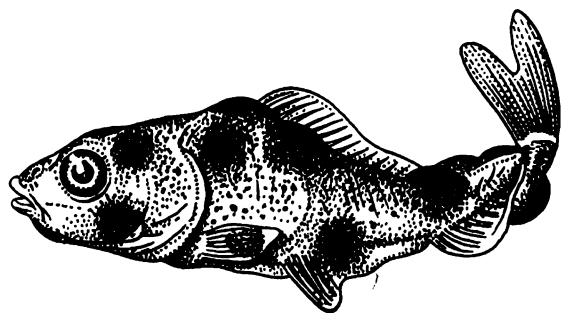
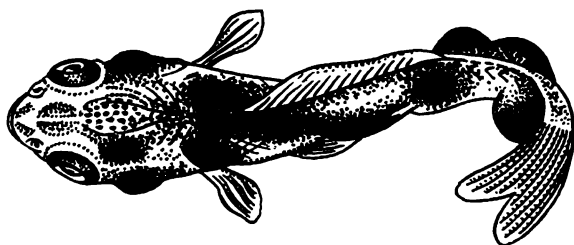


Рис. 16. Мальки сазана, пораженные «чернильной болезнью» (из: Быховская, 1952).

ках, а в стенках плавательного пузыря и брыжейке, хорошо фиксируются горячим спиртом, при этом они распрямляются).

Носовые полости или обонятельные ямки рыб относительно недавно стали обследоваться на паразитов (Chen Chin-leu, 1956; Yin Wen Ying, 1956). Из-за малых размеров они не упоминались ни в одном из руководств по методике паразитологического исследования рыб среди органов, подлежащих обязательному обследованию.

Носовые полости у рыб представляют собой мешочки, выстланные ресничным эпителием. У костистых рыб они не сообщаются с ротовой полостью и подразделяются на две части каждая, переднюю и заднюю, самостоятельно открывающиеся наружу. Между передним и задним отделами имеется направляющая складка в виде мостика. При плавании рыбы вода поступает через переднее отверстие, омывает стенки носовой полости и выходит через заднее. Внутри носовой полости имеется большое количество слизи, в которой встречаются лейкоциты и эпителиальные клетки. Результаты исследования этих полостей у костистых рыб оказались весьма интересными (Смирнова и др., 1964; Юхименко, 1972).

Пипеткой с оттянутым концом следует внести некоторое количество воды в носовые полости и затем отсосать ее вместе с находящейся там слизью. Прodelать это надо несколько раз. В зависимости от количества слизи ее выпускают из пипетки или в солонку, или непосредственно на предметное стекло для просмотра. Затем вырезают ноздри с полостями целиком и, положив их на стекло стеклянной лопаточкой («угревыдавливатель») или тупой стороной скальпеля, тщательно соскабливают остатки слизи со стенок полости. Для обнаружения моногеней и паразитических рачков используется бинокулярная или штативная лупа. Для обнаружения простейших следует просмотреть несколько порций слизи под микроскопом при малом и большом увеличении.

В носовых полостях можно встретить моногеней, рачков, простейших.

Так, были обнаружены: из простейших — жгутиконосец *Cryptobia branchialis* (у карасей); инфузории — *Hemiophrys branchiarum* (у пескаря), *Tetrahymena pyriformis* (у желтощека и ленка), *Chilodonella cyprini* (у пескаря, карася, плоскоголового жереха), *Trichodina meridionalis* (у судака и окуня), *T. reticulata* (у золотого карася), *T. domerguei* (у трехиглой колюшки), *T. nasi* (у черного амура), *T. falciformis* (из уклей), *Trichodinella epizootica* (у золотого карася и окуня), *Apiosoma nasalis* (у колючего горчача, амурского чебака, серебряного карася, пескаря-леня и пескаря-губача), *A. doliaris* (у красноперки, рис. 17), *A. piscicola* (у золотого карася); моногеней — *Dactylogyrus nasalis* (у красноперки, густеры и многих других карповых, рис. 18), *Gyrodactylus magnificus* (у плотвы, золотого карася и густеры); паразитические веслоногие ракообразные — *Ergasilus sieboldi* (у судака и многих других), *Paraergasilus rylovi* (у карася, язя, плотвы, леща, сибирской стерляди), *P. longidigitus* (у амур-

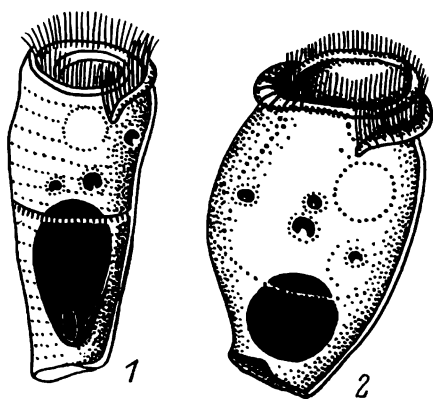


Рис. 17. Инфузории из носовой полости рыб (из: Смирнова и др., 1964).

1 — *Apiosoma nasalis*; 2 — *A. doliaris*.

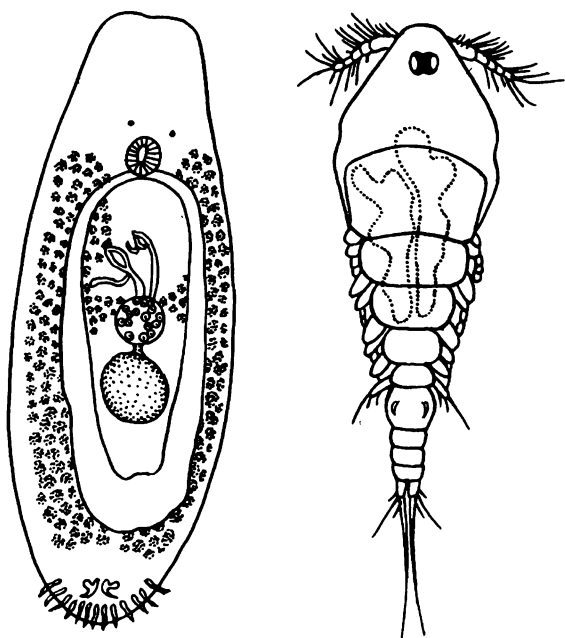


Рис. 18. *Dactylogyrus nasalis* из носовой полости рыбы (из: Смирнова и др., 1964).

Рис. 19. *Paraergasilus medius* (из: Смирнова и др., 1964).

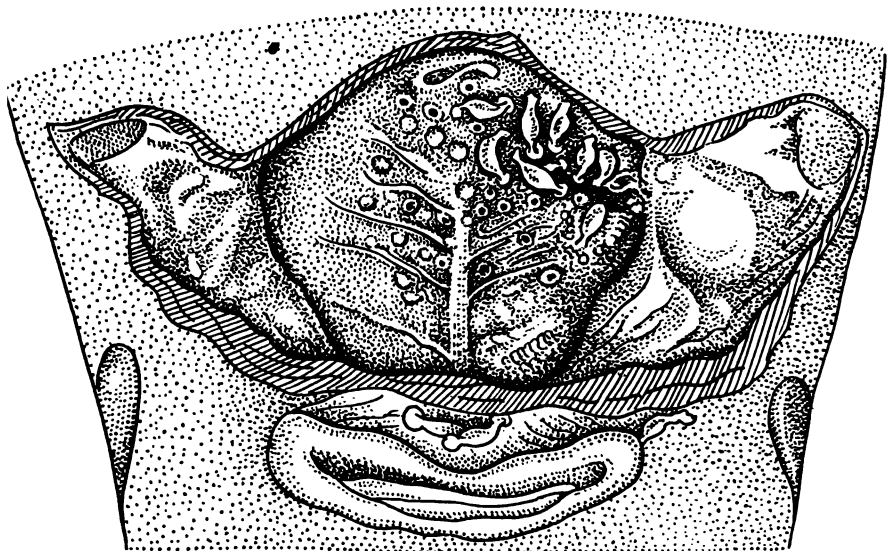


Рис. 20. Глотка ара- прикреп: *Nitzschia sturionis* (из: Лутта, 1941).

ской щуки), *P. brevidigitus* (у амурского сазана, серебряного карася, пестрого коня, косатки-плети), *P. medius* (у белого амура, желтощека, амурского плоскоголового жереха, рис. 19), личинка и некоторые взрослые Lerneopodidae (у поклатной горбуши).

Ротовая полость. Прежде чем скоблить ротовую полость надо тщательно просмотреть ее, снять моногеней, аккуратно отпрепарировать раков (особенно «буллу»).

Для обследования полости рта берется соскоб скальпелем с губ (из складок), с нёба, с языка, из-под языка, с нижней челюсти. При этом нужно точно обозначать локализацию паразита. В ротовой полости встречаются паразитические рачки (*Salmincola*), которых следует снимать осторожно, или даже вырезать с кусочком ткани (ткань потом отделяют), чтобы не оторвать глубоко погруженный в ткани орган прикрепления рачка («буллу»), без которого невозможно определить вид паразита. Здесь же встречаются глосидии, простейшие, цисты микоспоридий, пиявки (*Piscicola*), крупные моногеней (Monocotylidae, Capsalidae), которые обычно сидят на губах, на нёбе, языке, иногда даже в глотке и в начале пищевода (*Nitzschia sturionis* у осетровых, рис. 20) или на внутренней стороне жаберных крышек (*Benedenia*, *Capsala*). В покровах ротовой полости локализуются цисты *Posthodiplostomum cuticola* и некоторых других трематод (черные пятна и точки). У щук после их смерти в ротовую полость выползают из желудка крупные трематоды *Azygia*.

Жаберный аппарат. Особенно часто оказывается пораженным различными паразитами жаберный аппарат. Для парази-

гологического исследования у рыбы срезают жаберную крышку и ножницами быстро вырезают все жаберные дужки (четыре), не путая их порядка. При специальном исследовании моногеней лучше отрезать голову рыбы, дать стечь крови, а затем уже, срезав жаберные крышки, отрезать жаберные дуги, разложив их по порядку, не путая правую и левую стороны. Видовой состав моногеней и численность их могут быть различны на разных дугах. При недостатке времени или если рыбу нужно оставить для определения, срезают жабры только одной стороны (отметив это в дневнике). У живой (но обездвиженной) рыбы, чтобы жабры не оказались залитыми кровью, держа ее одной рукой хвостом вниз, следует отрезать голову (позади жаберных крышек) или надрезать со спины ножницами. После того как стечет кровь, вырезают ножницами жабры. Вырезанные жаберные дужки кладут в солонку или чашку Петри и держат их смоченными водой. Чтобы они не подсыхали, надо накрыть сосуд стеклом.

Жаберные дуги с жаберными лепестками по очереди рассматривают на препаровальном стекле под биноклем, перебирая лепестки препаровальными иглами (лучше это делать в проходящем свете) и следя за тем, чтобы они были покрыты водой. Если жабры малы, их можно просматривать целиком, не разъединяя на дуги. Крупные жабры, после беглого осмотра, следует отрезать от дуги и снова тщательно перебрать иглами лепестки. Вынимают паразитов под биноклем короткой пипеткой с острым концом, иглами, тонким пинцетом. Затем следует соскоблить скальпелем слизь, захватывая мягкие ткани, и, капнув в эту «гущу» воды, растянуть ее тонким слоем по стеклу и перебрать иглами. Следует учесть, что мелкие моногеней и простейшие видны только под биноклем. Острыми ножницами отрезают от дуги лепестки у их основания и, разбирая их препаровальными иглами, выявляют паразитов, оставшихся незамеченными.

Необходимо помнить, что для исследования жабр на моногеней компрессорный способ непригоден, так как найти и снять паразитов после сдвигания стекла с раздавленной ткани очень трудно. Желательно при раскладке моногеней по солонкам не смешивать паразитов с разной локализацией. При отделении иглой моногеней от жаберных лепестков следует стараться не повредить их, и в дальнейших манипуляциях с ними, как и с другими мелкими паразитами (мелкие трематоды, мелкие ленточные), лучше пользоваться только пипетками. Просматривать следует также и тычишки. Затем на разъединенные лепестки кладут покровное стекло, сдавливают их и рассматривают при малом и большом увеличении микроскопа. Это дает возможность обнаружить личинок моногеней, инфузорий, споры микоспоридий, треугольные яйца трематод *Sanguinicola* — паразитов кровеносной системы (рис. 21).

На жабрах можно обнаружить цисты микоспоридий (рис. 22): *Sphaerospora carassii* (у карася), *Myxidium giardi* (у угря), *Myxosoma dujardini* (у карповых) и *M. anurum* (у щуки). Особенно часты у разных рыб виды *Myxobolus* (например, *Myxobolus exi-*

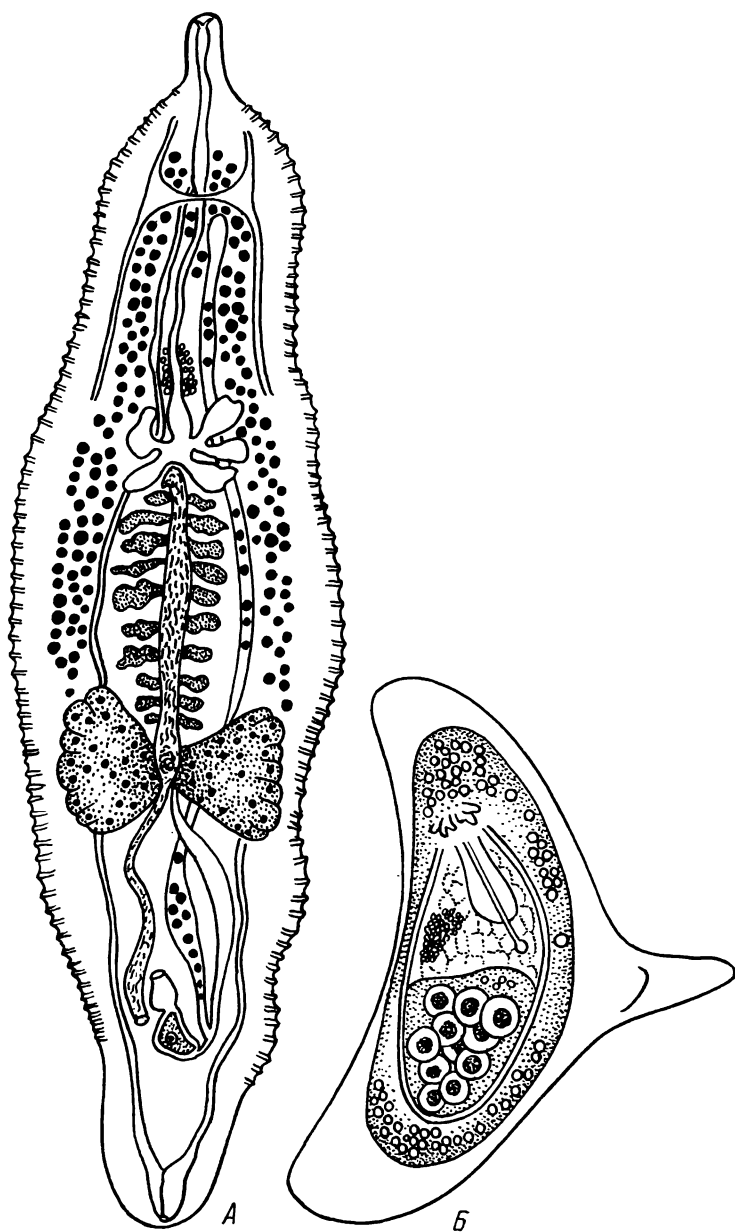


Рис 21. *Sanguinicola inermis* (из: Ejsmont, 1926).

А общий вид; Б яйцо.

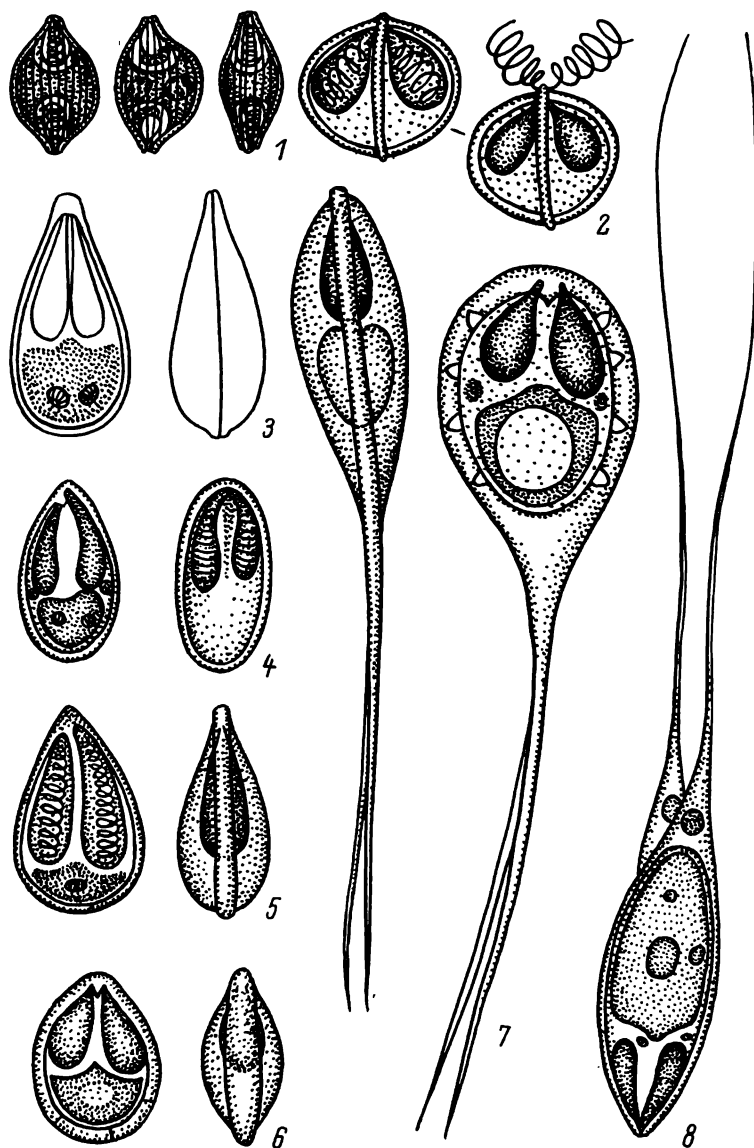


Рис. 22. Микоспоридии паразиты рыб.

1 — *Myxidium giardi* (из: Cepede, 1906); 2 — *Sphaerospora carassii* (из: Шульман, 1966); 3 — *Myxosoma dujardini* (из: Lom, 1959); 4 — *M. anurum*; 5 — *Myxobolus neurobius*; 6 — *M. exiguus*; 7 — *Henneguya zchokkei*; 8 — *H. lobosa* (из: Шульман, 1966).

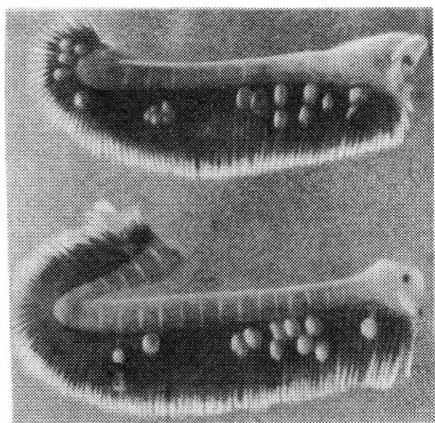


Рис. 23. Жабры щуки, зараженные цистами *Henneguya psorospermica* (из: Schäperclaus, 1954).



Рис. 24. Жаберный лепесток щуки, пораженный *Henneguya lobosa* (из: Догель, 1932).

∂c — дыхательные складочки лепестка;
 $хл$ — хрящевой луч лепестка; $цп$ — цисты паразита.

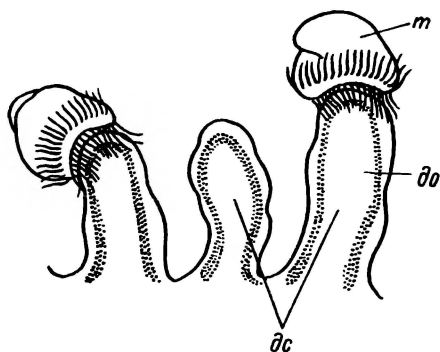
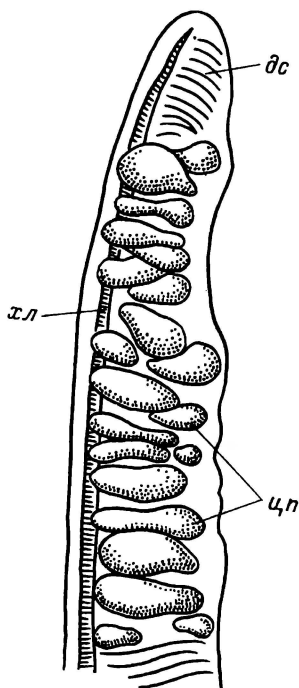


Рис. 25. Дыхательные складочки (∂c) жаберного лепестка щуки с сидящими на них триходинами ($т$) (из: Догель, 1932).

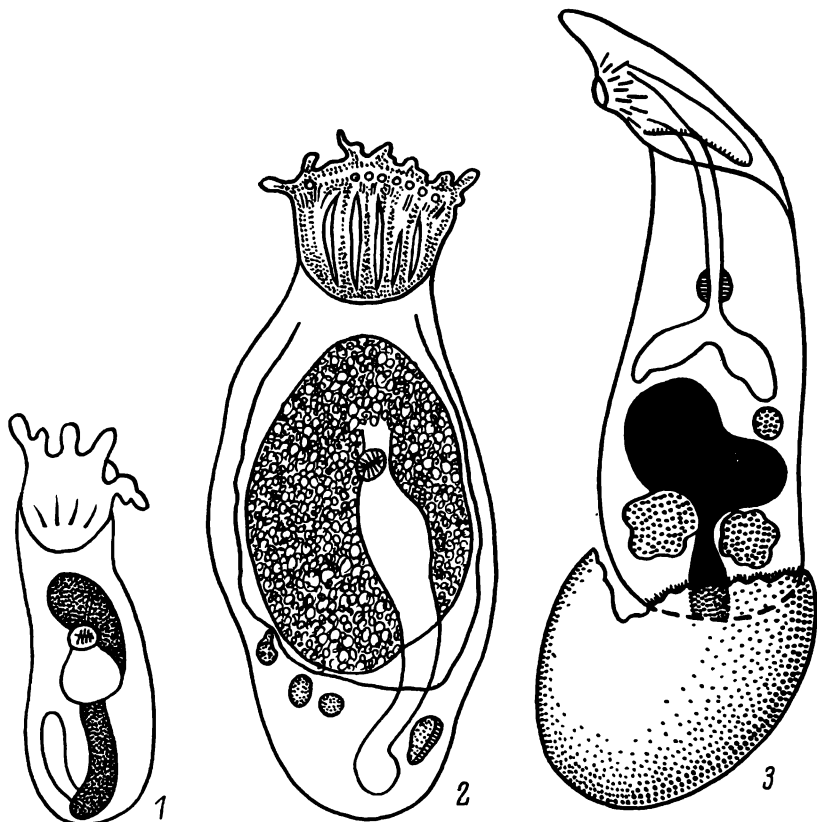


Рис. 26. Личинки трематод — паразиты жабр.

1 — *Bucephalus polymorphus*; (из: Kosicka, 1959); 2 — *Bucephalus marinus* (из: Найденова, 1974); 3 — *Ascocotyle coleostoma* (из: Дубинин, 1952).

guus), виды *Henneguya*, с длинным хвостовым отростком на заднем конце споры (на жабрах щуки и окуневых). Белые при падающем свете цисты выглядят темно-серыми при проходящем. Это следует учесть и при дальнейшем исследовании органов и тканей на миксоспоридий (рис. 23). У цист *Myxosporidia* следует отмечать форму, размер оболочки, цвет и собирать их, подразделяя по этим признакам. Миксоспоридии вызывают гипертрофию жаберных лепестков и возникновение опухолей (рис. 24). На жабрах часто встречаются инфузории *Chilodonella* (на многих пресноводных рыбах), *Hemiphrys* (на белом амуре и плосконосом жерехе), многочисленные *Trichodina*, *Trichophria*, которые, размножаясь в огромных количествах, сильно раздражают и разрушают эпителий жабр (рис. 25). На изъязвленных местах обычно поселяется грибок *Saprolegnia*, и рыба быстро гибнет.

У лососей, сиговых, карповых на жабрах и на концах плавников могут быть встречены молочно-белые шаровидные цисты и стекло-

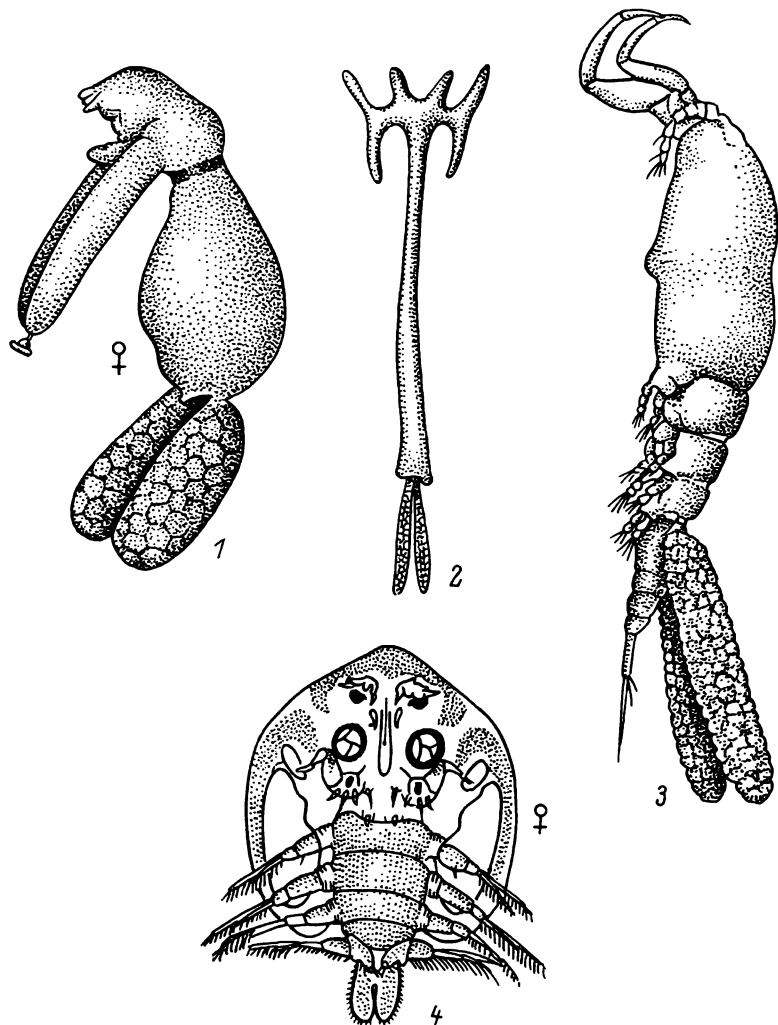


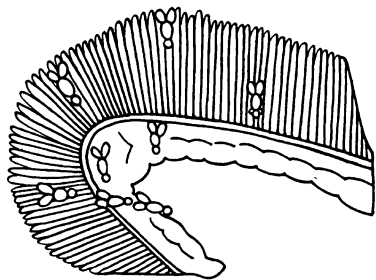
Рис. Паразитические рачки.

1 — *Achteres percarum*; 2 — *Lernaea cyprinacea*; 3 — *Ergasilus briani*; 4 — *Argulus foliaceus* (из: Маркевич, 1951).

видно-прозрачные одноклеточные споры *Dermocystidium*, мало изученного паразита, относящегося пока к сборной группе простейших Harposporidia. Способы их фиксации пока нет. Следует, по возможности, измерять и зарисовывать эти споры из обнаруженных цист.

Хорошо бывают заметны на жабрах метацеркарии трематод *Vucephalus*, *Posthodiplostomum*, *Metorchis* и *Ascoctyle* (рис. 26), окруженные темным пигментом и достигающие половой зрелости в рыбоядных птицах. В основании жаберных лепестков находятся цисты Echinostomatidae, хорошо отличимые по ряду крупных,

Рис. 28. Жабра судака с сидящими на ней рачками *Achteres percarum* (из: Маркевич, 1951).



светопреломляющих шипов на головном воротнике тела личинки (например, *Echinochasmus perforliatus*, с 24 шипами). Опасными и частыми паразитами жабр оказываются видимые простым глазом паразитические рачки (рис. 27), из которых наиболее распространены *Ergasilus sieboldi*, *E. briani*, специфичный для осетров *Dichelestium sturionis* (личинки и взрослые особи) и *Achteres percarum* у окуневых, обычный в северо-западных областях (рис. 28). Некоторые морские виды рачков (Copepoda) достигают очень крупных размеров, до 10 см.

Личинки моллюсков — глохидии являются временными паразитами рыб. Они ущемляют зазубренными краями створок раковины ткань жабры (рис. 29). Раздражаемый паразитом эпителий разрастается вокруг глохидия, образуя капсулу, в которой происходит его развитие. Затем стенка такой капсулы прорывается, и моллюск выходит в воду. Снятых глохидиев следует хорошо отмыть, положить в солонку с водой и держать до двух суток, дважды в сутки меняя воду. Глохидии раскрываются, из них можно делать глицерин-желатиновые препараты. В дневнике отметить внешний вид глохидия (мелкий, крупный, темно-зеленый, светло-зеленый и т. д.).

Яйца трематод *Sanguinicola* закупоривают просветы жаберных капилляров, нарушают правильный процесс кровообращения, ткани мертвеют и часто вслед за этим поражаются гнилостными бактериями. Следует отдельно просматривать жаберную артерию на *Sanguinicola* (у карповых) и на нематоду *Philometra obturans* (у щуки), отмечая состояние зрелости последней.

Обычными паразитами жабр, многочисленными и разнообразными по видовому составу, являются моногенеи (рис. 30). Методика сбора и обработки этих паразитов подробно изложена А. В. Гусевым (1978). Наиболее распространены в пресных водах представители обширных родов: *Dactylogyrus*, *Ancylo-discoides*, *Ancyrocephalus*, *Tetraonchus*, *Gyrodactylus*. Это преимущественно мелкие черви, от 0.2 до 0.8 мм длиной (реже до 1.5 мм), основными диагностическими признаками которых служат хитиноидное прикрепительное вооружение заднего конца тела и строение копулятивного органа. Эти детали строения можно хорошо разглядеть на живых и сильно придавленных покровным стеклом червях. Представителям родов *Dactylogyrus* и *Gyrodactylus* свойственно наличие двух срединных крючков на прикрепительном диске. Остальные имеют по четыре срединных крючка. При проходящем свете половозрелые дактилогирусы с развитыми желточниками выглядят серыми,

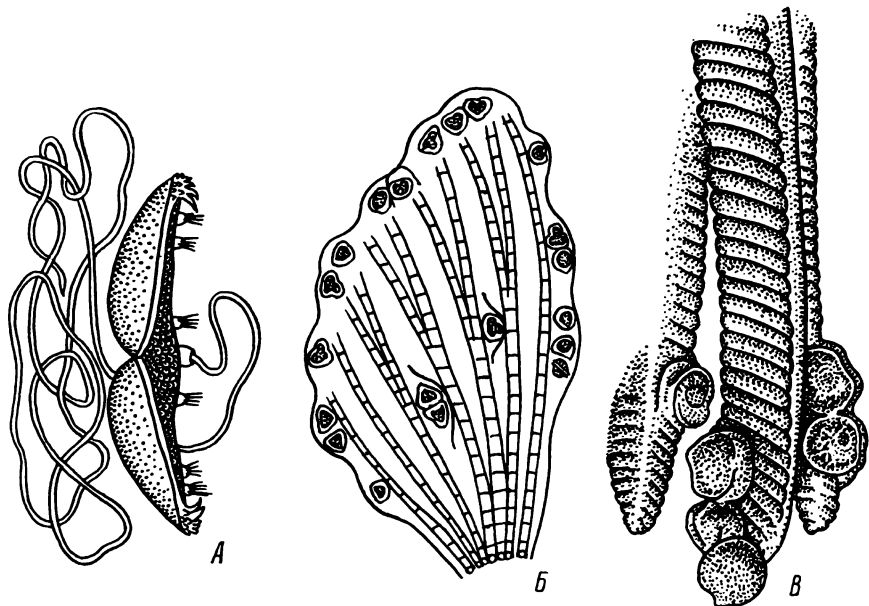


Рис. 29. Глохидии моллюсков.

А — раскрытый глохидий с биссусовой нитью, Б — глохидии на жабрах, В — на жабрах. (из: Kocylowski, Miaczynski, 1960).

иногда почти черными, молодые и гиродактилиды — прозрачными. В отраженном свете они выглядят белыми. Род *Gyrodactylus* можно отличить под биноклем по отсутствию глаз. Весьма характерны по виду и хорошо различимы на жабрах карповых крупные, до 10 мм длиной, моногеней рода *Diplozoön*, сросшиеся попарно во взрослом состоянии и образующие крестообразную фигуру (рис. 31). Личинки диплозоонов — дипорпы также встречаются на жабрах, они мелких размеров и одиночны. Обычными паразитами являются виды также крупных *Diclybothrium*, *Mazocraes*, *Discocotyle*. Таких моногеней следует отсаживать отдельно от мелких.

Возбудителем известного в рыбном хозяйстве заболевания — дактилогироза, при котором рыба часто погибает, является *Dactylogyrus vastator* (рис. 32). Жаберные тычинки обычно свободны от моногеней; однако у белого толстолобика, у которого тычинки срастаются в сетчатый орган — цедилку, на них встречается *Dactylogyrus scrijabini*, преимущественно в области крутого (спинного) изгиба жаберной дуги. На жаберных тычинках и дугах могут сидеть рачки, которые иногда глубоко внедряются своим органом прикрепления в хрящ (*Lernaeocera branchialis*). Извлечь их без повреждения органа очень трудно. Учет численности моногеней и спор ведется просмотром 20—25 полей зрения, лучше при увеличении $\times 10$. Обязательно отмечать в записи, при каком увеличении проводился подсчет.

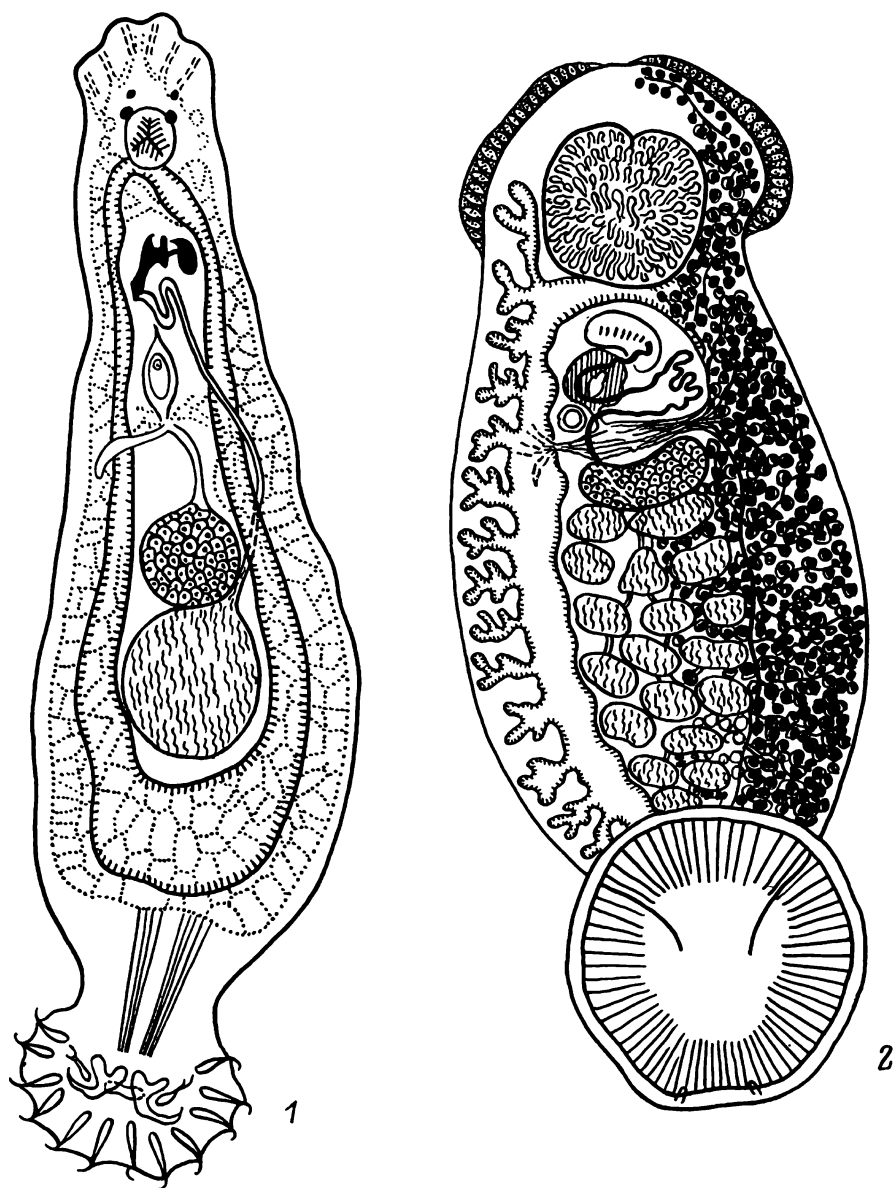


Рис. 30. Моногенеи — паразиты рыб.

1 — *Dactylogyrus*; 2 — *Nitschia sturionis*.

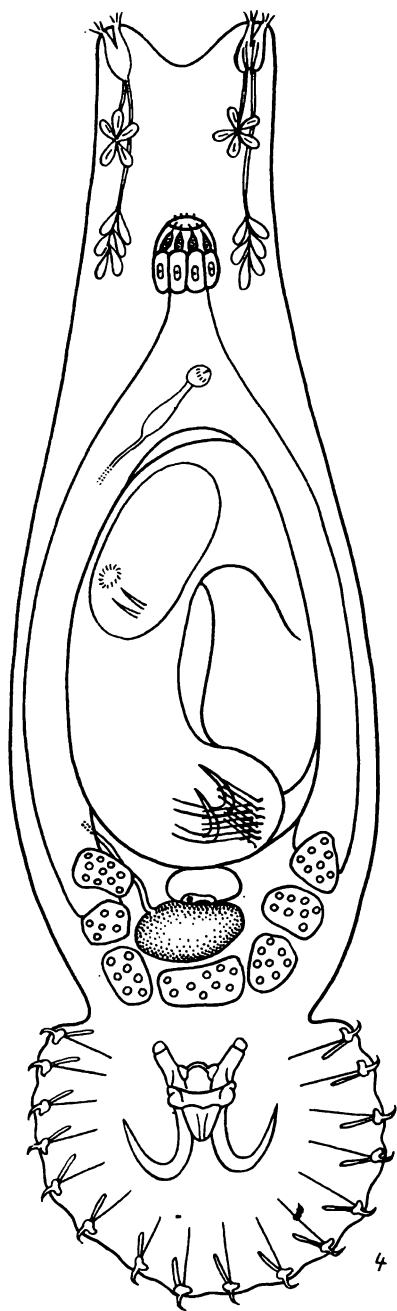
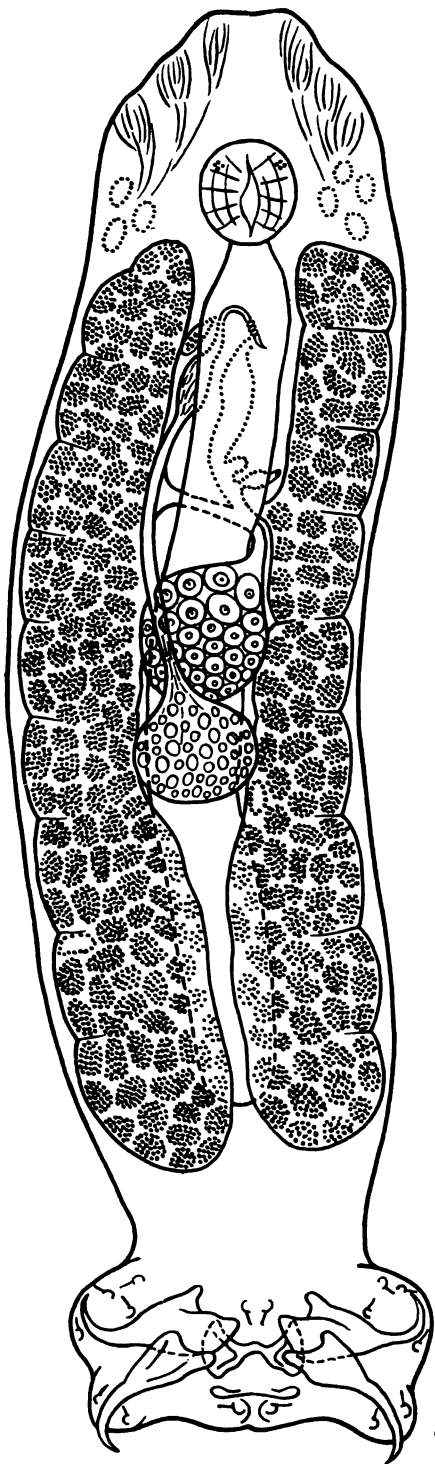


Рис. 30 (продолжение).

3 — *Tetraonchus monenteron*; 4 — *Gyrodactylus*.

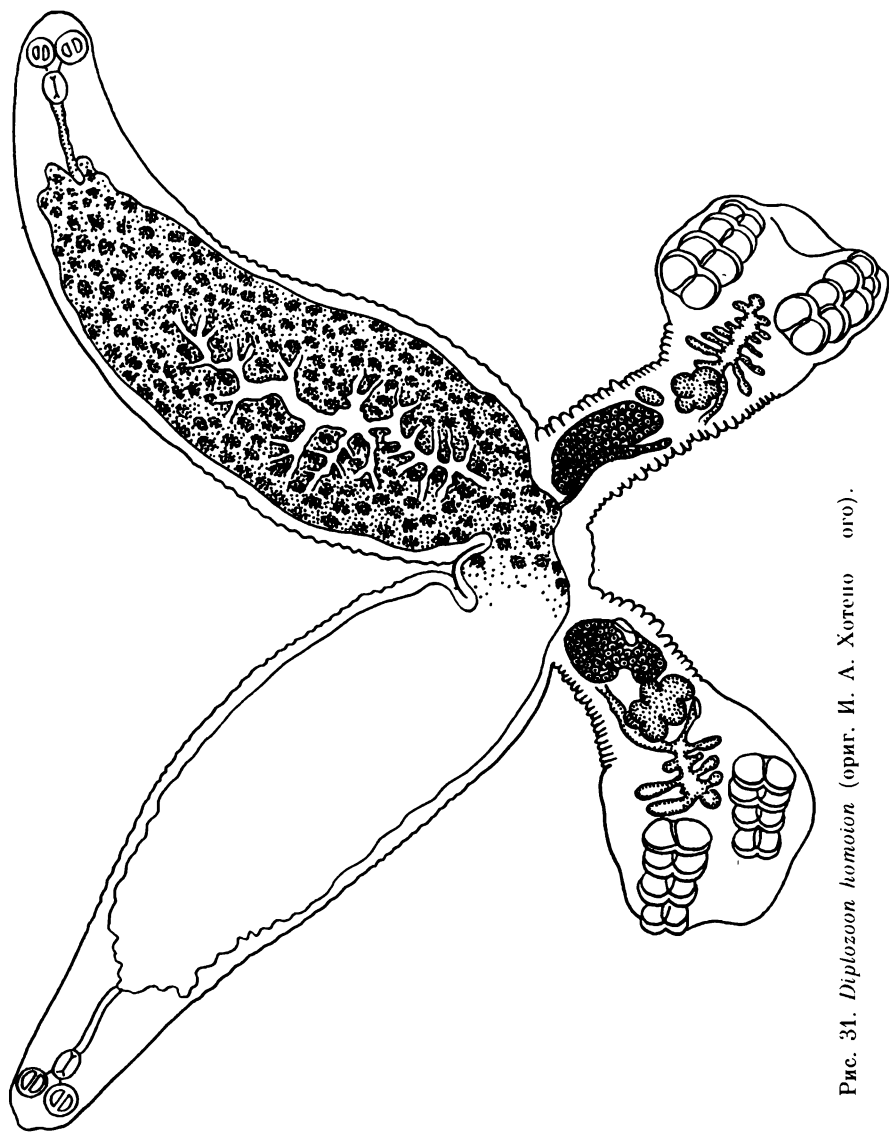


Рис. 31. *Diplozoon homoioides* (ориг. И. А. Хотеновского).

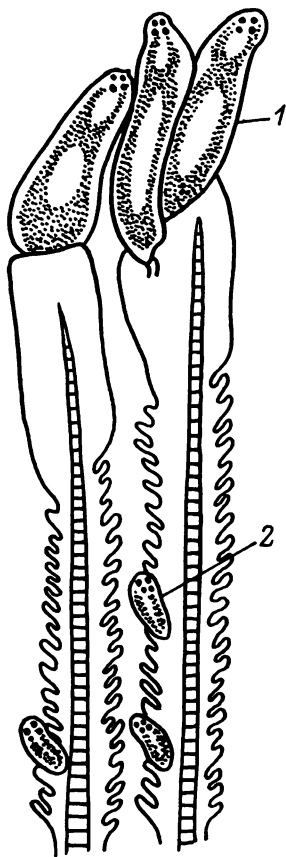
Рис. 32. Жаберные лепестки карпа с сидящими на них *Dactylogyrus vastator* (1), *D. anchoratus* (2) (из: Догель, 1932).

Среди жаберных лепестков могут встретиться личинки водных клещей: *Arrhenurus* и *Unionicola*, преимущественно у мальков.

У круглоротых и акуловых рыб (акулы, скаты), у которых отсутствуют жаберные крышки и имеются жаберные мешки, обследование на жаберных паразитов производится иначе, чем у костистых рыб. У небольших акул и скатов острым ножом следует вырезать ту область тела, где расположены жаберные мешки. После этого ножницами или острым скальпелем вскрывают каждый жаберный мешок, начиная от его наружного отверстия. Жаберные лепестки просматривают под лупой и биноклем, каждый лепесток в отдельности. У крупных акул вырезать всю область с жаберными мешками затруднительно. Поэтому каждый жаберный мешок вскрывают отдельно, после чего просматривают жаберные лепестки. На жабрах акуловых рыб весьма обычны крупные моногеи *Rajonchocotyle*, а также паразитические веслоногие рачки (*Ommatocoila*).

Обычно в полевых условиях при обилии паразитов за недостатком времени исследуется лишь одна половина жаберного аппарата. Вторую фиксируют целиком 4 %-ным формалином и с этикеткой укладывают либо в пробирку, если позволяют ее размеры, либо заворачивают в марлевую салфеточку, обвязывают ниткой и опускают в материальную банку с 4 %-ным формалином. Потом с этих жабр, перенесенных в воду, собирают паразитов, отмачивают сутки в воде, переносят (особенно крупных моногней) в глицерин для большего размягчения и просветления на полчаса—час, после чего заключают в глицерин-желатин (см. раздел 12).

Следует отметить, что изучение моногней, особенно мелких, из которых трудно делать окрашенные препараты, не может ограничиться исследованием только фиксированного материала. Часто бывает необходимо наблюдение в полевых условиях живых червей. В капле воды под покровным стеклом при разных увеличениях микроскопа у моногней четко вырисовываются все органы, протоки (благодаря мерцанию ресничек эпителия и движению половых продуктов: желточных зерен, спермы), каналы выделительной системы, хитиноидное вооружение (см. раздел 13).



Из исследованных таким образом экземпляров можно сделать затем постоянные препараты (см. раздел 12).

После удаления жабр исследуют «наджаберный орган», отверстие которого, ведущее в жаберную полость, находится между 4-й и 5-й жаберными дугами.

Желательно, чтобы сбор моногеней, рачков и других паразитов производился не механически, а с наблюдением за посадкой их на жабрах, за функционированием их органов прикрепления и за состоянием того участка тела, откуда они были сняты. Очень важно иметь в виду микролокализацию эктопаразитов на различных участках тела рыбы, различающихся по температуре (до 0.8°C). Так, например, на спинной и брюшной сторонах тела паразитируют разные виды триходин.

6. ТЕХНИКА ПАРАЗИТОЛОГИЧЕСКОГО ВСКРЫТИЯ РЫБЫ

Для вскрытия рыбы необходимо иметь следующие инструменты: остроконечный скальпель средних размеров для разрезывания тканей, пинцеты с тонкими зазубренными и гладкими концами и с более толстыми концами — анатомические; препаровальные иглы разной толщины, тупым концом плотно вставленные в деревянную или металлическую ручку. Для работы необходима по меньшей мере пара игл. Ножницы требуются разные: тонкие (малые) остроконечные, для вскрытия мелких рыб; более прочные среднего размера, одна ветвь которых острая, другая затуплена и несколько утолщена; и кривые — малые ножницы. Полезно иметь также набор мелких глазных инструментов для вскрытия мальков, глаз, сосудов.

Нужны разного размера (до капиллярных) пипетки, с резиновыми грушами и простыми резиновыми колпачками, для отмывания паразитов и перенесения их в пробирку; отдельно для живого материала, воды, фиксированного материала и фиксаторов (пометить их какими-либо заметными значками и не путать во время работы). Кроме того, нужна специальная крупная и мелкая посуда: кюветы, простоквашницы разных размеров, чашки Петри, солонки, бюксы, кристаллизаторы, банки поллитровые.

Держа рыбу брюхом вверх в левой руке, вводят острый конец ножниц в мягкую кожу, окружающую анальное отверстие, и коротким разрезом прорезают поперек брюшную стенку тела, впереди от анального отверстия. В разрез вводят тупую ветвь ножниц и разрезают брюшную стенку тела вдоль по средней линии, до заднего края ротовой щели, по пути прорезая опорные косточки плавников и жабр. При этом нужно остерегаться чтобы не повредить лежащие в брюшной полости кишечник и мочевой пузырь. Затем, несколько оттянув стенку левой стороны тела, рассекают ее ножницами от анального отверстия по направлению к боковой линии, поворачивают ножницы и осторожно, не задевая плавательного пузыря, ведут разрез параллельно боковой линии вперед до

заднего угла жаберной крышки, рассекая идущую под ней кость плечевого пояса. Затем разрезают, направляя ножницы книзу, перепонку жаберной полости и доходят до переднего края брюшного разреза. После этого снимают вырезанную боковую стенку тела и кладут рыбу на правый бок в кювету. Лежащие в полости тела органы оказываются обнаженными (рис. 2).

Непосредственно под спинной линией разреза лежит тонкостенный, полупрозрачный плавательный пузырь, под ним органы пищеварения: печень, желудок и выходящая из него кишка. В изгибе одной из петель кишечника находится селезенка. Обычно большая часть желудка и пилорические придатки покрыты печенью. Между плавательным пузырем и кишечником находятся половые железы. Со спинной стороны заднего конца половых желез обычно лежит мешковидный мочевой пузырь. Сердце сильно сдвинуто вперед и помещается в передней части полости тела между жабрами и печенью. Чтобы увидеть почки, нужно удалить плавательный пузырь. Они лежат двумя темными лентами вдоль позвоночника. На их фоне видны задние кардинальные вены. Для выделения «наджаберных органов» следует отрезать голову примерно на уровне 5—8-го позвонка и осторожно удалить эту часть позвоночника, мышцы и другие ткани вокруг глотки и начала пищевода.

Чтобы достать головной мозг, нужно острым скальпелем или ножницами срезать в горизонтальном направлении верхнюю стенку черепа между затылком и глазами, ведя срез по направлению вперед. Черепная полость заполнена богатой жирами, пенистой сероватой массой, покрывающей мозг. Эту массу смывают водой из пипетки. Для вскрытия спинного мозга вводят (после того как вынут головной мозг) в спинномозговой канал острую ветвь ножниц, которыми и разрезают дуги позвонков сначала одной, потом другой стороны тела. Другой способ — перерезать позвоночник рыбы у головного мозга, а затем вблизи хвоста, и вытянуть спинной мозг от головного конца.

Глаза удобнее всего вырезать из орбит маленькими, изогнутыми («кривыми») ножницами. Кожу с тела (для обнажения мышц) снимают в направлении от головы к хвосту при помощи острого скальпеля, обнажая сначала одну, потом другую половину тела рыбы. Самых мелких мальков удобнее всего вскрывать на стекле при помощи мелких инструментов и на стекле же иглами разъединить и раздвинуть все органы.

7. ОБЩИЕ ЗАМЕЧАНИЯ ПО СБОРУ ВНУТРЕННИХ ПАЗАРИТОВ

После тщательного наружного осмотра и сбора эктопаразитов начинают исследование внутренних органов и тканей рыбы. Полость тела, в частности жидкость брюшной полости, обследуют как сразу после вскрытия ее, так и по мере просмотра отдельных органов. Паразиты, находящиеся на поверхности органов, в жировой ткани, брюшине, относятся к полостным паразитам.

Обычно принимают следующую очередность в исследовании органов: 1) сердце, 2) мочевой пузырь, 3) желчный пузырь, 4) печень, 5) селезенка, 6) жировая ткань, 7) брюшина, 8) кишечник, 9) половые железы, 10) плавательный пузырь, 11) почки, 12) глаза, 13) головной мозг, 14) спинной мозг, 15) мускулатура, 16) скелет. В некоторых случаях, при высокой температуре воздуха или очень крупных размерах рыбы, приходится изменять этот порядок и в первую очередь исследовать кишечник и почки, как наиболее скоропортящиеся органы.

При отделении органов друг от друга нужно остерегаться повреждения их стенок, чтобы паразиты не могли попасть в другой орган или оказаться утерянными. Особое внимание нужно уделить отделению кишечника от брыжейки и других органов. Во избежание занесения паразитов из одного места в другое и возникновения путаницы в отношении правильности определения локализации паразитов во время вскрытия следует тщательно мыть инструменты и пипетки. Особенно тщательно промывают снятую с пипетки резиновую грушу или колпачок. При работе следует оберегать от подсыхания как вскрытую рыбу, так и извлеченные из нее органы. Для этого их покрывают кусками мокрой фильтровальной или газетной бумаги, ткани.

Вскрытую рыбу и извлеченные из нее органы удобно помещать в фотографическую кювету (полезно иметь несколько кювет разного размера). Начинаящие исследователи, вскрывающие рыбу впервые, часто принимают за паразитов пищевые остатки, ткани или клетки организма хозяина (нервные тяжи, железистые клетки, лимфатические узелки в печени и почках, кровяные тельца, молодые икринки и т. д.). Во всех сомнительных случаях следует зафиксировать такие объекты и сохранить до лабораторного исследования. Каждый исследуемый орган (помнить об очередности просмотра органов!) должен быть внимательно осмотрен снаружи на предмет обнаружения на нем паразитов полости тела, свободных или инкапсулированных (личинки ленточных червей, трематод, нематод, скребней), при снятии которых обязательно отмечать, с какого органа они сняты.

Внутреннее исследование органа проводится компрессорным методом, под лупой, при увеличении $\times 10$ и $\times 20$, если это простая штативная лупа, или при объективе $\times 2$ и окуляре $\times 8$ бинокля. Часть органов и тканей (или орган целиком, если он мал), а также соскобы со стенок кишечника или его содержимое небольшими частями закладываются между двумя так называемыми

препаровальными стеклами. Это куски светлого оконного стекла, нарезанные размером 6×12 см, толщиной около 3 мм. Для работы желательно иметь не менее 8 пар стекол, но лучше побольше. Удобнее и чище работать, если верхнее стекло по размерам несколько меньше нижнего. Можно успешно использовать в качестве верхнего простое предметное стекло размером 7.5×2.5 см (удобно при вскрытии мелких рыб).

Маленькие кусочки ткани, органа или содержимого кишечника помещаются на большое стекло и после обязательного прибавления нескольких капель воды покрываются другим стеклом и сдавливаются до прозрачности образовавшегося тонкого слоя. Содержимое кишечника сначала без покрытия верхним стеклом перебирают на стекле иглами, и из него извлекают всех видимых простым глазом паразитов. При просмотре содержимого между стеклами в проходящем свете под штативной лупой или биноклем легко обнаружить всех находящихся в нем паразитов, включая и весьма мелких. Не снимая верхнего стекла, паразитов подсчитывают по систематическим группам (хотя бы по классам или отрядам) и число их записывают, после чего приступают к сбору. Для этого, глядя в лупу, верхнее стекло осторожно сдвигают вправо и собирают паразитов (стараясь их не повредить) препаровальными иглами, сначала в одно место на стекле и затем, добавив к ним немного воды, выбирают иглой, мягкой кисточкой или пипеткой и переносят в солонки или кристаллизаторы с водой или физиологическим раствором (для нематод), желательно раздельно, по группам.

При снятии паразитов нужно все время следить, чтобы поверхность стекла не подсыхала и отдельные экземпляры не остались на стенках пипетки (или не попали бы в грушу или колпачок и затем не были бы занесены в материал, собираемый из другого органа или из другой рыбы). Для обследования следующей части того же органа берут чистую пару стекол или смывают прежнюю. Для этого с правой стороны от себя удобно иметь широкую посуду (простоквашницу) с водой и куски ваты для смывания остатков ткани со стекла (воду нужно часто менять). Для обнаружения микроспоридий рекомендуется делать соскобы тканей с различных органов и со стенок желчного и мочевого пузырей и просматривать их под большим увеличением микроскопа (на обычных предметных стеклах).

Необходимо все время иметь в виду, что из смоченных водой тканей и в меру разбавленного водой содержимого кишечника доставать паразитов значительно легче. Особенно осторожно следует извлекать ленточных червей и скребней, головки которых глубоко внедряются в стенки кишечника и легко отрываются. Иногда головка сама освобождается из слизистого слоя кишечника при расправлении и легком потягивании червя. Если этого не происходит, приходится осторожно препаровальными иглами разрушить слизистый слой вокруг места прикрепления и сильной струей воды из пипетки «вымыть» головку. Так же следует посту-

нить при выборе из кишечника скребней и при снятии с жабр и покровов ротовой полости паразитических рачков.

Цисты трематод, тщательно отпрепарованные от окружающих тканей хозяина, помещают на стекло в каплю воды. (Оболочки их разрывают тонкими иглами или легким надавливанием покровного стекла. Если личинка при этом сама не выходит из цисты, то ее вымывают струей воды из пипетки (см. раздел 9).

В течение всего хода исследования следует быть очень внимательным и точным в отношении этикетирования, чтобы избежать путаницы и недоразумений во время отмывки, фиксации и уборки паразитологического материала, а также его дальнейшей лабораторной обработки. Для этого под каждую солонку, куда кладут паразитов (или даже в нее), помещают маленькую, временную этикетку с обозначением номера вскрытия, органа, где паразиты были найдены, и количества их в солонке. Паразитов, собранных из разных органов или относящихся к разным систематическим группам, фиксируют и размещают после фиксации в пробирки всегда отдельно (см. раздел 11).

Точный подсчет паразитов каждого вида, обнаруженных в том или ином органе или на поверхности тела исследуемой рыбы, имеет большое значение для рыбохозяйственной практики, в отношении оценки степени их распространения и возможности их вредного воздействия на рыб. Особое значение количественный учет имеет при акклиматизационных мероприятиях и различных пересадках рыб из одних водоемов в другие. Кроме того, количественные данные могут помочь и при теоретических обобщениях результатов паразитологического исследования. Было бы очень полезно, если бы исследователь при подсчете паразитов мог различать взрослых животных и личинок, половозрелых и неполовозрелых, самцов и самок (у нематод, скребней, кровяных двуусток) и количество каждого помечать в дневнике. Однако для некоторых групп, в частности простейших, точный количественный учет практически неосуществим. Иногда в силу тех или иных обстоятельств бывает трудно сосчитать и некоторых других паразитов, обнаруженных в больших количествах. Тогда приходится обозначать условно: например, «больше 100», «около 200», «много», «чрезвычайно много» (см. раздел 10). Учет кровепаразитов ведется по количеству экземпляров, найденных в препарате (20—30 полей зрения). Незараженными считаются те рыбы, в крови которых не обнаруживают паразитов при просмотре на препаратах 300 полей зрения.

Собранных паразитов следует прежде всего хорошо отмыть от приставших к ним слизи и обрывков тканей, что частично уже происходит во время пребывания их (после извлечения) в воде. После фиксации отмывка практически не удастся. Исключением являются филометры (например, *Philometra obturans* из кровеносной системы щуки), которых следует переносить в физиологический раствор или фиксирующую жидкость без промывания, так как в воде они сразу лопаются и перестают быть годными для изучения.

Крупные паразиты хорошо очищаются неоднократным промыванием сильной струей воды из пипетки. При этом следует остерегаться заноса пипеткой паразитов из одного сосуда в другой. Особенно тщательно нужно отмывать скребней, хоботки которых часто несут на своих крючьях слизь и обрывки тканей кишечника рыбы. Здесь приходится прибегать к помощи тонких препаровальных иголок. По числу и расположению крючьев на хоботке определяется видовая принадлежность скребней, почему этот орган и должен быть тщательно отмыт и очищен перед фиксацией. То же относится к прикрепительному диску моногеней, к цестодам и рачкам.

Слизь, кровь и кусочки тканей, занесенные в сосуды с паразитами, быстро загнивают и отравляют воду, что значительно ускоряет гибель паразитов, а фиксировать лучше всего живые экземпляры. Иногда отмывка требует многократного взбалтывания и смены воды. При перемене воды в солонках, так же как и при последующей замене ее фиксатором и спиртами, рекомендуется (особенно при работе с мелкими паразитами) не сливание жидкости, а отсасывание ее пипеткой под лупой.

Как правило, собираются все, в том числе и мертвые и поврежденные особи паразитов. Все они будут использованы при определении материала. Для получения хороших препаратов хитиноидного вооружения моногеней мертвые черви даже предпочтительнее, так как бывают хорошо расправлены и не съеживаются при фиксации или приготовлении глицерин-желатиновых препаратов. В крайнем случае при обнаружении очень большого числа паразитов того или иного вида и недостатке времени для их сбора можно собирать не всех. Остальных обязательно подсчитать, сделав соответствующую запись в дневнике об общем количестве каждого вида, характере распределения в органах или на жаберных дугах, и отметить в примечании: «собраны частично», «не собраны», «с двух жабр, остальные фиксированы 4 %-ным формалином». Ввиду большой трудоемкости наружного паразитологического осмотра и сбора эктопаразитов рекомендуется в рабочей группе (6—7 человек, не более) соблюдать по возможности принцип разделения труда. Однако каждый из сборщиков должен хорошо владеть всей методикой полного паразитологического вскрытия.

8. ИССЛЕДОВАНИЕ ПОЛОСТИ ТЕЛА, ВНУТРЕННИХ ОРГАНОВ И ТКАНЕЙ РЫБ

П о л о с т ь т е л а. Вначале следует взять пипеткой жидкость из брюшной полости и капельку под покровным стеклом просмотреть под большим увеличением микроскопа. Здесь можно встретить паразитических жгутиконосцев. В полости тела рыбы, на серозных покровах, на поверхности органов, в жировой ткани и брюшине встречаются главным образом личинки паразитических червей,

достигающие половой зрелости в кишечнике хищных рыб, рыбо-ядных птиц и млекопитающих. Рыба является для них вторым промежуточным хозяином. Здесь встречаются мелкие овальные цисты с личинками трематод (например, *Ichthyocotylurus variegatus*, *I. pileatus* — паразиты чаек), при интенсивном заражении вызывающие массовую гибель рыб. Весьма интересными паразитами являются цестодарии *Amphilina* из полости тела осетровых, достигающие там же половой зрелости (рис. 33). Это широкие, толстые, листовидные черви от 3 до 75 мм, желтовато-розового цвета. Особенно часты они у молодых рыб. В старых рыбах нередко встречаются погибшие *Amphilina* в виде желтых комочков. В серозных тканях полости тела и стенках плавательного пузыря могут встретиться мелкие нематоды сем. *Scrbillanidae* и очень мелкие самцы и неоплодотворенные самки сем. *Philometridae*.

В полости тела карповых и некоторых других рыб встречаются ремнецы *Ligula* и *Digamma*. Это личинки ленточных червей с толстым, мускулистым, ремневидным телом — опасные паразиты, вызывающие сильнейшие эпизоотии среди карповых рыб, особенно в слабопроточных водоемах и водохранилищах. Крупные черви достигают примерно 10—100 см длины и больше. Нужно быть внимательным, чтобы при просмотре не пропустить личино раннего возраста, когда они еще очень малы. В колюшках обычен *Schistocephalus* (рис. 34). В случае сильного заражения или наличия особенно крупных червей брюхо рыбы вздувается и даже иногда прорывается (Дубинина, 1966). Ремнецы часто вызывают воспаление брюшины, водянку и являются причиной массовой смертности рыб (рис. 35).

Плероцеркоиды (личинки) широкого лентеца *Diphyllbothrium latum*, одного из самых распространенных в северо-западных районах СССР кишечных паразитов человека и рыбоядных животных (собака, кошка), живут в полости тела, на поверхности органов и в мышцах различных хищных рыб (щука, окунь, налим, ерш) (рис. 36). Это черви молочно-белого цвета, до 6 мм длиной и 2—3 мм шириной. В полости тела, кишечнике, мускулатуре многих морских рыб встречаются личинки цестод, объединяемые условным названием «*Scolex polymorphus*» (взрослые формы которых паразитируют в кишечнике скатов), и личинки видов рода *Tetrarhynchus*, легко отличающиеся по наличию четырех длинных хоботков, вооруженных крючками и свернутых внутрь тела.

В полости тела и на мезентерии некоторых карповых могут быть найдены грушевидные цисты в соединительнотканых капсулах цестод *Cysticercus dilepidis* и *Triaenophorus nodulosus* (рис. 37). Последний наряду с лигулами (ремнецы) является наиболее безвредной для рыб формой ленточных червей. Локализуется он главным образом в печени, взрослой стадии достигает в кишечнике хищных рыб. В полости тела, главным образом вблизи анального отверстия, на различных полостных органах у многих морских и проходных рыб обитают в тонких цистах

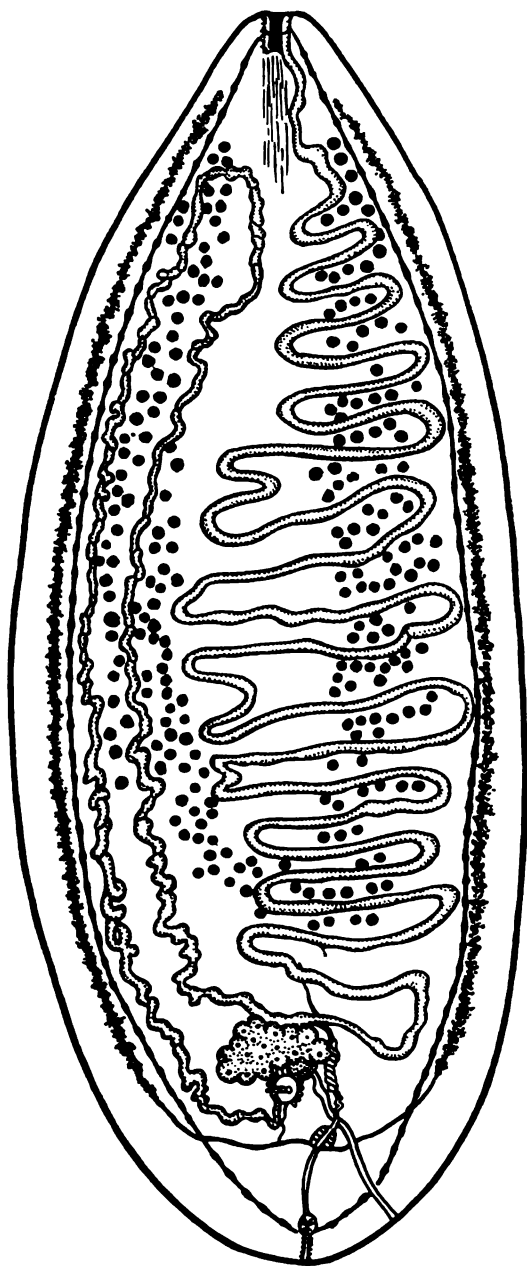


Рис. 33. *Amphilina foliacea* из полости тела осетра (из: Дубинина, 1962).

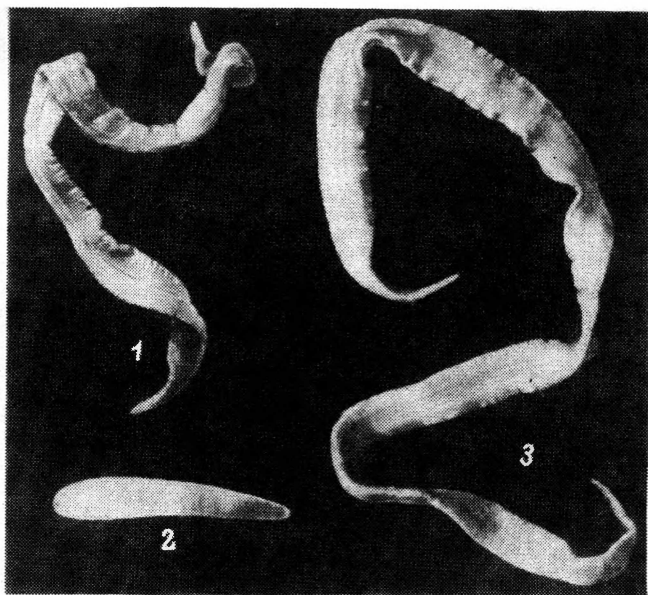


Рис. 34. Ремнецы (из: Дубинина, 1966).

1 — *Ligula intestinalis* (из леща); 2 — *Digramma interrupta* (из серебряного карася); 3 — *Schistocephalus solidus* (из девятииглой колюшки).

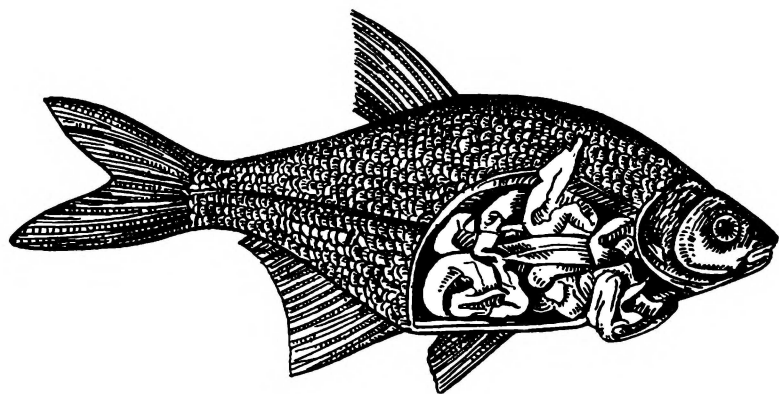


Рис. 35. Лещ, пораженный ремнецами (из: Маркевич, 1951).

личинки четыреххоботных лентецов *Nybelinia* (рис. 36). Взрослые являются паразитами акул. У выловленной и сваленной в трюмы судов рыбы они выползают сквозь стенки кишки и полости тела и внедряются в мускулатуру, иногда в самую ее толщу, что приводит к выбраковке целых партий товарной рыбы.

На внутренней стороне стенок тела и наружной поверхности кишечника, на брыжейке налима, бычков, миног, сельдей и ряда окуневых и лососевых рыб инкапсулируются личинки скребней

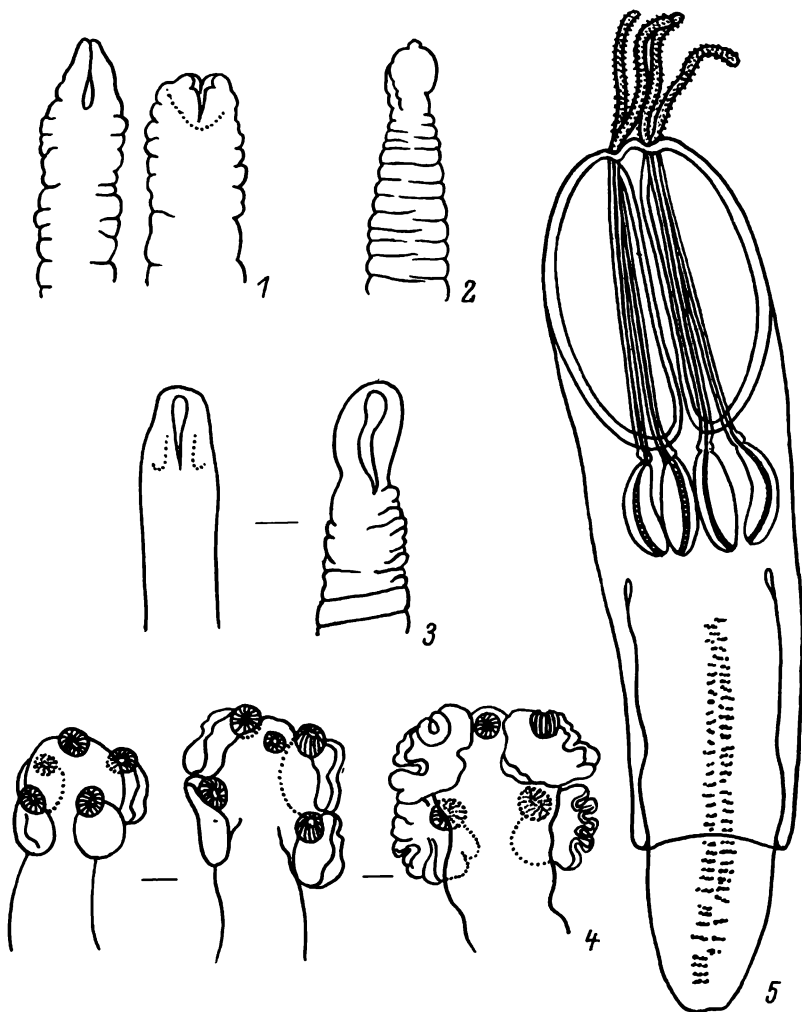


Рис. 36. Личинки (плероцеркоиды) некоторых ленточных червей в рыбах.

1 — *Diphyllobothrium latum* (из: Барышева, Байер, 1957); 2 — *Diphyllobothrium dendriticum* (из: Kuhlowl, 1953); 3 — *Diphyllobothrium* ssp. типа «В» и «С» (из: Барышева, Байер, 1957); 4 — возрастные изменения ботридия *Pelichnibothrium speciosum*; 5 — *Nybelinia surmenicola* (из: Дубинина, 1962).

Corynosoma, окончательного развития и половой зрелости достигающие в кишечнике тюленей и, реже, некоторых водоплавающих птиц. Часты в полости тела личинки круглых червей *Rhaphidascaris*, *Porrocoecum* и *Contracaecum* (например, *Contracaecum siluriglanidis* у сомовых). У сомов, стерлядей, осетров и сазанов встречаются темные, дисковидные капсулы личинок спирурат (нематоды) (рис. 38).



Рис. 37. Печень форели, пораженная личинками *Triaenophorus nodulosus* (из: Маркевич, 1951).

Во взрослом состоянии в полости тела карповых живут нематоды *Philometra ovata*. Они иногда встречаются сотнями у различных рыб (лещ, сырть, плотва, густера), образуют клубки и вызывают воспаление стенок полости тела. Самцы *Philometra* имеют 2—3 мм, самки — до 40 мм длины. Поселяясь, иногда в огромных количествах, на печени тресковых, нематоды *Thynascaris* (= *Contracaecum*) истощают печень, чем обесцвечивают рыбу.

К р о в е н о с н а я с и с т е м а. Сердце вынимают вместе с крупными сосудами и кладут в глубокое часовое стекло или солонку с физиологическим раствором. Если сердце исследуется сразу после наружного осмотра, перед вскрытием жабр, что желательно, то острыми ножницами вскрывают окологердечную полость рыбы и вырезают его. Затем сердце осматривают снаружи (здесь можно встретить личинок трематод и цисты миксоспоридий) и вскрывают. Первый разрез делается ножницами вдоль синуса. В синусе и желудочке можно обнаружить половозрелых *Sanguinicola* (рис. 21), которые встречаются главным образом в артериальной луковичке, брюшной аорте и приносящих жаберных артериях. Содержимое синуса и желудочка просматривается между стеклами. Следует помнить, что *Sanguinicola* нельзя класть в воду, они лопаются. Их нужно фиксировать 70-градусным спиртом, под покровным стеклом.

В артериальной системе щуки известно нахождение нитевидных круглых червей *Philometra obturans*, достигающих иногда более метра длины. В сердце у электрических скатов могут находиться крупные моногеней сем. *Amphibdellidae*, достигающие 2 мм длины и значительно снижающие упитанность рыбы. Опасными паразитами лососевых являются личинки трематоды *Tetracotyle coregoni*. Стенка сердца исследуется компрессорным способом. Нарезать ее нужно мелкими кусочками и просматривать между стеклами под биноклем и под микроскопом. Воспаление стенок окологердечной сумки, сильную деформацию частей сердца и обесцвечивание его вызывает слизистый споровик *Myx-*

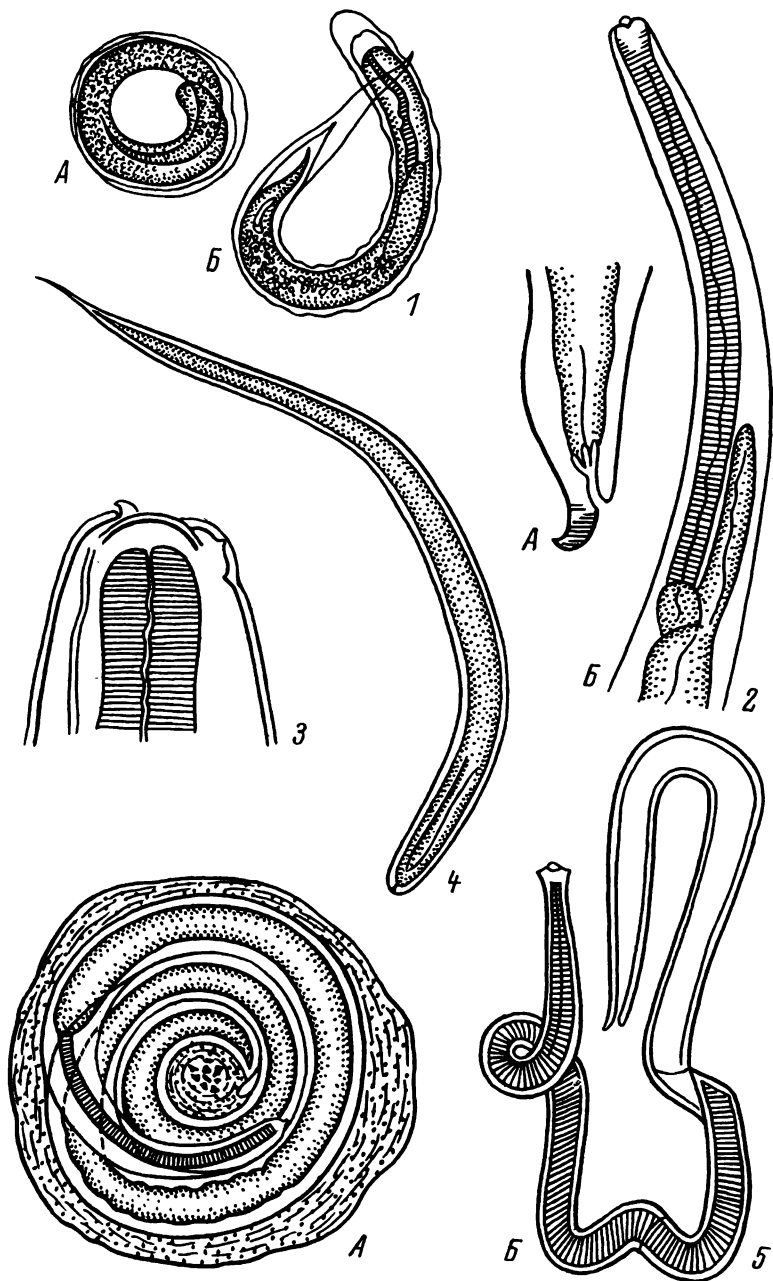


Рис. 38. Личинки некоторых нематод — паразитов рыб.

1 — *Contracaecum bidentatum* (из: Геллер, Бабиц, 1953): А — в яйце, Б — вышедшая из яйца; 2 — *Porrocaecum reticulatum* (из: Дубинин, 1949): А — задний конец, Б — передний конец; 3 — *Philometra rishta* (из: Левашов, 1929); 4 — *Anisakis simplex* (из: Саидов, 1956); 5 — *Agamonema spirura*: А — инкапсулированная, Б — свободная (из: Догель, Быховский, 1938).



Рис. 39. Сердце карпа, пораженное цистами *Myxobolus dogieli* (из: Быховская, Быховский, 1940).

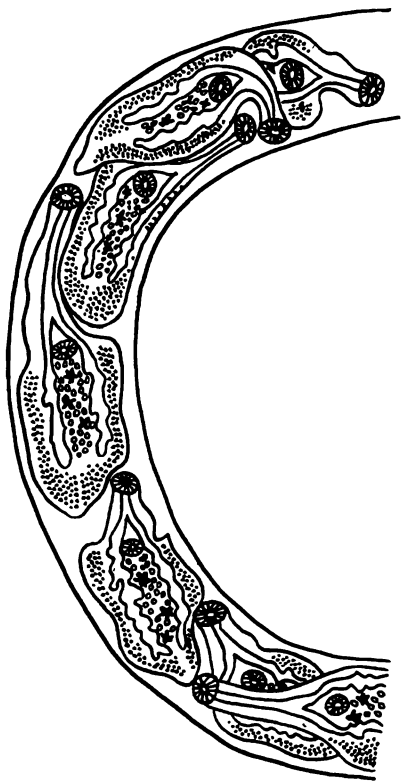
bolus cordis (у усачей) и *M. dogieli* (у карпа) (рис. 39). При сильных заражениях из стенок желудочка сердца в разные стороны выступают белые, колбасовидные цисты этих паразитов. В стенках сердца можно найти самцов *Philometra*, споры *Sarcocystis* (у язя), *Coccidia*. Если нет возможности выделить паразита и сделать препарат, надо его зарисовать и измерить. Сердце и другие паренхиматозные органы (селезенка, печень, почки) следует обязательно обследовать на гемогрегарин методом отпечатков. Для этого на предметном стекле сделать 5—6 «отпечатков» срезов тканей, с последующей фиксации метиловым спиртом и окраской по Гимза (см. раздел 11).

Выделительная система. Почки следует просматривать из двух мест: в области головной почки (орган кроветворения) и средней части (орган выделения). Подробно об исследовании почек см. с. 79, так как они изучаются последними из внутренних органов.

Мочевой пузырь следует вырезать у самого основания (взять так, чтобы содержимое не вылилось), разорвать осторожно иглами на стекле и исследовать сначала визуально, затем методом соскоба и, наконец, компрессорным способом. Жидкость из пузыря исследуется отдельно. Мочевой пузырь не всегда легко заметить сразу. Рекомендуется подвести ветвь ножниц или пинцет под мочеточники и осторожно продвигать ее к заднему концу, до места их слияния в непарный общий канал, который образует боковое расширение — небольшой мочевой пузырь. У карповых рыб он практически отсутствует, но непарный участок, образованный слиянием мочеточников, следует обязательно обследовать. Там встречаются миксоспоридии *Myxobolus*, очень похожие на *Henneguya*. В мочевом пузыре встречаются инфузории *Tripartiella* и *Trichodina*,

Рис. 40. *Phyllodistomum* в мочеточнике белоглазки (из: Быховская, 1952).

споры и плазмодии микоспоридий. *Myxidium lieberkühni* (обычный у щуки) пронизывает ткань желтоватыми массами плазмодиев, в которых находятся веретеновидные споры, попарно расположенные, с двумя полярными капсулами на обоих концах. При работе с видами *Chloromyxum* нельзя пользоваться водой, во избежание их разрыва. В мочевом пузыре и мочеточниках многих рыб находятся трематоды *Phyllodistomum*, которые нередко вызывают воспалительные процессы стенок органа (рис. 40). У зубатки здесь встречается трематода *Lepidophyllum*. У некоторых рыб в мочеточниках находят мелких моногеней *Acolpenteron* без срединных крючков на прикрепительном диске.



В стенках мочевого пузыря могут оказаться плазмодии и цисты некоторых видов *Myxobolus* и *Trichodina alburni*. В мочевом пузыре — *T. urinaria*. Для последних рекомендуется сделать сухой мазок для последующего серебрения (см. раздел 5).

Пищеварительная система, анатомически связанные с кишечником органы и ткани. После вскрытия и исследования мочевого пузыря отпрепаровывается селезенка и комплекс органов пищеварительной системы (задняя кишка захватывается пинцетом и обрезается у заднего прохода): кишечник, печень, а также жировое тело с поджелудочной железой и брюшина. Эти органы осторожно отделяют друг от друга, следя за тем, чтобы они не подсыхали, и исследуют в установленном порядке.

Первым отделяется от внутренней стенки печени, прилегающей к кишечнику, желчный пузырь. Стенка его прорезается, и вылившаяся желчь исследуется под бинокулярным и микроскопом, люда прикрытием покровным стеклом. В желчном пузыре и кишечнике лососевых паразитирует жгутиконосец *Octomitus*. У других рыб здесь можно обнаружить плазмодии и споры микоспоридий, ооцисты кокцидий, а также личинки трематод. В полости тела, на стенках и в полости желчного пузыря многих рыб нередко находятся мелкие личинки — цистицерки ленточных червей *Paradi*

lepis, *Gryporhynchus*, *Dilepis*, достигающих своего окончательного развития в цаплях. У зубатки встречаются трематоды *Fellodistomum*, вызывающие воспалительные процессы в стенках пузыря. Основные паразиты желчного пузыря находятся на его стенках. С них делается соскоб с внутренней стороны и просматривается без добавления воды. Соскоб с внутренней стенки пузыря следует взять отдельно на *Chloromyxum*. Стенка желчного пузыря просматривается между стеклами. Обычными паразитами этого органа являются слизистые споровики *Ceratomyxa*. У карпа и форели встречаются *Chloromyxum* и *Sphaerospora*, вызывающие у рыб желтухоподобное заболевание, сопровождающееся сильным раздуванием желчного пузыря и гиперемией его стенок.

При наружном осмотре печени простым глазом можно заметить цисты трематод *Tetracotyle*, крупные капсулы ленточных червей *Triaenophorus* (рис. 37), а также и самих червей, лежащих свободно вне капсул. Массовое заражение этим паразитом вызывает полное перерождение ткани печени и нарушение правильного ее функционирования. На печени хорошо видны белые плероцеркоиды широкого лентеца *Diphyllbothrium* и мелкие белые узелки — цисты слизистых споровиков *Myxobolus*. Иногда попадаются личинки круглых червей *Porrocaecum*, *Contracaecum*, *Anisakis* и *Raphidascaris*, во взрослом состоянии паразитирующих у хищных рыб. Встречаются также мелкие и крупные цисты личинок трематод. Оболочку с них удобно снимать петельчатой иглой, фиксировать под покровным стеклом с легким грузиком, с одной стороны подпуская пипеткой 70-градусный спирт, с другой — отсасывая воду. Нематод необходимо фиксировать горячим спиртом (не доведенным до кипения) (см. раздел 11). Далее ткань печени небольшими порциями между стеклами просматривают под биноклем, причем в первую очередь вырезают части ткани по ходу главных желчных протоков. Несколько проб следует просмотреть под большим увеличением микроскопа. В протоках кровеносных сосудов печени, особенно у карповых, можно встретить кокцидий.

Тем же способом обследуют селезенку — основной орган кроветворения у рыб. В селезенку током лимфы заносятся микоспории. Иногда в одной капсуле (тканевая реакция хозяина) могут находиться 2—3 их вида. Здесь могут быть обнаружены кровепаразиты, личинки нематод и трематод. При массовом заражении внутренних органов *Myxobolus cyprini* наблюдается тяжелое заболевание, с такими симптомами, как водянка брюшной полости, асцит, ерошение чешуи. В жировой ткани и брюшине, которые снимают с кишечника отдельными частями и просматривают на стекле в капле воды, так же как на поверхности полостных органов, паразитируют личинки трематод (иногда большими массами), ленточных и круглых червей (например, *Philometroides lusiana*, главным образом в рыбоводствах) и скребней, обнаруживаемых обычно в полости тела. Под большим увеличением микроскопа можно найти споры микоспориций и гаплоспориций — *Dermocystidium* (у лососевых, сиговых, карповых).

После просмотра всех связанных с кишечником органов и тканей исследуется сам кишечник. Вычленив, вместе с глоткой и анальным отверстием, его следует растянуть, очистить от окружающей ткани и рассматривать по частям, начиная с заднего конца к переднему, или наоборот. В первом случае задний конец кишечника отрезают вблизи от анального отверстия, вынимают из полости тела вскрытой рыбы и кладут на чистое препаровальное стекло. У карповых нет четко выраженного желудка. Условно кишечник подразделяется на переднюю, среднюю и заднюю части для просмотра. От кишки отрезают небольшие участки (в зависимости от толщины и степени наполнения их содержимым), которые предварительно разрезаются осторожно вдоль, чтобы не перерезать могущего находиться внутри паразита. Тупой стороной скальпеля нужно снять содержимое на стекло. Острым скальпелем будет сделан второй соскоб. Всех паразитов, видимых простым глазом, вынимают пинцетом или иглой и помещают в воду или физиологический раствор, затем на стекле и между стеклами, как было указано ранее, под лупой или биноклем просматривают содержимое кишечника, в котором могут быть найдены трематоды, мелкие ленточные черви, круглые черви и скребни, и наконец делают соскоб со слизистой оболочки исследуемого кусочка кишки.

Вслед за этим компрессорным методом исследуют стенку кишечника, где можно встретить кокцидий *Eimeria* (у карповых, особенно у молодых). Шизонты паразита находятся частью в эпителии кишечника, частью в подэпителиальном слое соединительной ткани. Они могут сплошным слоем переполнять клетки эпителия. При сильных заражениях вся слизистая оболочка кишки забита «желтыми телами», в которых находятся ооцисты со спорами. Рыба при этом гибнет. В стенке кишечника у ерша встречается *Pleistophora acerinae*, у камбаловых могут быть цисты микроспоридий *Glugea*, размерами от 0.5 мм в диаметре. Стенка при этом обычно утолщена, молочно-белого цвета. В стенках кишечника хищных рыб находят личинок нематоды *Eustrongylides*, образующих крупные нарывы. У окуня в отрезке кишки в 1.5 мм от анального отверстия бывает значительное поражение кокцидиями. Из простейших здесь можно встретить кишечных жгутиконосцев *Octomitus*, оказывающих серьезное болезнетворное действие на молодь форели (рис. 10). «Отпечатки» со слизистой оболочки кишечника на предметном стекле просматривают под большим увеличением микроскопа. Фиксировать их нужно так же, как мазки с кровепаразитами.

В задней части кишки некоторых морских рыб встречаются амёбы. В заднем отделе кишки остролючки (Средняя Азия) был найден *Dactylogyrus*. Для обнаружения и определения простейших из содержимого кишечника (в передней, средней и задней его частях) на покровных стеклах делают мазки (см. раздел 5). На мазках могут быть обнаружены споры кокцидий *Eimeria*, инфузории *Stentoropsis barbi* (у усача) и *Balantidium*, цисты амёб. Следует очень осторожно вскрывать пилорические придатки

(предварительно выдавив из них слизь), так как к их стенкам часто прикрепляются своими головками ленточные черви. Пилорические придатки у щук отсутствуют, у окуня — их три, у налима более 100. Здесь паразитирует масса цестод (ленточные черви), у лососевых часто встречаются *Cyathocephalus* и *Eubothrium* (рис. 41), круглые черви *Camallanus*, *Rhaphidascaris*, жгутиконосец *Octomitus*, кокцидии. В соскобах пилорических придатков нередко мелкие нематоды *Camallanus*, *Agamonema*.

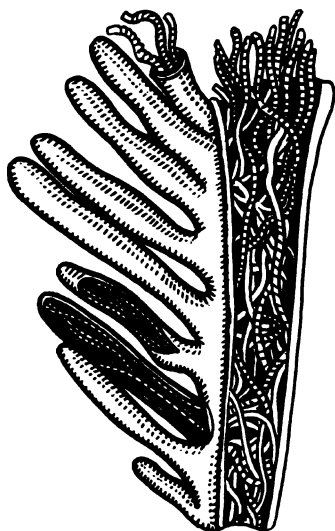


Рис. 41. Пилорические придатки лосося с цестодами *Eubothrium crassus* (из: Ляйман, 1951)

Кишечник бывает населен множеством разнообразных паразитов, главным образом червей: трематод, цестод, нематод, скребней, реже моногеней. В кишечнике хищных рыб встречаются трематоды *Bucephalus*, *Rhipidocotyle*, *Prosorhynchus* и *Bucephalopsis* (последние два — у морских рыб), с ротовым отверстием в центре брюшной стороны тела и простым мешковидным кишечником. В кишечнике, главным образом карповых рыб (реки бассейнов Черного, Азовского и Каспийского морей), часто встречаются крупные черви *Aspidogaster*, с большим прикрепительным диском на брюшной стороне, поделенным на многочисленные присасывательные ямки (рис. 42).

В кишечнике у морских рыб из трематод обычен *Deropristis*, кутикула и половой аппарат которого вооружены шипами, у лососевых — *Crepidostomum*, у окуневых — *Bunodera*, с ротовой присоской, окаймленной шестью сосочками, у карповых — *Allocreadium* и *Sphaerostomum*, хорошо отличающиеся друг от друга по положению яичника (у первого он лежит впереди семенников, у второго — между ними). Характерны для карповых также виды *Asymphylodora*, имеющие всего один крупный семенник. В кишечнике морских и проходных рыб обычны *Hemiurus*, *Derogenes*, *Brachyphallus*, *Lecithaster*, *Podocotyle* (рис. 43).

В кишечнике тресковых, камбаловых и многих других морских и проходных рыб паразитируют крупные (13—40 мм) скребни *Echinorhynchus gadi*, грязно белого или светло-коричневого цвета, иногда по несколько сотен в одной рыбе (рис. 44). Следует помнить о необходимости возможно более точного указания участка кишечника или отдельных его частей, где был найден тот или иной паразит (например, «начало средней кишки», «вдоль всего кишечника», «пищевод перед желудком», «середина задней кишки»).

В желудке и пищеводе щук и других хищных рыб обитают трематоды *Azygia*. Это крупные, цилиндрические (до 60 мм),

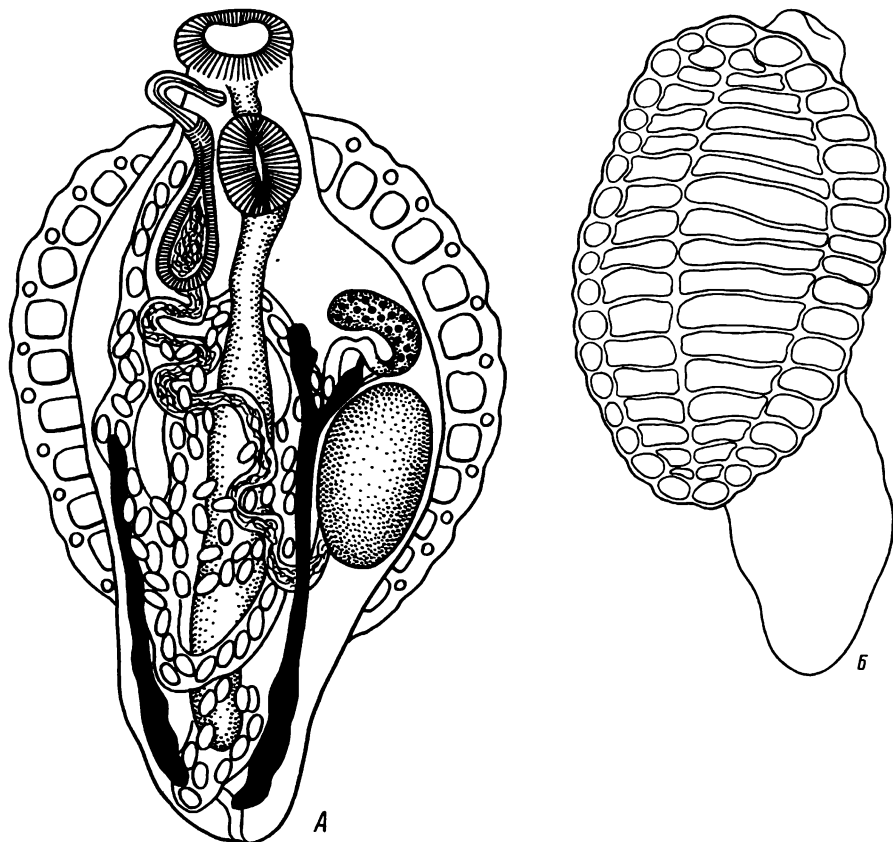


Рис. 42. *Aspidogaster limacoides* (из: Быховская, Быховский, 1934).

А — общий вид; Б — прикрепительный диск.

розовато-желтые черви с длинной маткой, расположенной поперечными петлями, и половыми железами, лежащими далеко позади брюшной присоски. В местах своего прикрепления они вызывают язвы и воспаления стенки. После смерти хозяина они выползают в жаберную и ротовую полости (учесть это при записи локализации). В желудке морских рыб обычны различные *Hemiurus* и *Bunocotyle* (у сельдевых). Личинки нематоды *Diocotophyme*, проникая насквозь стенки желудка, вызывают воспалительные явления и гиперемию кровеносных сосудов. Из нематод типичными паразитами стерляди и других осетровых рыб являются *Contracoecum bidentatum* и *Cyclozone acipenseris*. В желудке, пищеводе, пилорических придатках, главным образом морских и проходных рыб, часто встречается *Contracaecum aduncum*, у бычков — *Cottoctemphoronema problematica*. При массовых инвазиях нематодами *Camallanus lacustris* (отличается от других нематод по желто-бурой

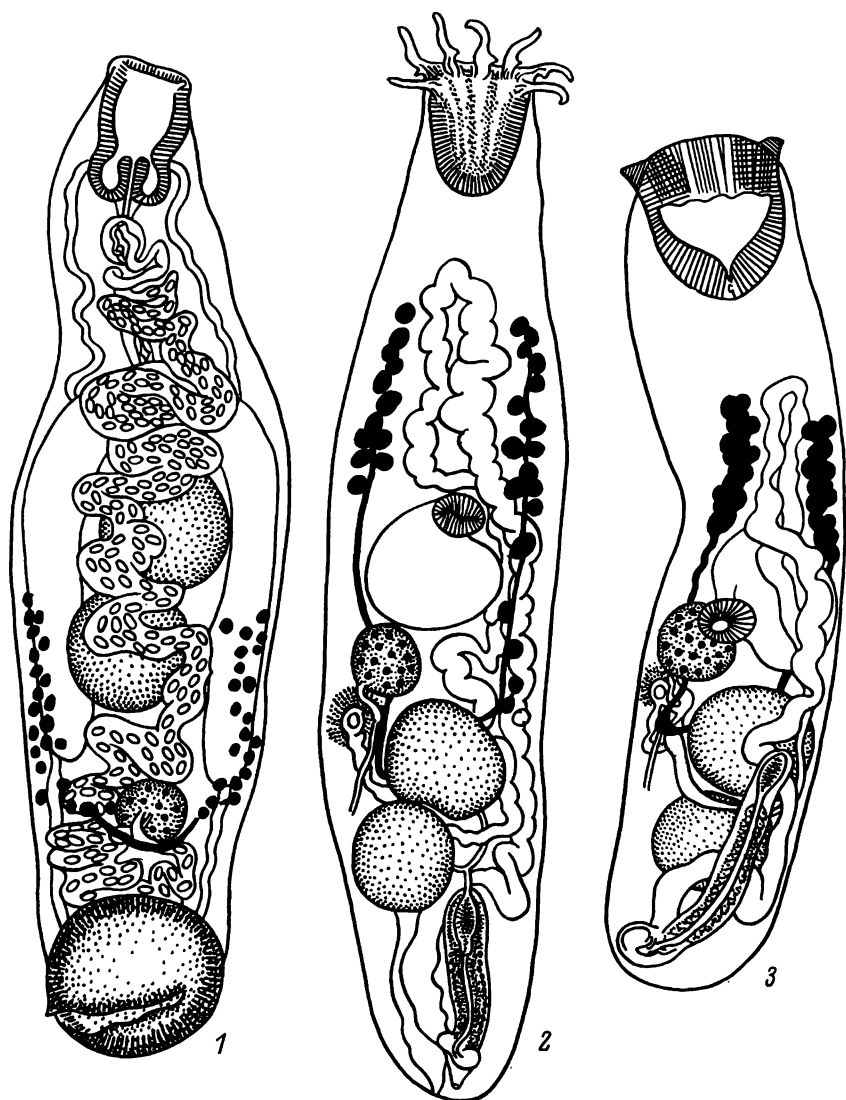


Рис. 43. Трёматоды — кишечные паразиты рыб.

1 — *Amurotrema dombrovskaje* (из: Ахмеров, 1959); 2 — *Bucephalus polymorphus*; 3 — *Rhipidocotyle campanula* (из: Kozicka, 1959); 4 — *Allocreadium isoporum*; 5 — *Crepidostomum farionis*; 6 — *Bunodera luciopercae* (из: Slusarski, 1958); 7 — *Sphaerostoma bramae* (из: Kozicka, 1959); 8 — *Podocotyle atomon* (из: Полянский, 1955); 9 — *Nicolla skrjabini* (из: Иваницкий, 1927); 10 — *Hemiurus ocreatus* (из: Looss, 1908); 11 — *Bunocotyle cingulata* (из: Odhner, 1905); 12 — *Lecithaster gibbosus* (из: Slusarski, 1958); 13 — *Derogenes varicus* (из: Odhner, 1905); 14 — *Deropristis hispida* (из: Власенко, 1931); 15 — *Acanthostomum imbutiformis* (из: Looss, 1902); 16 — *Phyllodistomum megalorchis* (из: Пягулевский, 1953); 17 — *Saccocoelium obesum* (из: Looss, 1902); 18 — *Azygia hwangtsiytii* (из: Петрушевская, 1962); 19 — *Asymphyllodora parasquamosum*.

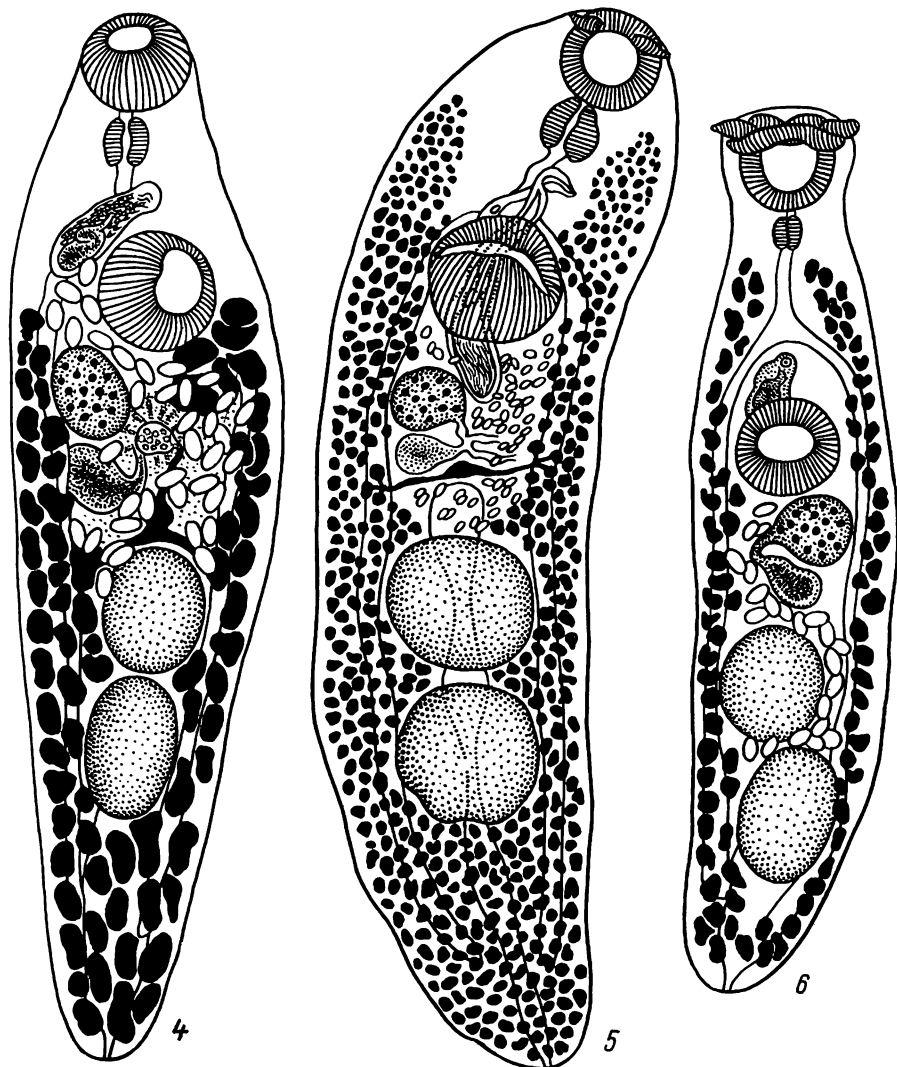


Рис. 43 (продолжение).

ротовой капсуле), *Rhaphidasaeris acus*, *Capillaria* и некоторыми другими наблюдается сильное истощение рыбы. Для обнаружения последней (*Capillaria*) обязательно сделать соскоб со стенок желудка.

Скребни *Neoechinorhynchus*, *Echinorhynchus*, *Leptorhynchoides* и другие (рис. 44) повреждают кишечник, внедряя вооруженный крючьями хоботок в его стенки (рис. 45). *Pomphorhynchus laevis* хоботком и шейкой пробуравливается через стенку кишки в полость тела рыбы, вызывая местные кровоизлияния и воспалительные явления.

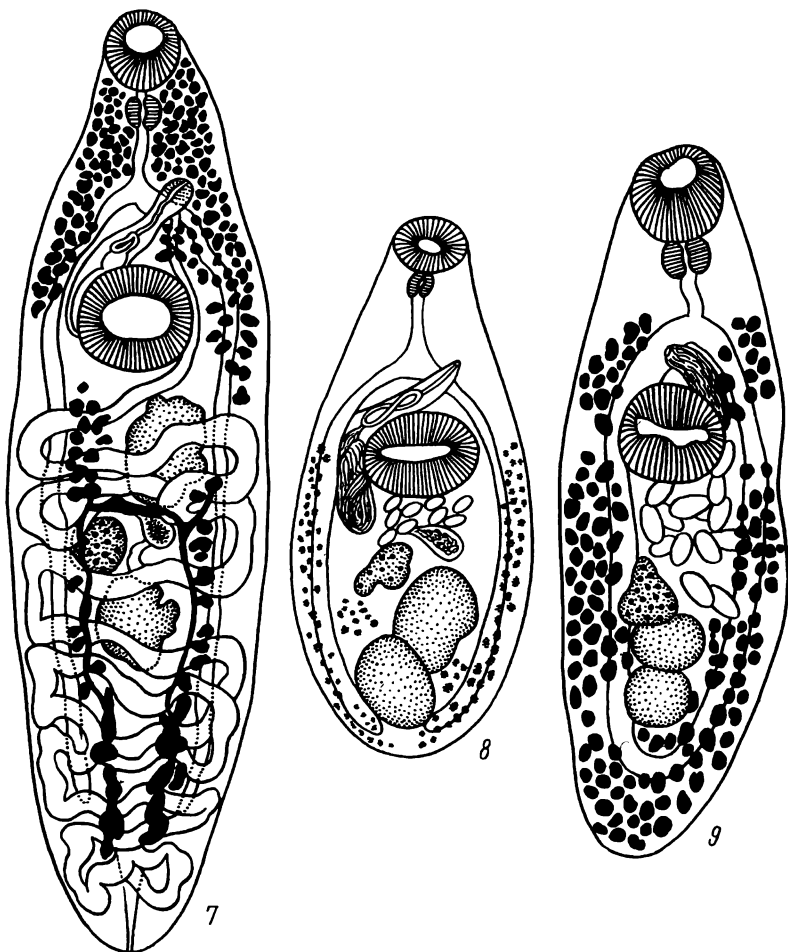
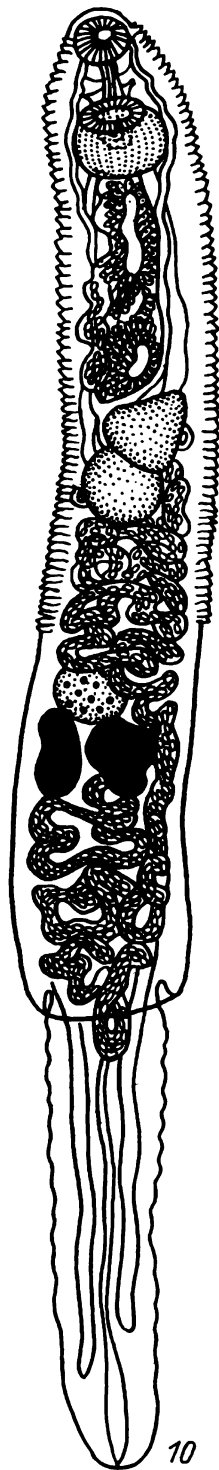
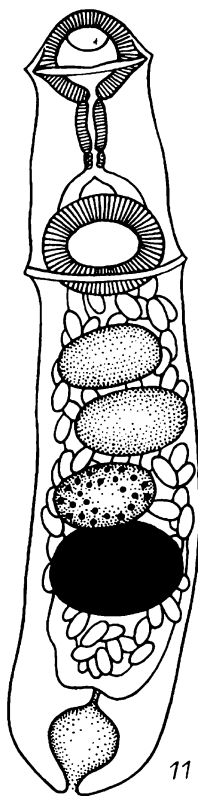


Рис. 43 (продолжение).

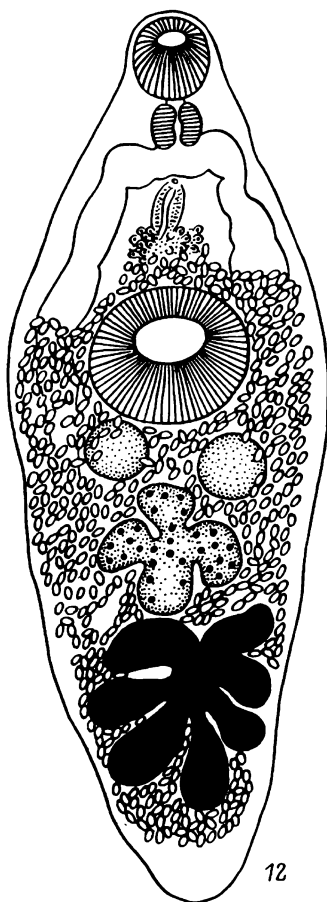
Желудок хищных рыб разрезают вдоль и растягивают на компрессорном стекле. Не придавливая, следует удалить из него остатки пищи и слизь. Затем острым скальпелем снять внутреннюю слизистую оболочку с остатками слизи. При исследовании желудка большое внимание должно быть уделено составу пищи, которую нужно до сдавливания между стеклами рассортировать, по возможности определить и результаты записать в дневнике (в пищевом комке можно разобраться и потом). Если самостоятельно определить состав пищи (остатки насекомых, кости и чешуя рыб, моллюски, части растений и т. д.) невозможно, ее нужно собрать, зафиксировать спиртом или формалином и вместе с соответствующей этикеткой сохранить для дальнейшей обработки специалистами. Знание состава пищи помогает установить промежуточных хозяев для ряда паразитов.



10



11



12

Рис. 43 (продолжение).

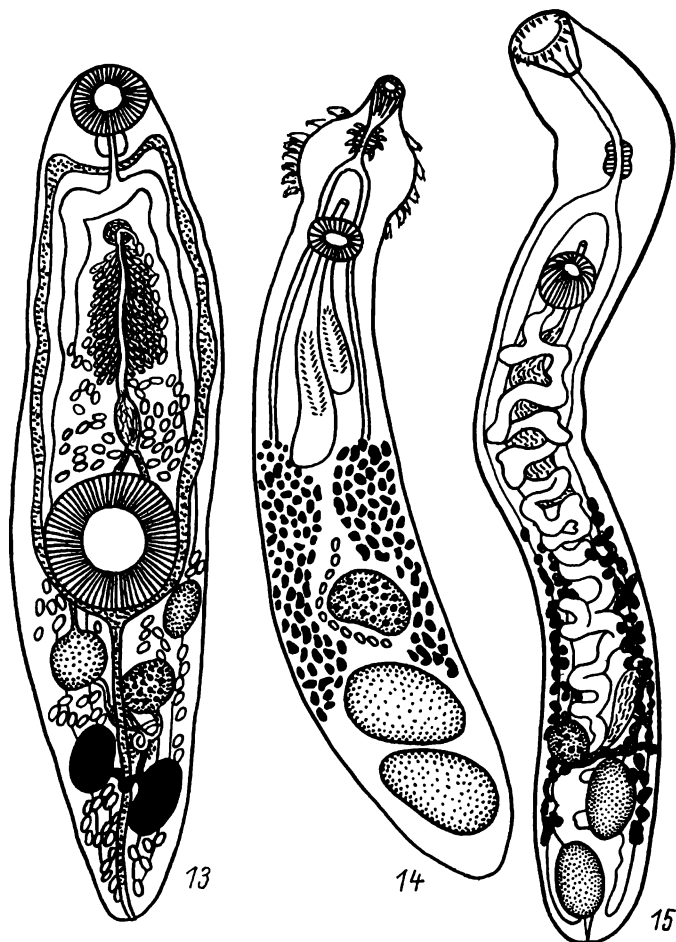


Рис. 43 (продолжение).

В передней кишке *Tilapia* и в желудке *Etroplus* (обе рыбы из сем. Cichlidae) были обнаружены моногенеи из сем. Ancyrocephalidae. В глотке и переднем отделе кишки у рыб сем. Cerangidae были найдены *Diplectanotrema*. Патогенными формами кишечных паразитов являются *Bunodera luciopercae* и *Crepidostomum farionis*, вызывающие иногда весьма болезненные (иногда летальные) воспаления стенок кишечника. Из ленточных червей (рис. 46) наиболее обычны в кишечнике у многих хищных рыб *Triaenophorus nodulosus*, достигающий 30 см длины, *T. crassus*, отличающийся от предыдущего толстыми, массивными головными крючьями, у карповых *Caryophyllaeus* (гвоздичник), имеющий нерасчлененное тело с веерообразно расширенной головкой, у лососевых и сиговых обычен *Eubothrium*, который локализуется вдоль всего кишечника, образуя целые клубки, закупоривающие его просвет.

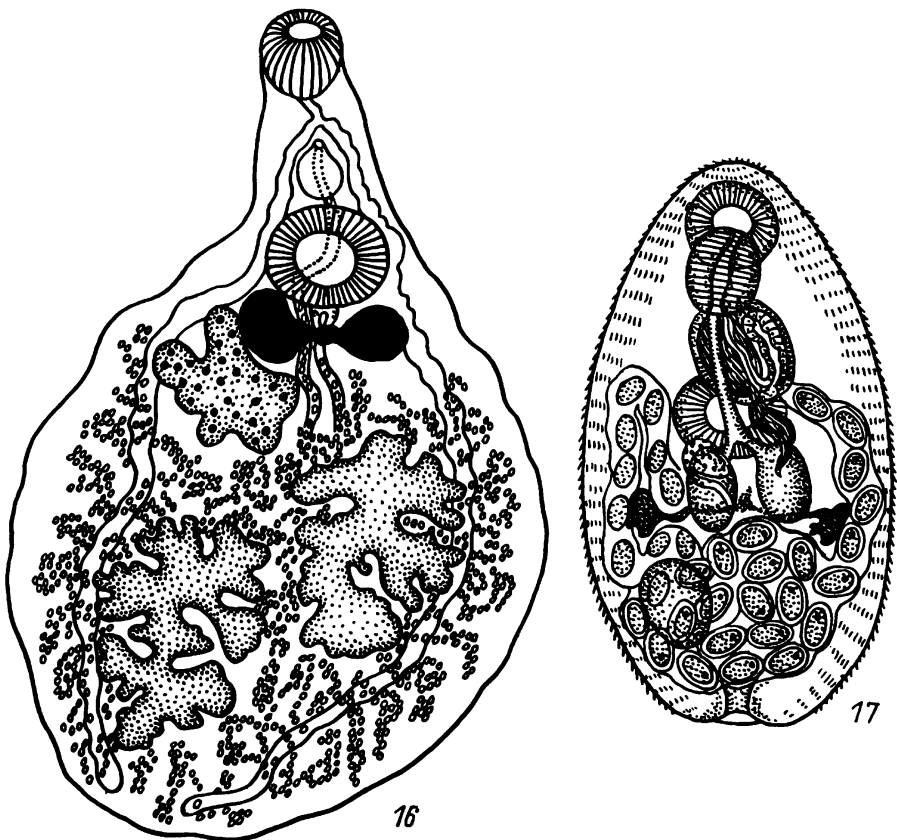
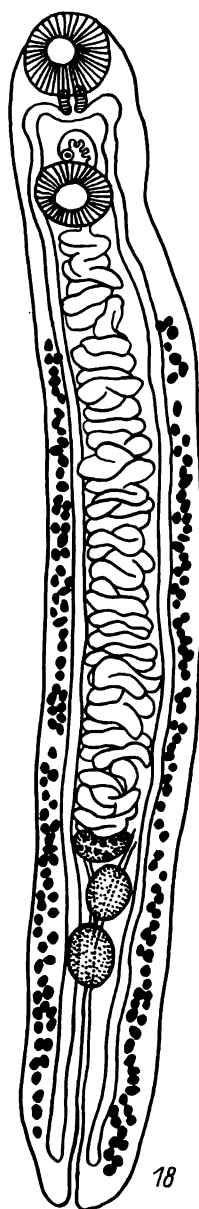


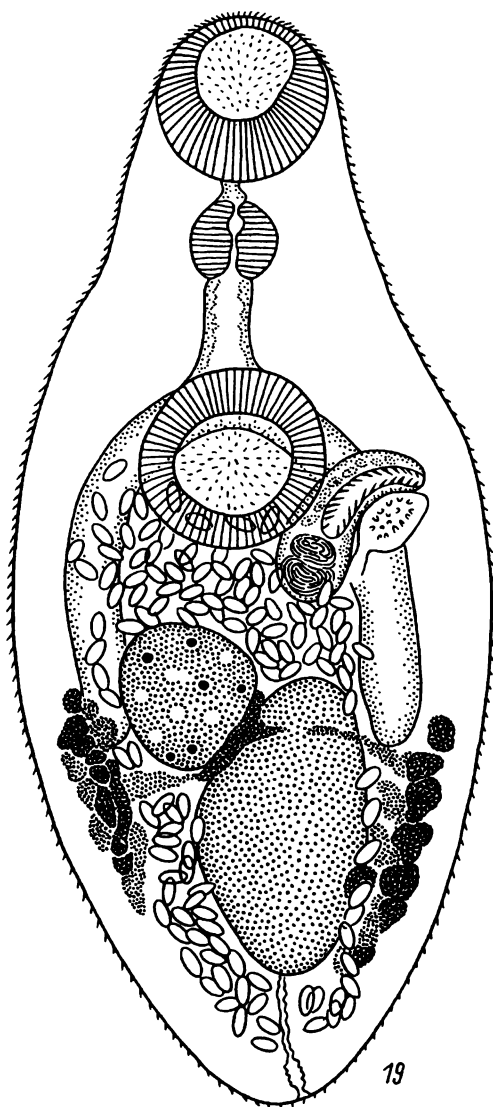
Рис. 43 (продолжение).

Встречаются виды рода *Proteocephalus*, несущие по 4 присоски на головке. Массовые заражения этими видами вызывают местные изъязвления и закупорку кишечника, истощают рыбу, отнимая большую часть питательных веществ.

Половые железы, как и все прочие органы, сначала осматривают снаружи, а затем исследуют компрессорным методом мелкими частями под лупой или биноклем. На их поверхности встречают личинки трематод и нематод, часто капсулированные. В толще ткани яичников и семенников обычны капсулы метацеркарий, объединяемых названием *Tetracotyle* (сем. Strigeidae), плероцеркоиды широкого лентеца (у щуки), личинки *Triaenophorus* и нематоды *Philometra*. Следует взять несколько проб из этих органов для просмотра под микроскопом на простейших. Миксо-споридии *Henneguya oviperda* и *Myxobolus mülleri* разрушают икринки у щуки. В семенниках сельдей часты кокцидии *Eimeria sardinae*. В яичниках многих хищных рыб встречаются личинки нематод *Eustrongylides excisus*, вызывающие кастрацию железы. В икре морских рыб бывают виды трематод сем. Didimozoidae,



18



19

Рис. 43 (продолжение).

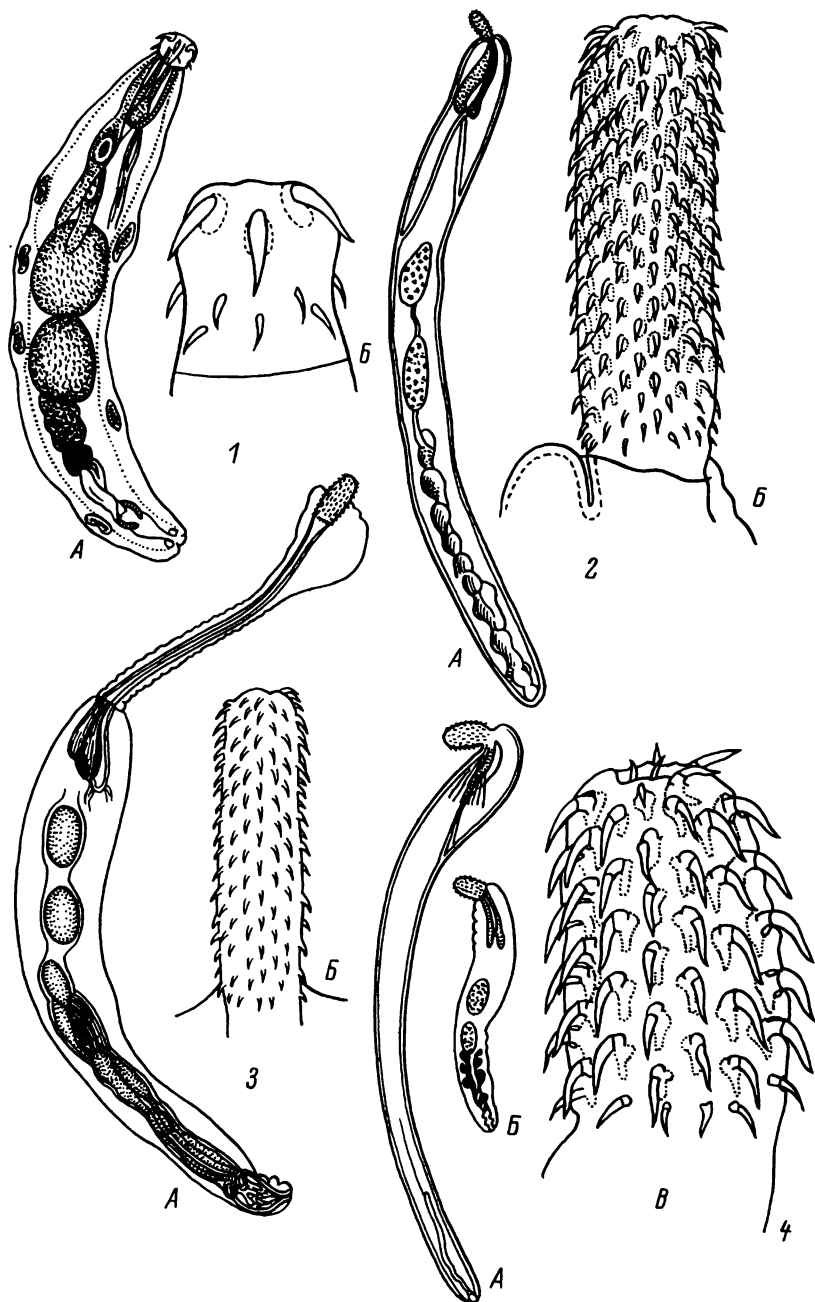


Рис. 44. Скребни — паразиты кишечника рыб.

1 — *Neoechinorhynchus rutili*: А — самец, Б — хоботок; 2 — *Echinorhynchus gadi*: А — самец, Б — хоботок (из: Lühe, 1911); 3 — *Pomphorhynchus perforator*: А — самец, Б — хоботок; 4 — *Acanthocephalus lucii*: А — самка, Б — самец, В — хоботок (из: Петрович, 1958).



Рис. 45. Участок кишки сига с прикрепившимися к стенке скребнями *Echinorhynchus salmonis* (из: Догель, 1932).

В нижней половине участка скребни сняты видны изъязвления в местах их прикрепления.

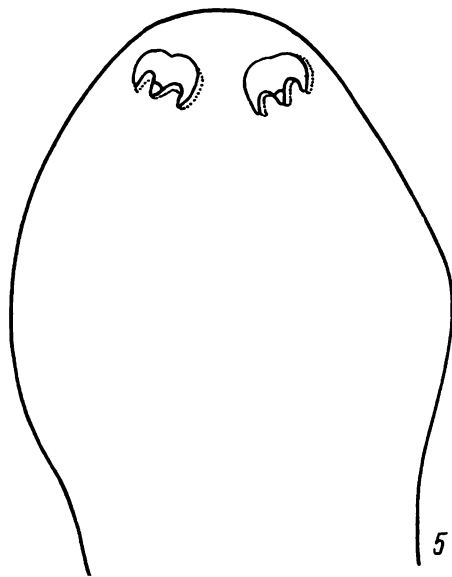
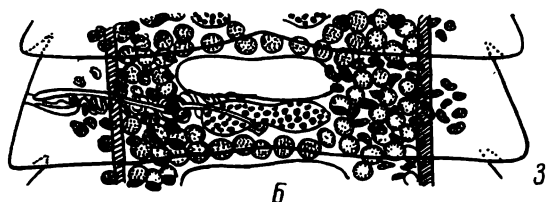
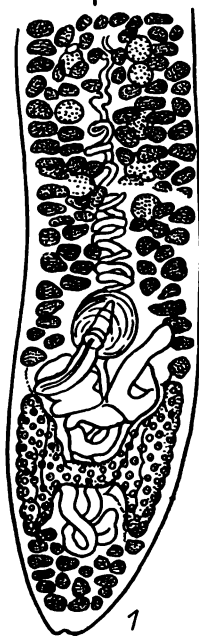
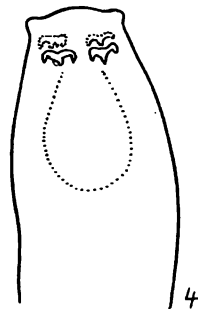
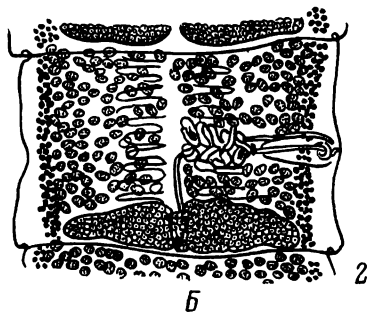
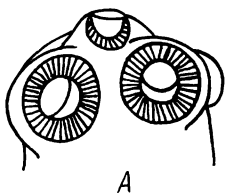
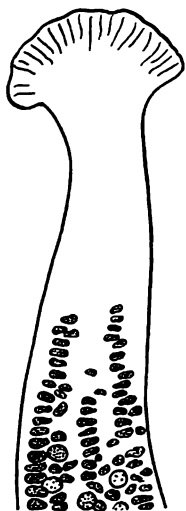
с очень длинным (до 1 м), узким, лентовидным или нитевидным телом. В икре морской рыбы нематонуруса встречаются крупные, до 3 см длины и 1 см ширины, трематоды *Gonocerca* кораллово-красного цвета. У осетровых рыб в икринках паразитирует представитель кишечнополостных *Polypodium hydriforme*. Зараженные этим паразитом икринки легко спутать с овоцитами, зараженными микроспоридиями *Pleistophora*, а также с резорбирующимися икринками. Для диагностики следует осторожно раздавить икринку в воде. При инвазии полипом из нее выходит видимое невооруженным глазом прозрачное тело паразита на той или иной стадии развития. В случае резорбции икры или заражения ее *Pleistophora* выделяется только мутная жидкость. Такие икринки не имеют полосатого рисунка и часто деформированы. Икринки с *Polypodium* всегда крупные, круглые и не имеют однородной окраски (рис. 47).

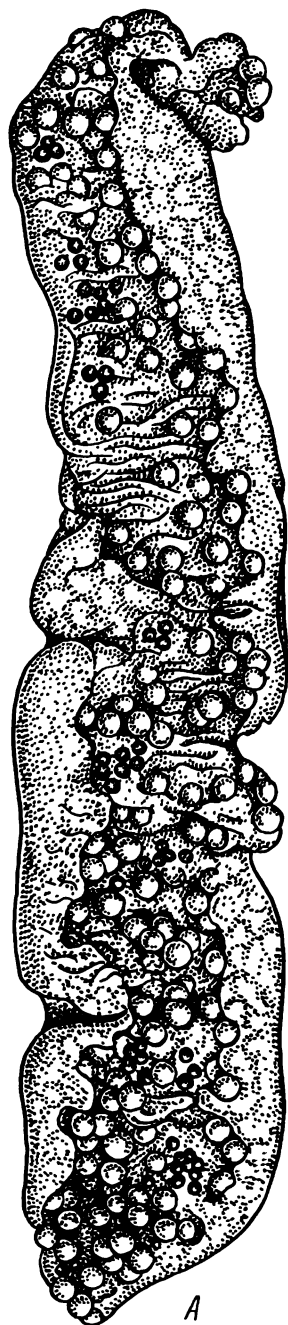
В яйцекладе у горчача была обнаружена моногенея из рода *Dactylogyrus*.

П л а в а т е л ь н ы й п у з ы р ь следует разрезать вдоль, развернуть и осмотреть снаружи и внутри. Затем сделать соскоб с внутренней поверхности. Здесь можно ожидать нематод *Philotetra* (самцы, молодые самки). После этого надо просмотреть стенки пузыря в воде, без прижимания, но с растяжкой и, наконец, компрессорным способом, небольшими участками. Помимо нематод в плавательном пузыре встречаются кокцидии. В толще стенок плавательного пузыря можно найти *Myxobolus*, (микоспоридии), *Eimeria* (кокцидии), инцистированных личинок стригейд (трематоды) (рис. 48), *Cystidicola farionis* (нематоды) у лососевых выделением токсинов, разрушающих красные кровяные тельца и вызывающих у рыб малокровие. В полости плавательного пузыря ряда сомовидных рыб встречаются крупные, достигающие более 4 см длины трематоды *Isoparorchis*.

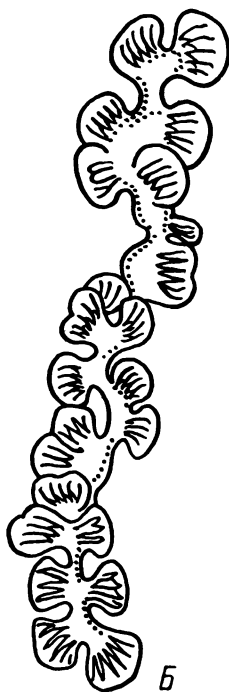
Рис. 46. Ленточные черви из кишечника рыб.

1 — *Caryophyllaeus laticeps* (из: Yaniszewska, 1954); 2 — *Proteocephalus osculatus*: А — головка, Б — членик; 3 — *Eubothrium rugosum*: А — головка, Б — членик (из: Nybelin, 1942); 4 — *Triaenophorus nodulosus*; 5 — *Triaenophorus crassus* (из: Дубинина, 1962).

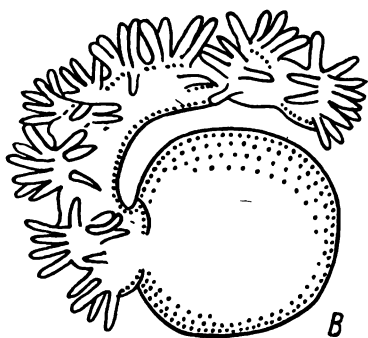




A



B



B

Рис. 47. Яичник стерляди (ястык) с нормальными (мелкие) и зараженными (крупные) *Polypodium hydriforme* икринками (из: Петрушевский, Шульман, 1958).

A — общий вид яичника; Б — столон полиподиума; В — выход из икринки столон полиподиума с наружными щупальцами.

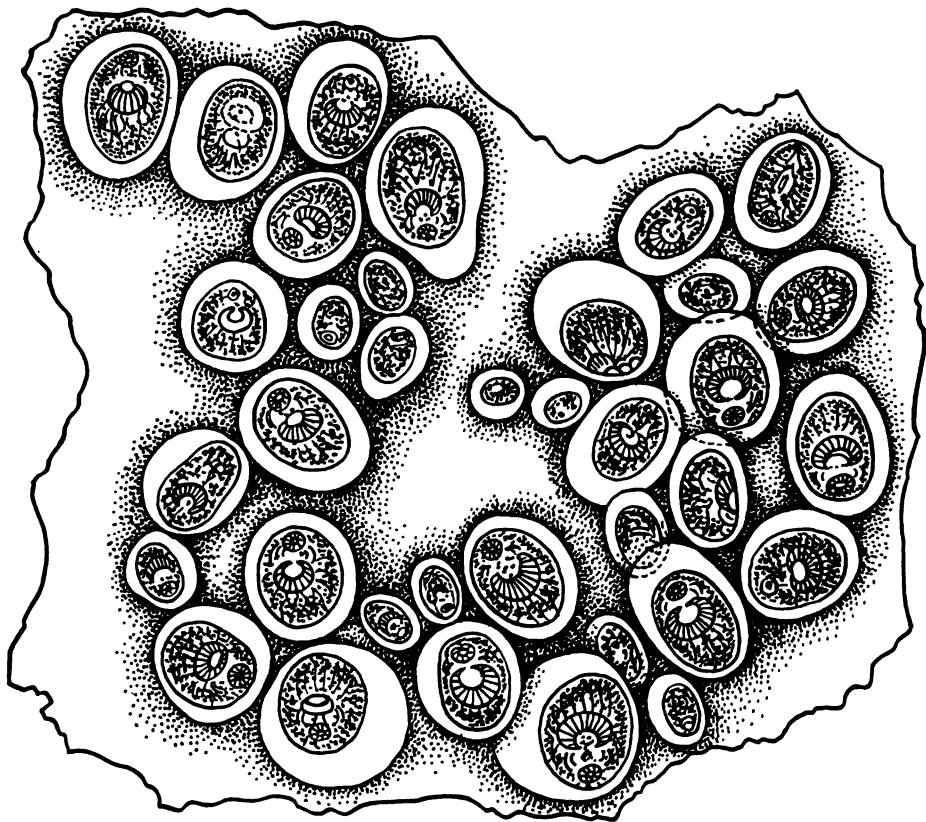


Рис. 38. Инцистированные метацеркарии *Tetracotyle* пузыря ерша (из: Догель, 1932).

Почки. Последними из внутренних органов исследуются почки. Задний конец почки — орган выделения, передний конец (так называемая головная почка) — орган кроветворения. Ткань почек настолько рыхла, что их обычно не удастся отпрепарировать целиком. Их удаляют, начиная от анального отверстия скальпелем и небольшими частями исследуют под биноклем, в сдавленном состоянии в нескольких каплях воды, между стеклами. При этом нужно следить, чтобы просматриваемый слой был очень тонким и прозрачным. Особо тщательно надо исследовать выводные каналцы и мочеточники. В них можно увидеть специфичных для выделительной системы трематод *Phyllodistomum* (рис. 40), цисты личинок стригейд *Strigea*, слизистых споровиков *Hofereilus cyprini* и *Myxobolus pfeifferi*, кокцидий *Eimeria rutili* (у карповых). У рыб сем. Cobitidae, Catastomidae, Centarchidae в мочеточниках и мочевом пузыре встречается моногенея *Acolpenteron*. Десять—пятнадцать участков из передней, средней и задней частей почек следует просмотреть под большим увеличением микроскопа

на простейших. В головной почке иногда встречаются кровепаразиты (видны на мазках при большом увеличении микроскопа). Возможно нахождение в почках ручьевой и радужной форелей мелких амёб, размер которых не превышает 20 мкм. Эти амёбы вызывают тяжелое воспаление почек и общее заболевание рыбы.

Глаза вырезают полностью из орбиты концами изогнутых («кривых») ножниц. Следует вскрыть глазные оболочки, разрезать глазное яблоко поперек, высвободить стекловидное тело и хрусталик, последний отделить. В разных частях глаза паразитируют личинки трематод (окончательными хозяевами которых являются рыбоядные птицы), хорошо заметные при небольшом увеличении лупы. Надо выскоблить всю внутреннюю часть глазного яблока. В соскобе можно обнаружить цисты плазмодий и микроспоридий, личинки *Diplostomatidae*, в отличие от личинок *Strigeidae* (= *Tetrastyle*) неинцистирующихся и лежащих свободно. В донной части глазного яблока между склерой и ретиной локализируются личинки *Diplostomum baeri* и *D. pungiti*, цисты микроспоридий. В соединительной ткани глаза байкальских рыб, просматриваемой компрессионным методом, можно найти микроспоридий *Myxobolus talievi* (они встречаются и на дне, и по краям глаза). Этот паразит вызывает образование опухолей, приводящих к слепоте. Также весьма опасен для глаз *Myxobolus spatulatus*. Между белковой и сосудистой оболочками глазного яблока, в глазных мышцах, в склере и стекловидном теле глаза у щук встречается *Henneguya schizura*.

В стекловидном теле обычны очень подвижные, белые, вытянутые, с заостренным задним концом личинки трематод *Tylodelphys clavata*. У налима — темно-серые, крупные черви *T. podicipina*. У окуневых встречаются свободно плавающие личинки *Diplostomum*, крупные (0.7—0.9 мм) личинки *Posthodiplostomum brevicaudatum*, личинки нематод *Camallanus* и *Desmidocercella numidica*. В хрусталике карповых рыб обычны личинки *Diplostomum spathaceum* и других видов этого рода. Они располагаются ближе к поверхности, соответственно концентрической слоистости этого органа. Увидеть их легко, если хрусталик положить в воду и осторожно поворачивать его двумя препаровальными иглами (не давить между стеклами!). Зажав хрусталик пинцетом, следует соскоблить слои до твердого центра, и здесь можно обнаружить диплостоматид (см. раздел. 9).

Кожа и мускулатура. После обследования внутренних и глаз следует перейти к исследованию кожи и мускулатуры, которые, как и полость тела, служат местом обитания личиночных фаз множества паразитов, в том числе весьма опасных для человека и домашних животных.

При помощи острого скальпеля нужно снять с рыбы кожу; для этого сделать круговой надрез за головной и вдоль позвоночника кзади, до хвоста, и отрезать, сначала с одного, потом с другого бока рыбы, так чтобы обнажилась мускулатура, и осмотреть внимательно внутреннюю поверхность кожи. Здесь часто встречаются паразитирующие в подкожной клетчатке, окруженные коричнево-

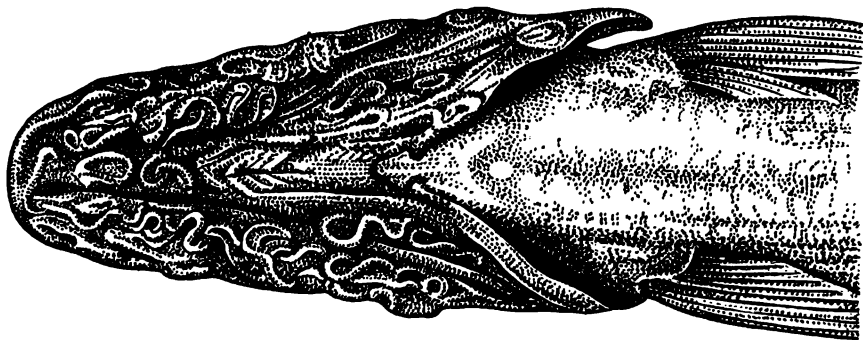


Рис. 49. Голова лжежереха тонкоголового, пораженного нематодой *Philometra rischta* (из: Скрыбин, 1917).

черным пигментом и просвечивающие через кожу чечевицеобразные цисты трематод *Posthodiplostomum cuticola*. Пигментные пятна, размером с булавочную головку, чаще всего находятся на плавниках и у их основания, на жаберной крышке, иногда во рту или на роговице глаза. Под кожей головы, под слизистой оболочкой рта и под жаберными крышками у лжежереха, тонкоголового краснопера, уклей, ельца локализуются иногда в огромных количествах нематоды *Philometra rischta* на разных стадиях развития (рис. 49). Как правило, паразиты заключены по 1—3 в капсулах. В коже, между лучами плавников (чаще хвостового, реже спинного), так же как и в полости тела, у желтощека и карасей встречается *Philometra sanguinea*. У осетровых, в частности у волжской стерляди, можно обнаружить нематоду *Cystoopsis acipenseris*, образующую хорошо заметные беловатые вздутия — желваки, до 1 см в диаметре. В каждом таком желваке находятся самец и самка паразита. Самец цилиндрической формы, до 3 мм длины. У самок задний конец пузыревидно расширен и имеет 3—4 мм в диаметре. Во время созревания яиц паразита стенки желвака утоньшаются и прорываются наружу, яйца выпадают в воду. С внутренней стороны кожи могут быть встречены цисты личинок некоторых цестод и в соскобе (под большим увеличением микроскопа) миксоспоридии. Кожу рекомендуется смотреть под биноклем в падающем свете. Затем следует кожу перевернуть и просмотреть чешуйки. Все чешуйки чем-либо отличающиеся (цветом или формой) снять и осмотреть отдельно.

Не забыть перед обследованием мускулатуры обследовать яйцеклад у горчача, где находили моногеней (*Dactylogyrus*).

Мускулатура у крупной рыбы осматривается с одной стороны тела. Мышцы следует надрезать в виде «книжечки» и сначала «перелистать» визуально. Биохимические процессы в теле рыбы протекают неравномерно. У стремительнодвигающихся рыб они наиболее эффективны в участках за головой (2—3 см) и при переходе в хвостовую часть. Здесь обычна наибольшая концентрация

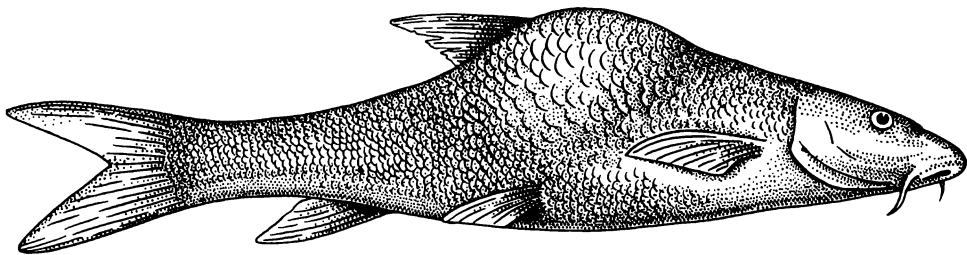


Рис. 50. Днепровский усач, пораженный «шишечной болезнью», вызываемой *Myxobolus pfeifferi* (из: Шульман, 1966).

личинок и взрослых паразитов. Острым скальпелем срезают с мышц тонкие пластинки в направлении от позвоночного столба и небольшими частями под предметным стеклом просматривают под биноклем. Среди мышц можно наблюдать «серые поля» микоспоридий (под большим увеличением микроскопа): Здесь можно обнаружить споровика *Myxobolus pfeifferi*, вызывающего «шишечную болезнь» (рис. 50), *Henneguya zchokkei* (споры снабжены длинными отростками), поражающего мышцы и мышечную соединительную ткань (у сигов). Опухолеобразные цисты (до 3 см длины) чаще всего обнаруживают вокруг анального отверстия. В них находятся снабженные длинными отростками споры (не более 6 мкм длиной). В последние годы выяснилось, что микоспоридии выдерживают весьма продолжительное (до нескольких лет) замораживание. Когда нет возможности исследовать рыбу на месте (например, в рейсе), для обнаружения микоспоридий достаточно исследовать свежedefрактированную (размороженную) рыбу. В мускулатуре преимущественно сельдевых могут быть встречены личинки нематод *Anisakis*. Извлеченная из цисты личинка имеет до 4 мм длины, при ширине менее 1 мм. В передней части полупрозрачного тела просвечивает так называемый «желудочек». По нему можно отличить личинок рода *Anisakis* от других анисакидных личинок.

В верхних слоях мускулатуры карповых обычны цисты *Posthodiplostomum cuticola*, но в значительно меньшем количестве, чем в подкожной клетчатке; цисты личинок *Hysteromorpha triloba* — паразита бакланов — светлые, яйцевидные, до 0.5 мм в длину, окруженные одной оболочкой, локализуются главным образом в спинной мускулатуре. Они нарушают целостность ткани и вызывают местные кровоизлияния и язвы. Эти личинки встречаются иногда в огромных количествах, переполняя всю мускулатуру спины, и хорошо видны при компрессорном исследовании (рис. 51, 52). И *Posthodiplostomum*, и *Hysteromorpha* распространены в основном в низовьях крупных рек, впадающих в Черное, Азовское и Каспийское моря, что связано с распространением их окончательных хозяев — цапель и бакланов. Особого внимания заслуживают личинки трематоды *Opisthorchis felineus* (чаще всего

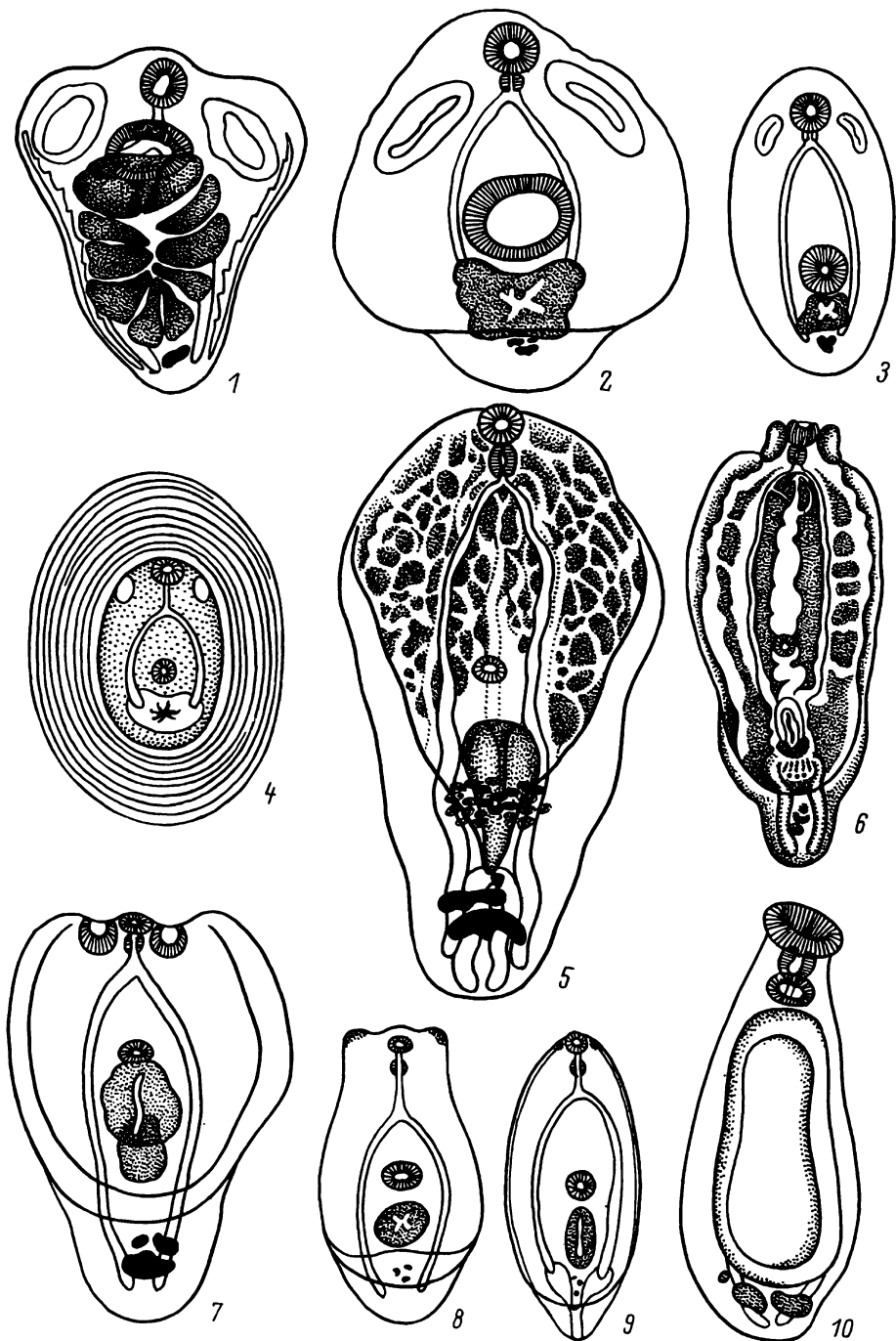
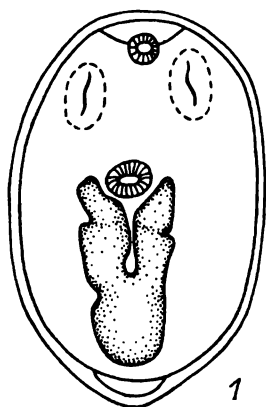
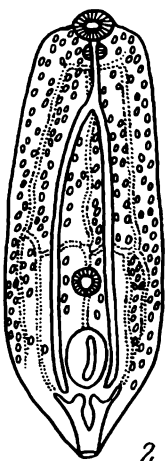


Рис. 51. Личинки трематод — паразитов рыб.

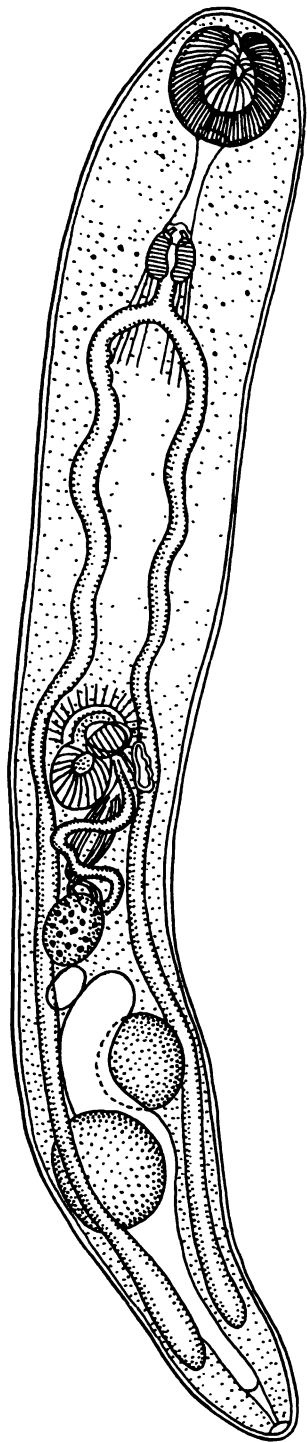
1 — *Apharyngostrigea cornu*; 2 — *Ichthyocotylurus variegatus*; 3 — *Ichthyocotylurus pileatus* (из: Дубинин, 1952); 4 — *Ichthyocotylurus erraticus* (из: Hughes, 1928); 5 — *Conodiplostomum perlatum*; 6 — *Bolboforus confusus* (из: Ciurea, 1930); 7 — *Hystero-morpha triloba*; 8 — *Diplostomum spathaceum*; 9 — *Tylodelphys clavata*; 10 — *Cyathocotyle* (из: Дубинин, 1952).



1



2



3

Рис. 52. Личинки трематод.

1 — *Apharyngotrigea sogdiana* (из: Аганова, 1971); 2 — *Tylodelphys clurata* (из: Kozicka, Newiadomska, 1960); 3 — *Galactosomum phalacrocoracis* (из: Pearson et al., 1978).

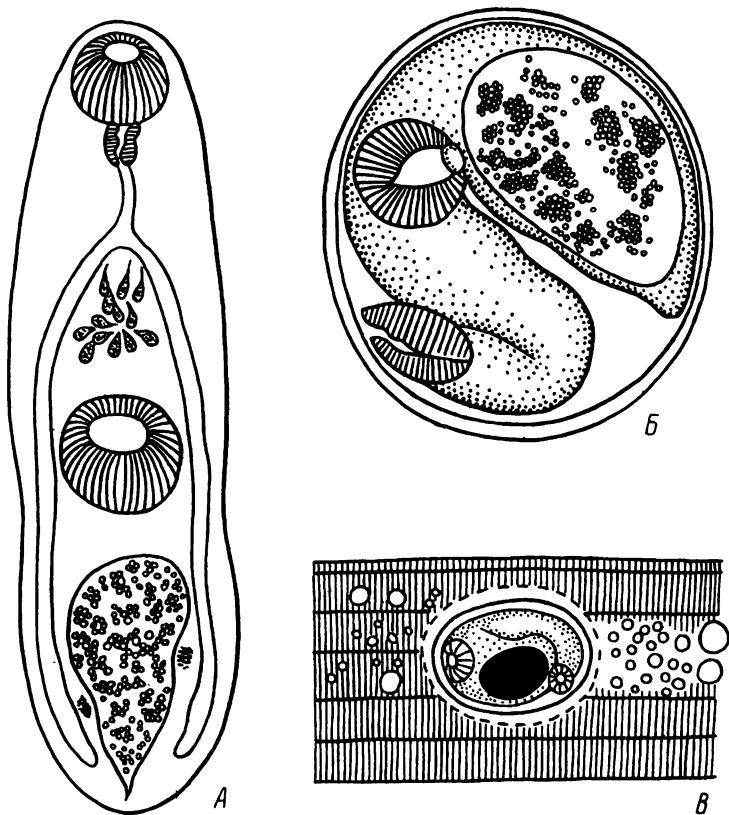


Рис. 53. Личинка *Opisthorchis felineus*.

А — общий вид; Б — личинка в цисте (из: Vogel, 1934); В — циста с личинкой в мышцах рыбы (из: Догель, 1932).

встречаются в язе, ельце и плотве) — возбудителя тяжелого заболевания людей — описторхоза. Внутри маленькой цисты находится сложенный вдвое червячок с двумя присосками в передней трети тела и большим, темным, почти черным, выделительным пузырем на заднем конце (рис. 53). Кроме *Opisthorchis* в названных рыбах встречаются личинки близкого ему рода *Metorchis* — во взрослом состоянии паразита желчного пузыря кошек и рыбоядных птиц. Кроме того, у разных рыб могут быть обнаружены личинки ряда видов трематод сем. Heterophyidae. Некоторые из них во взрослом состоянии также являются паразитами человека: например, *Metagonimus yokogawai*. Личинки его живут в мышцах, подкожной клетчатке (соединительной ткани), плавниках, жабрах, хвосте карповых, лососевых и окуневых рыб Дальнего Востока и Причерноморья. В рыбах Дальнего Востока паразитируют личинки трематод *Clonorchis sinensis* — возбудителя печеночного клонорхоза человека (рис. 54). В мускулатуре у форели и других лососевых встречается *Triaenophorus crassus*.

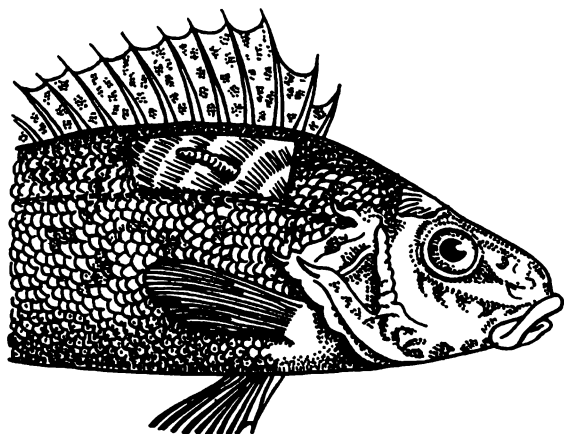
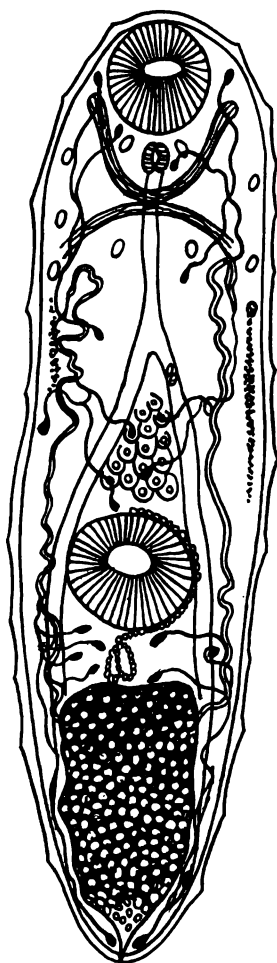


Рис. 55. Плероцеркоид широкого лентеца в мускулатуре ерша (из: Павловский, 1946).

В морских (преимущественно пелагических) рыбах весьма широко распространены трематоды сем. *Didymozoidae*. Некоторые виды паразитируют в мускулатуре. Мешковидное тело неправильной формы заполнено грязно-оранжевой или коричневой массой яиц. В мускулатуре могут быть встречены их мелкие личинки.

Плероцеркоиды широкого лентеца *Diphyllobothrium latum*, встречаемые в полости тела, живут во множестве и в мышцах различных хищных рыб (щуки, окуня, налима, ерша и некоторых других). Это личинки молочного цвета, до 1 см длиной, на первый взгляд плохо заметны в мускулатуре (рис. 55). Число их достигает иногда нескольких сотен в одной рыбе. Известен случай нахождения почти полутора тысяч плероцеркоидов в одной щуке.

В мускулатуре многих морских рыб часто встречаются личинки ленточных червей *Scolex polymorphus*. В мясе кеты, горбуши, лосося, осетра и других рыб широко распространена спирально

скрученная нематода *Porrocoesum capsularia*, вызывающая браковку больших партий промысловых рыб. Несколько более крупные, чем *Anisakis*, личинки нематод *Terranova* своей красно-коричневой окраской хорошо заметны в светлой мышечной ткани морских рыб. Нередки в мышцах преимущественно хищных рыб личинки нематоды *Eustrongylides excisus*, образующие кроваво-красные нарывы в мускулатуре судаков. Окончательными хозяевами их являются бакланы, реже пеликаны. В случае недостатка времени, при исследовании свежей рыбы все, начиная с мышц, можно оставлять в холодильнике или просто на холоде до следующего дня.

В хрящевых частях скелета, главным образом головы, хвоста и плавников форелевых рыб, встречаются плазмодии одного из самых вредоносных слизистых споровиков — *Myxosoma cerebralis* (рис. 56). Они имеют вид амёб с лапчатыми псевдоподиями и при своем росте растворяют вещество хряща. Просмотр под микроскопом обломков такого хряща, например слуховой капсулы, обнаруживает присутствие чечевицеобразных спор, диаметром до 6—10 мкм. Повреждение этим паразитом позвонков нередко ведет к искривлению позвоночника; задняя половина тела рыбы оказывается согнутой под углом к передней, при этом симптоматично резкое потемнение кожи задней половины или трети тела. Под действием *Myxosoma cerebralis* рыбы заболевают «вертежом», часто приводящим к массовой гибели форели, особенно молоди. При специальном исследовании хрящевой ткани лососевых на возбудителя вертежа рекомендуется участок черепа и подозрительных частей позвоночника мелко раскрошить (еще лучше растереть в ступке), под предметным стеклом обнаружить темные участки; просмотреть вытяжку из этого «крошева», зарисовать, измерить плазмодии, приготовить препарат, определить, лишь после этого можно сказать, что есть опасность массового заболевания.

Для обнаружения плазмодиев у сеголетков (у которых еще не бывает спор) применяется гистологический метод изготовления серии срезов (толщиной 5 мкм) из заглазничной области тела, с окраской гематоксилином Эрлиха (Богданова, 1963, 1977).

У тресковых рыб в хрящах и костях черепа и в хрящевой белковой оболочке глаза могут быть встречены достигающие 3 мм эллипсоидные цисты микроспоридии *Myxobolus aeglefini*, биологически близкого к предыдущему виду.

В нервной системе — головном и спинном мозге, которые исследуются также компрессорно, паразитируют личинки стригеид *Neodiplostomum scardinii* (у карповых) и другие. Попадая в глазные нервы, личинки *Diplostomum* могут вызывать сильное выпячивание глаза. Чтобы достать мозг, следует снять участок черепа в этой области и вынуть его, держа за продолговатый мозг; под предметным стеклом просмотреть под биноклем. Несколько проб из разных мест просмотреть под большим увеличением микроскопа на миксо- и микроспоридий. Цисты *Tetraco-*

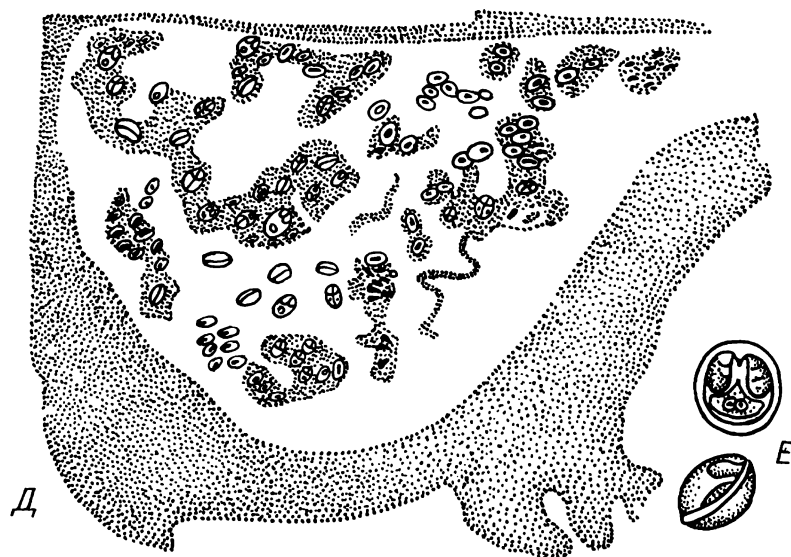
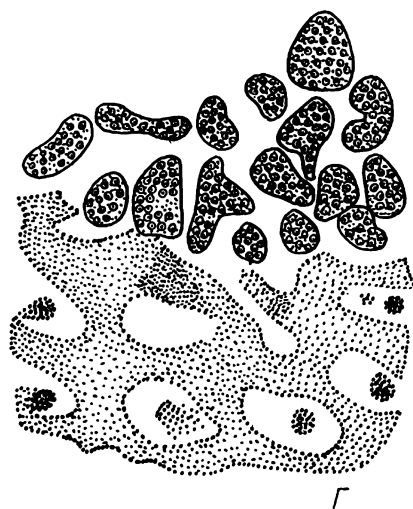
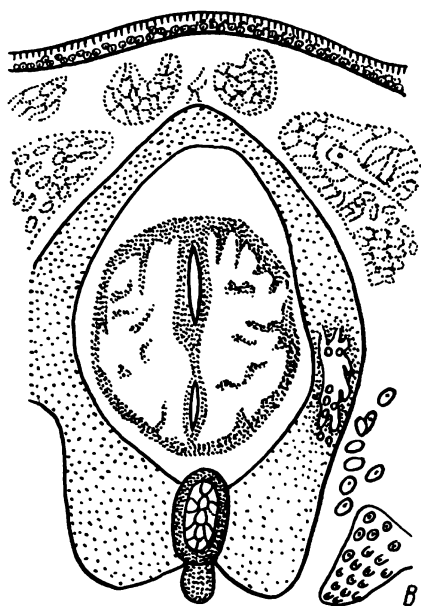
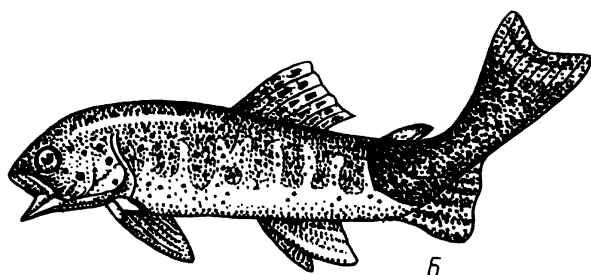
тyle заполняют желудочки головного мозга иногда в громадных количествах, попадают на наружной поверхности мозга, под его оболочкой. В кровеносных сосудах мозга карповых, под мозговой оболочкой, в желудочках мозга, в церебральной жидкости может быть обнаружен слизистый споровик *Myxosoma encephalina*, закупоривающий иногда целиком их просветы. Плазмодии имеют вытянутую колбасовидную форму и содержат мелкие круглые споры. В мозге красноперки встречаются личинки *Ornithodiplostomum scardinii*. Чтобы достать спинной мозг, следует разрезать спинной хребет, срезав предварительно спинные отростки и ребра; выделить спинной мозг, отламывая небольшими участками позвоночник. После визуального обзора просмотреть под бинокуляром и под большим увеличением микроскопа: здесь также могут быть миксо- и микроспоридии. В спинном мозге у форели можно встретить *Myxobolus neurobius* (рис. 57).

Как следует из всего вышеизложенного, рыба является либо окончательным хозяином для паразитов, которые достигают в ней половой зрелости и откладывают яйца (например, кишечные ленточные черви, трематоды, круглые черви, скребни), либо промежуточным — для большого числа личинок (метацеркарий, личинок цестод, нематод), которые развиваются до взрослого состояния в кишечнике хищных рыб и других позвоночных: рыбоядных птиц и млекопитающих, включая человека. Будучи проглочены с рыбой, плероцеркоиды широкого лентеца и метацеркарии *Opisthorchis* (в мышцах рыб), личинки *Diplostomum* (в хрусталике карповых), личинки *Bucephalus* (на жабрах) и другие паразиты достигают зрелости в кишечнике окончательного хозяина. В различных органах и тканях лососевых паразитирует метацеркария *Nanophyetus salmincola*, заражение которой происходит в пресных водах. В одной рыбе иногда можно обнаружить сотни и даже тысячи экземпляров. Метацеркария вызывает заболевание нанофетиоз, который часто встречается у людей вследствие употребления в пищу сырой или недостаточно термически обработанной лососевой рыбы.

Изучение метацеркарий и других неполовозрелых паразитов чрезвычайно важно, так как многие из них являются болезнетворными как для самой рыбы, так и для человека и домашних животных, употребляющих рыбу в пищу. Так, весьма патогенны для рыб *Posthodiplostomum cuticola* и *Hysteromorpha triloba*, виды рода *Ligula*, *Triaenophorus nodulosus*, *Philometra rischta*, *Eustrongylus excisus* и ряд других гельминтов. Опасными болезнетворными паразитами, которыми человек заражается от рыбы, являются широкий лентец *Diphyllobothrium latum*, кошачья двуустка *Opisthorchis felineus*, китайская двуустка *Clonorchis sinensis*.

Рис. 56. *Myxosoma cerebralis*.

А — форель с изуродованным черепом; Б — форель с изогнутым позвоночником и почерневшим задним концом тела (из: Plehn, 1924); В — амебиды в разрушенном хряще черепной коробки; Г — то же при большем увеличении; Д — то же при еще большем увеличении, в амебоидах видны споры; Е — споры (из: Успенская, 1959).



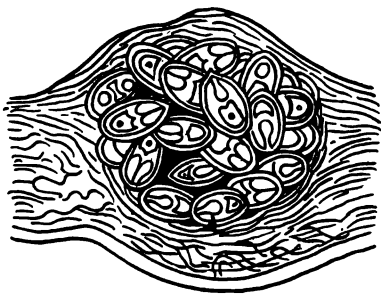


Рис. 57. Циста *Myxobolus neurobius* в нервных волокнах форели (из: Шультман, 1966).

Еще раз следует напомнить, что перечисленными в этой книге для примера видами далеко не исчерпывается все многообразие паразитов полости тела и внутренних органов рыб.

9. МЕТОДИКА СБОРА И ПЕРВИЧНОЙ ОБРАБОТКИ ЛИЧИНОК ТРЕМАТОД — МЕТАЦЕРКАРИЙ

В настоящее время известно более 30 родов и более 60 видов метацеркарий, принадлежащих различным семействам трематод (Bucephalidae, Strigeidae, Diplostomidae, Cyathocotylidae, Echinostomatidae, Clinostomatidae, Opisthorchidae, Heterophyidae, Galactosomatidae, Nanophyetidae) и паразитирующих в рыбах, которые являются их промежуточными хозяевами. Окончательными хозяевами метацеркарий являются рыбообразные птицы и млекопитающие, включая человека. Метацеркарии локализуются повсюду, во всех органах и тканях хозяина. В кожных покровах, жабрах, плавниках, в подкожной клетчатке обитают *Posthodiplostomum* (Diplostomatidae) и различные виды сем. Heterophyidae, как правило в черно-пигментированных капсулах; в мускулатуре (в цистах) — виды сем. Opisthorchidae, Strigeidae, Cyathocotylidae, Diplostomatidae, в брюшной полости и на поверхности органов (в цистах) — многие Strigeidae (до инцистирования они развиваются в свободном состоянии); в глазах и нервной системе — *Diplostomum* (свободные, неинцистированные), *Thylodelphys* (в стекловидном теле). Мигрирующие формы метацеркарий (очень мелкие личинки) могут быть встречены в разных органах. Локализация метацеркарий в организме хозяина является одним из важных признаков их систематического положения, поэтому следует очень точно регистрировать место находки той или иной личинки. Так, например, *Ichtyocotylurus cicullus* у ерша встречается в глазном яблоке, в сердце, в печени, но всегда при этом в жировой ткани. Следовательно, его локализация — жировая ткань того или иного органа.

Если для определения видовой принадлежности взрослой трематоды (мариты) достаточно иметь хороший тотальный, постоянный препарат, то определение личинок сопряжено со значительными трудностями. Основной причиной является малое количество

стабильных признаков на этой фазе развития. Родовое определение при этом легче, чем видовое. В основном приходится использовать количественные (мерные) показатели и их соотношения, в связи с чем к сбору и обработке материала предъявляются определенные, более строгие, чем в других случаях, требования. Следует учесть, что в процессе своего развития метацеркарии после внедрения церкарии в хозяина морфологически изменяются в связи с бурным ростом тела и происходящего затем некоторого сокращения размеров. Например, при инцистировании они могут уменьшаться в размерах более чем вдвое. Достигнув инвазионной стадии, личинки остаются неизменными.

Наиболее полноценные данные о строении метацеркарий стригеид можно получить только при параллельном изучении и фиксированных, и живых червей. Изучение живого материала позволяет более отчетливо выявить структуру оболочек цисты, вооружение кутикулы, строение вентральной впадины и органа Брандеса, положение и форму псевдоприсосок, элементы выделительной системы, т. е. признаки, имеющие систематическое значение.

Изучение живых метацеркарий внутри цист можно производить, помещая их в воду, в которой инцистированные личинки могут прожить несколько суток. Средой для изучения живых личинок — их морфологии, характера движения — служит физиологический раствор. Хорошо сохраняются они в щелочном физиологическом растворе (7.5 г двууглекислого натрия, 1 л воды). Солевой нейтральный и содовый физиологический растворы должны быть всегда «под рукой» исследователя в необходимом количестве. При изучении метацеркарий под микроскопом следует следить за тем, чтобы не испарялась вода из-под покровного стекла, что приводит к повышению концентрации солей и ускоряет гибель червей. Вода добавляется постепенно, по мере высыхания препарата, пипеткой с оттянутым концом.

Изучению способствует витальная окраска метацеркарий основными красителями (нейтральным красным и метиленовым синим). Из красителей готовят 1 %-ные водные растворы. Такой рабочий раствор по каплям добавляют в среду с личинками, до получения светло-розового или светло-голубого тона. Витальная окраска позволяет выявить железистые элементы и кишечник паразита. Краска способна проникать сквозь оболочки и может применяться для окрашивания инцистированных форм. Окраска витальными красителями держится недолго, поэтому прижизненно окрашенные объекты следует быстро рассмотреть, зарисовать или сфотографировать. При работе с нейтральным красным нельзя применять содовый физиологический раствор, в котором краска выпадает в виде ярко-оранжевого хлопьевидного осадка.

Личинки стригеидид, особенно сем. *Strigeidae*, часто бывают заключены в капсулы с толстыми, сложными стенками, хрящевой или желатинозной консистенции. Такие капсулы могут быть очень прочными, и при механическом выделении из них метацеркарий редко удается избежать повреждения последних.

Для извлечения метацеркарий из капсулы удобнее всего применять препаровальные иглы с деревянными ручками, сделанные самим исследователем из швейных игл первых номеров или самых тонких энтомологических булавок. Очень удобны и иглы «наоборот», т. е. воткнутые острием в ручку и с расплюснутым (молотком) ушком. Полученная таким образом «лопаточка» изгибается под прямым углом. Для освобождения личинки капсулу следует прижать лопаточкой и иглой, осторожно (чтобы не задеть личинку) порвать оболочку и пипеткой помочь личинке выйти из капсулы. Пипетки должны быть разные по диаметру и также лучше самодельные.

Для освобождения метацеркарий существует способ «переваривания» оболочек капсул растворами пепсина, трипсина, желудочным соком или антиформинном (Судариков, Шигин, 1965). Растворение капсулы следует контролировать под лупой или бинокуляром и не передерживать ее в растворителе во избежание гибели личинок.

В полевых условиях, при отсутствии термостата, нет возможности для извлечения метацеркарий из капсул применять метод «переваривания» растворами пепсина и трипсина. В этих случаях можно применять аптечный антиформин (щелочной раствор гипохлорида натрия).

Рабочая концентрация антиформина подбирается опытным путем. В культуру инцистированных метацеркарий в воде или в физиологическом растворе прибавляют каплю антиформина и контролируют под лупой или бинокуляром набухание и растворение цисты. Если этого не происходит, добавляют еще каплю. Освободившихся личинок следует перенести в чистую воду или физиологический раствор немедленно, иначе личинки погибнут и растворятся. Для получения живых личинок этот метод эксцистирования непригоден.

Г. А. Глазков (1979) разработал ускоренный метод выделения метацеркарий *Opisthorhis felineus* путем переваривания мяса рыбы в искусственном желудочном соке. Эта специальная методика применима только для *Opisthorhis*. Для полного паразитологического вскрытия она непригодна. С рыбы снимают кожу, мышечную ткань вместе с подкожной клетчаткой отделяют от костей, тщательно измельчают ножом или перемалывают в мясорубке. Навески по 5—150 г помещают в чашки с широким дном и заливают желудочным соком (1—10). Пробы помещают в термостат при температуре 36—37 °С (периодически перемешивают) на 0.5—3 ч (трех часовая экспозиция дает лучшие результаты). При более длительном сроке личинки гибнут. Содержимое сосудов фильтруют через металлический сетчатый фильтр с величиной ячеек 1×1 мм. Через 15—20 мин личинки описторхов опускаются на дно. Верхний слой желудочного сока и переваренную мышечную ткань сливают, а осевших личинок переносят в чашки Петри, которые просматривают под бинокуляром. Для отделения метацеркарий от примесей в чашку Петри наливают физиологический раствор и делают

несколько круговых движений, в результате чего личинки концентрируются в центре чашки. Физиологический раствор с остатками мышечной ткани удаляют пипеткой. При сильном заражении рыбы выделяются сотни или даже тысячи личинок описторха. При параллельном исследовании мышц рыбы компрессорным способом количество личинок, выделенных перевариванием, оказывается в 1,5—2 раза меньше.

На живых экземплярах хорошо выявляются возрастные группы личинок: 1) формы с церкарными признаками — круглые, 2) уплощенные, но еще без известковых телец, 3) инвазионные метацеркарии, с известковыми тельцами и зачатками половых желез.

После отмывки личинок следует зарегистрировать возрастные группы, при этом иметь в виду явление изменения размеров и формы тела в результате старения и в случае заражения их микроспоридиями. Зараженные микроспоридиями особи очень крупные, непрозрачные, серые или черные, иногда — как мешок со спорами *Nosema*. Они заражают других метацеркарий. В местах внедрения спор в личинку на поверхности тела образуются «бородавки», затрагивающие паренхиму и покровы. При старении личинок нарушается рисунок расположения известковых телец и их количество. Известковые тельца (элементы вторичной выделительной системы стригеидид) следует изучать на свежем материале, определяя их число и особенности расположения. При изготовлении препаратов они разрушаются.

При описании новых видов обязательно следует произвести серебрение известковых телец и учет их численности «на глаз» («мало», «много», «очень много»). Серебрение производится раствором азотнокислого серебра. Живых личинок фиксируют 95-градусным спиртом в течение 5—10 мин, затем отмывают дистиллированной водой (при встряхивании пробирки для отмывки кусочков слизи). Отмытых личинок переносят в 0,5 %-ный раствор азотнокислого серебра и выставляют на яркий свет. На свету известковые тельца начинают быстро темнеть. Этот процесс следует контролировать под лупой или биноклем и приостановить его, когда личинки приобретают темно-бурую окраску (не доводить до черноты!). Из раствора серебра надо быстро перенести личинок в речную воду или в солевой физиологический раствор для отмывки. Воду или физиологический раствор несколько раз меняют, пока не исчезнут следы помутнения. Отмытых личинок помещают в 30 %-ный раствор гипосульфита натрия (употребляется в фотографии в качестве фиксажа) на 3—5 мин, затем отмывают в воде и готовят препарат обычным способом (см. раздел 12).

Замечено, что мало известковых телец у личинок, окончательными хозяевами которых являются крачки; значительно больше — у личинок, заканчивающих свое развитие в других чайковых птицах; наибольшее число — у метацеркарий утиных трематод. Известковые тельца предохраняют личинок от переваривания (при попадании в окончательного хозяина). Число известко-

вых телец (т. е. общая масса извести) сопряжено с кислотностью желудочного сока окончательного хозяина.

Нужно фиксировать как свободных, так и инцистированных личинок — лучше только что умерших в воде или физиологическом растворе. Фиксатор должен сохранять структуру тканей и органов и не изменять абсолютных и относительных размеров тела и органов личинки. Также он не должен влиять на последующие операции, т. е. окраску объекта, обезвоживание, просветление и заключение в соответствующие среды для приготовления постоянных препаратов или срезов. Основным недостатком большинства фиксаторов является то, что они не обеспечивают стандартной и однотипной фиксации живых метацеркарий. Особенно большими недостатками как фиксатор обладает 70-градусный спирт, который до сих пор является основным фиксатором метацеркарий во время их массовых сборов.

В. Е. Судариков и А. А. Шигин (1965) разработали методику фиксации и окраски метацеркарий уксуснокислым кармином, которая уже прочно вошла в практику при работе с личинками. Уксуснокислый кармин является одновременно и фиксатором, и красителем. В сравнении с другими фиксаторами он действует наиболее стандартно и однотипно, прост в изготовлении и дает вполне удовлетворительные результаты. Приготавливается уксуснокислый кармин следующим образом: 45 см³ ледяной уксусной кислоты разбавить 55 см³ дистиллированной воды и всыпать 3—4 г мелко растертого кармина (лучше всего брать кармин — накарат). Смесь кипятить в течение часа на медленном огне, на асбестовой подставке, до получения насыщенного раствора. После охлаждения дать краске отстояться от осадка и профильтровать. Для приготовления рабочего раствора один объем краски разводят в двух объемах 45 %-ной уксусной кислоты. Готовый раствор сохраняется долгое время и не нуждается в антисептиках и стабилизаторах. Уксуснокислый кармин окрашивает как живых, так и фиксированных метацеркарий после любого фиксатора. Проникая сквозь оболочки цисты, он окрашивает и инцистированных личинок. При окраске нужно следить, чтобы как можно меньше воды попало в краску. После окраски объекты дифференцируются в солянокислом спирте (1 %-ный раствор соляной кислоты в 70-градусном спирте). Изготавливают препараты по обычной методике, при этом из солянокислого спирта можно переводить личинок в спирты возрастающей крепости без промывания водой.

Окраска фиксированных личинок производится так же, как и взрослых трематод. Наиболее употребительны карминовые и гематоксилиновые красители. Следует учесть, что карминовые красители не окрашивают объекты после формалиновой фиксации, хотя есть рекомендация по этому поводу (Рыбалтовский и др., 1967).

Количественный учет метацеркарий ведется по нескольким пробам, взятым из спинной и брюшной частей туловища рыбы (передней, средней и хвостовой). Основная масса личинок локали-

зуется в передней части тела, в участке 2—3 см за головой, а у быстро движущихся рыб — еще и в области перехода в хвостовую часть.

При сборе личинок диплостоматид следует помнить, что большинство их локализуется в наружном, активном слое хрусталика, окружающем жесткую его часть. Осторожно, в небольшом количестве воды, нужно разрушить тонкими иглами наружный слой и дать немного постоять.

Специальную методику обработки метацеркарий диплостомид, широко применяемую исследователями, разработал А. А. Шигин (1976). Извлеченных из рыбы личинок нужно отмыть и оставить часа на 2—3 в воде, речной или водопроводной. За это время не достигшие инвазионной стадии личинки погибают (их определение до вида на этой стадии невозможно), а оставшихся в живых вместе с минимальным количеством воды помещают в раствор уксуснокислого кармина на 5—10 мин. Затем следует перенести их в 70-градусный подкисленный спирт для дифференцировки и последовательно провести через спирты возрастающей крепости (80, 85, 90, 96 градусов) для обезвоживания до диметилфталата (для просветления). Все манипуляции удобно производить в мелких пробирках, укрепленных в подставке из поролона или другого материала. Смену жидкостей необходимо осуществлять путем отсасывания старой и добавления новой, не вынимая объектов из пробирки. Диметилфталат добавляется непосредственно в 96-градусный спирт «по стенке» пробирки. При этом личинка оказывается на границе спирта и более тяжелого диметилфталата. Пропитавшись последним, она опускается на дно пробирки и будет готова для приготовления постоянного препарата (в канадском баальзаме).

Для полного обезвоживания объекта и лучшего его просветления желательна двухкратная смена в пробирке 96-градусного спирта. В тех случаях, когда почему-либо нельзя изготовить постоянный препарат сразу, это можно отложить, оставив метацеркарий либо в 80-градусном спирте, либо в диметилфталате, где они могут сохраняться длительное время.

Обязательным общим правилом при изготовлении постоянных препаратов является пользование отдельными пипетками: для живого материала, для фиксатора, для красителя, для спиртов, для просветляющего вещества.

При определении личинок диплостоматид используют данные измерений длины и ширины тела, произведение длины на ширину, соотношение размеров присосок (брать не по длине, а по произведению длины на ширину). Диагностическими признаками являются также: расстояние брюшной присоски от переднего конца тела и отношение ее к общей длине тела, число и расположение известковых телец (Шигин, 1976).

10. РЕГИСТРАЦИЯ И ЭТИКЕТИРОВАНИЕ ПАРАЗИТОЛОГИЧЕСКОГО МАТЕРИАЛА

Собранный в процессе полевых паразитологических вскрытий материал, который в дальнейшем поступит в разностороннюю научную обработку, должен быть самым тщательным образом документирован. Регистрация ведется по двум линиям: 1) запись в дневнике вскрытий, с полным учетом зараженности каждого исследуемого экземпляра рыбы и 2) подробная этикетировка всего собранного материала. В ряде случаев необходима зарисовка живых объектов (обязательно при этом проставлять или увеличение микроскопа, при котором сделан рисунок, или масштаб с помощью объект-микрометра; см. раздел 13).

Д н е в н и к. Для дневника удобнее всего использовать общую тетрадь и на каждый протокол вскрытия отводить развернутый лист. Запись ведется достаточно мягким черным карандашом (ни в коем случае не химическим!). По окончании полевых работ (если позволит время) рекомендуется переписать дневник чернилами. В протоколе каждого вскрытия отмечаются следующие сведения: номер вскрытия и название рыбы, пол, масса, размер, возраст, собранный материал для определения возраста (см. раздел 4), дата исследования (можно ставить сверху страницы), название водоема и пункта, откуда поступила рыба (по возможности подробнее отмечать места обитания рыбы). Если работа проводится только в одном пункте, название его следует обозначить один раз в начале тетради.

В ихтиопаразитологической практике принято обозначать порядковый номер вскрытия двумя цифрами, из которых первая является общим порядковым номером вскрытия, вторая — порядковым номером данного вида рыбы (так, «№ 154—6. Окунь» означает, что всего было вскрыто 154 рыбы, из них 6 окуней). Такая форма учета дает возможность все время ориентироваться в количестве вскрытых рыб. При обследовании большого числа рыб разных видов и возрастов очень важно вести ежедневный учет количества вскрытых хозяев каждого вида паразитов и степени их зараженности. Для этого следует составить список исследуемых рыб.

Начинающим исследователям рекомендуется записывать не только пораженные, но и все подвергнувшиеся исследованию органы (в порядке, установленном для всей работы; см. разделы 5 и 8). В случае отсутствия паразита против соответствующего названия органа пишется «паразитов нет». Однако, при установившейся привычке вскрывать рыбу всегда в строгом порядке, при гарантии, что ни один орган не будет пропущен, можно записывать в дневнике только те органы, в которых что-либо было найдено. В дневнике отмечается также действие паразита на пораженный орган, отклонения от нормы в организме рыбы, данные по питанию и биологии рыбы и все то, что так или иначе привлекает внимание исследователя. Здесь же можно делать и некоторые зарисовки с натуры. Удобно вести запись вскрытий и на специальных карточках,

выполненных типографским способом, из плотной бумаги, по той же форме. Каждой вскрытой рыбе будет соответствовать своя карточка. При обработке материала их можно комбинировать, раскладывая по видам хозяев и возрастам, сезонам, по группам паразитов и т. д. Образец такой карточки, приведенный А. П. Маркевичем (1950), может быть принят целиком или несколько видоизменен в зависимости от конкретных задач исследования. Например, может быть добавлена экологическая характеристика места обитания рыбы или какие-либо дополнительные данные по паразитам (пол, возраст). Следует расширить в дневнике и в карточке графу «примечания» для отметки точной топографии, степени зрелости, состояния паразита (циста, спора, зрелая спора).

Существует и другой тип записи вскрытий, исходящий не из исследуемого органа, а из обнаруженных паразитов, подробно изложенный в методическом пособии «Паразитологическое исследование птиц» М. Н. Дубининой (1955). Будучи несколько отличной по форме (сначала пишется название паразита, потом органа, где он был обнаружен), эта запись также предусматривает всегда определенный порядок вскрытия. Независимо от того какая форма протокола исследования будет принята, все сведения должны распределяться на странице дневника или карточке всегда в одном и том же порядке. При стандартном порядке записи значительно ускоряется систематическая обработка материала, при которой облегчается выборка из дневника необходимых сведений.

Э т и к е т и р о в а н и е — чрезвычайно ответственное и важное дело при сборе паразитологического материала, поэтому его надо проводить в ходе всего исследования. Этикетки пишутся временные, карандашом, и постоянные, желательно тушью на пергаментной бумаге или кальке. Последние обязательно высушивают до закладки в пробирку. Временные этикетки, с обозначением номера вскрытия рыбы, органа, где найден тот или иной паразит и их количества, помещаются под солонки или другие сосуды, в которых находятся паразиты. Если объекты достаточно крупные, этикетку можно вложить внутрь сосуда. Временная этикетка должна сохраняться во время всех дальнейших последовательных манипуляций с паразитами (отмывка, фиксация, помещение в спирт или другую жидкость) до момента укладки их в пробирку. В пробирку с зафиксированными паразитами вкладывается постоянная этикетка, также с указанием числа паразитов в пробирке (см. раздел 11). Весь материал должен быть этикетирован таким образом, чтобы в случае утраты дневника он остался вполне пригодным (достоверным) для научной обработки.

11. ФИКСАЦИЯ И ХРАНЕНИЕ ПАЗАРИТОВ

Как было указано ранее (см. раздел 7), перед любой фиксацией собранных паразитов (кроме нематод) следует хорошо отмыть в воде. Всех паразитов нужно фиксировать живыми, особенно трематод, передний конец тела которых вооружен шипами (*Echinostomatidae*, *Acanthostomatidae*), и ленточных червей с крючьями на сколексе (после смерти они выпадают). Число, расположение, форма и размеры шипов и крючьев — систематические признаки. Однако перед фиксацией рекомендуется выдерживать паразитов некоторое время в воде, чтобы ослабилась их мускулатура и червь перешел из сократившегося состояния в естественно вытянутое. Особенно это существенно для выворачивания хоботка у скребней.

Способ фиксации паразитов зависит от их систематической принадлежности и от задачи исследования. Самым простым и удобным средством фиксации и сохранения большинства многоклеточных паразитов с целью их определения и систематического изучения является 60—75-градусный спирт (не годится для фиксации метацеркарий). Ленточных червей (особенно большие пробы) удобнее фиксировать в просторной посуде, например в чашке Петри, чтобы предотвратить их спутывание в клубок. Чтобы зафиксировать крупных плоских червей (ленточных и трематод) в расправленном состоянии, их кладут на помещенное на дно чашки Петри стекло, наливают небольшое количество воды и накрывают сверху вторым (предметным) стеклом или двумя стеклами (для увеличения тяжести), иногда с добавочным грузиком, после чего сбоку пипеткой «подпускают» спирт несколько большей чем 70-градусной крепости.

Мелких трематод из одной пробы закладывают по несколько штук, с малым количеством воды, между покровными стеклами. Стекла можно сложить в солонке в несколько ярусов и осторожно, чтобы не смывать верхнее стекло, сбоку подлить из пипетки спирт, который вытеснит остатки воды между стеклами и убьет червей. Через некоторое время объекты освобождают из-под стекол, при помощи смывания их струей спирта из пипетки.

Полезно также фиксировать отдельных червей на предметном стекле, слегка придавливая покровным стеклом (при помощи иглы) под лупой. Хорошие результаты при фиксации мелких трематод и ленточных червей дает метод «встряхивания». В химическую пробирку с находящимися в ней объектами наливают воду (около $\frac{1}{3}$ пробирки) и, закрыв большим пальцем отверстие, непрерывно встряхивают ее в течение 3—4 минут (до тех пор пока черви не вытянутся). После этого в пробирку почти доверху доливают 96-градусный спирт и энергично встряхивают еще несколько раз. Зафиксированные таким образом черви сохраняются в 70-градусном спирте. Скребней фиксируют также в 70-градусном спирте, но более длительно (не менее 2 ч). Для того чтобы хоботок у них был вывернут, применяют способ

осторожного, но достаточно сильного сдавливания червей между стеклами, иногда с грузиком (под лупой или биноклем). Толстые экземпляры следует накалывать тонкими иглами в двух-трех местах.

Круглых червей рекомендуется фиксировать подогретым фиксатором и хранить в жидкости Барбагалло (3 %-ный раствор формалина в физиологическом растворе поваренной соли). Жидкость эта, поддерживая осмотическое равновесие в тканях, предохраняет паразита от сморщивания и деформации, что часто случается при хранении нематод в спирте. Мелких и нежных нематод, как указывалось выше, следует переносить в фиксатор без промывки или промыв в физиологическом растворе (не в воде!). Пиявок лучше всего фиксировать 1—2 %-ным раствором формалина, который хорошо сохраняет форму и пигментацию тела. Паразитических рачков и личинок моллюсков фиксируют 70-градусным спиртом или 3 %-ным формалином. В последнем случае сохраняют их также в 70—75-градусном спирте.

Моногеней рекомендуется фиксировать двумя способами. Для приготовления глицерин-желатиновых препаратов, позволяющих более детально рассмотреть хитиновые части прикрепительного диска и половой системы, паразитов фиксируют 4 %-ным формалином (лучше горячим для меньшего искривления червей). Это нежные объекты, придавливанием между покровными стеклами они легко разрушаются, поэтому фиксацию их надо производить под контролем лупы или бинокля. Мелких фиксированных моногеней, ввиду их малых размеров, рекомендуется не сохранять в пробирке (во избежание потерь), а сразу же изготовить глицерин-желатиновые препараты. Фиксировать мелких червей формалином или другим реактивом не обязательно, фиксатор заменяет входящая в глицерин-желатин карболовая кислота.

Большую часть крупных дактилогириней и других низших моногеней, достигающих в длину 1.5—2.0 мм (не более), а также высших, таких как *Diplozoon*, *Nitzschia*, следует фиксировать 70-градусным спиртом или лучше жидкостью Мюллера (бихромат калия 2.5 г, сернокислый натрий 1, дистиллированная вода 100 см³) в живом состоянии и придавленных покровным стеклом или кусками предметного, как трематод для окраски и изготовления постоянного препарата (см. раздел 12). Для изготовления тотальных препаратов из диплозоонов и других крупных моногеней можно рекомендовать фиксатор Ван Клива (85 частей 85-градусного этилового спирта, 10 частей 40 %-ного формалина, 5 частей ледяной уксусной кислоты), с последующим хранением в 70-градусном спирте (Хотеновский, 1974).

Еще лучше моногеней не фиксировать, а прямо заключать в глицерин-желатин (Гусев, 1978, 1983).

При фиксации паразитов очень важно соблюдать следующие условия: объем фиксирующей жидкости должен в несколько десятков раз превышать объем фиксируемых объектов; фиксатор не приливают постепенно, объект переносят в фиксатор или

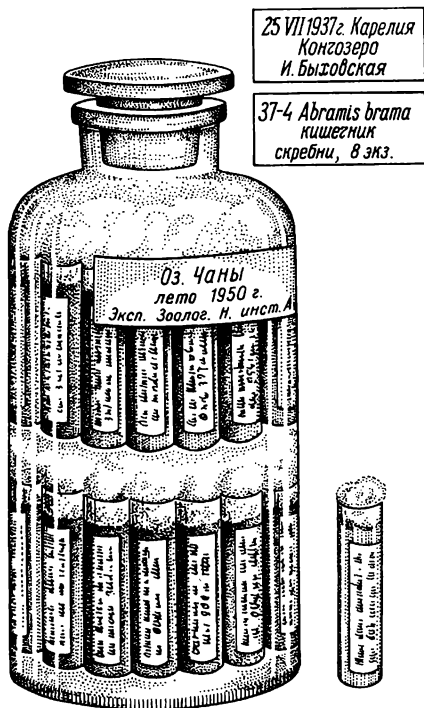


Рис. 58. Материальная банка с пробирками.

последний сразу выливают на объект. При промывании объектов и замене воды фиксатором и затем спиртами возрастающей крепости рекомендуется (особенно при обработке мелких паразитов) не переносить объекты из солонки в солонку и не сливать жидкость, а отсасывать ее пипеткой (под лупой). Паразитов, собранных из разных органов или относящихся к разным систематическим группам, фиксировать и размещать после фиксации в пробирки всегда отдельно. Учесть, что размеры фиксированных особей значительно меньше, чем живых (например, *Hysterothelphusa trilocata*: — 0.97—2.02 длины, фиксированные — 0.60—1.25 мм). С фиксации кровепаразитов и других простейших подробно сказано в разделе 5.

Для изучения анатомо-гистологического строения паразитов, которое предусматривает заливку объектов в парафин и при-

готовление срезов, применяют различные специальные фиксаторы. Из них наиболее удобен и распространен Ценкер-формол (см. раздел 14). Червей фиксируют 30—40 мин в этой жидкости (лучше подогретой), после чего промывают в воде (срок промывания зависит от размеров червя или кусочка зараженного органа или ткани) и йодируют, т. е. для отмывания из тканей сулемы выдерживают в течение 30—40 мин в 70-градусном спирте куда добавляют йод до получения цвета средне-крепкого чая. Срок йодирования также зависит от величины объекта. Сохраняют фиксированных паразитов в 70-градусном спирте, с обязательной пометкой на этикетке «Ц.-ф.» (Ценкер-формол).

Фиксируют также сулемой с уксусной кислотой, жидкостью Буэна (Иванов и др., 1981). При фиксации для последующего изучения на срезах паразитов не рекомендуется придавливать чтобы не исказить естественную форму тела, топографию органов и тканей. Зафиксированных паразитов кладут в пробирку, наполненную до краев 70-градусным спиртом. Ленточных червей желателно по одному погружать в спирт, начиная с хвостового конца. Вкладывают туда же этикетку, написанную тушью или достаточно твердым (не химическим!) карандашом, желателно на

пергаментной бумаге, и затыкают плотным комочком ваты, обязательно смоченным спиртом (следить за тем, чтобы в пробирке не образовалось воздушного пространства!). Этикетка должна быть обращена надписью к стеклу, чтобы, взяв пробирку, можно было сразу увидеть номер вскрытия и прочие данные (рис. 58). Если весь текст не умещается на лицевой стороне этикетки, место исследования, дата вскрытия и фамилия сборщика указываются на обороте. Размер этикетки должен быть таким, чтобы она входила в пробирку без сгибания (полезно предварительно поупражняться в письме мелким и четким шрифтом).

При большом количестве паразитов сбор требует соответственно большого количества пробирок. Если их нехватает, допускается помещение в одну пробирку паразитов разных групп (например, нематод и скребней) из одного определенного места их нахождения (например, из одного участка кишечника). Никогда не следует смешивать паразитов одной группы из разных отделов органа. Это очень важно для выяснения конкретного места обитания разных видов и локализации различных возрастных категорий червей одного вида.

При помощи пинцета пробирки с материалом опускают стоймя в материальную банку с 70-градусным спиртом, на дно которой положен небольшой слой ваты (рис. 58). В зависимости от высоты банки пробирки устанавливают двумя или тремя ярусами, которые также прокладываются слоями ваты. Все свободные пространства между пробирками, даже самые маленькие, плотно заполняют ватой, для того чтобы при транспортировке пробирки не ударялись друг о друга. В банку, надписью к стеклу, вкладывают общую этикетку с обозначением места и времени сбора, названием экспедиции и, если материал размещен по систематическим группам, с названием группы. Пробка плотно притирается, привязывается к горлышку банки и заливается расплавленной смесью парафина с воском (можно заклеить пластырем). В таком виде материал можно перевозить и достаточно долго хранить до обработки без всякого риска. Можно использовать также обычные банки, емкостью 0.5—1.0 л, с пластмассовыми крышками, герметически закрывающимися, как при консервировании.

12. ОКРАСКА ПАЗАЗИТОВ И ИЗГОТОВЛЕНИЕ ПРЕПАРАТОВ

Для изучения и определения паразитов изготавливают тотальные препараты, а из отдельных специально фиксированных объектов — серии микроскопических срезов (для изучения тех или иных деталей строения). Препараты изготавливаются из консервированных и живых объектов. Чтобы препараты были хорошего качества, необходима постоянная чистота посуды и инструментов, фиксаторов, воды и спиртов, стекол предметных и покровных. Стекла следует выбирать ровные и тонкие, допускающие исследование объекта при большом увеличении микроскопа (что очень

важно при изучении простейших и моногеней). Не следует класть под одно покрывное стекло более 2—3 объектов. Если есть уверенность в том, что на препарат не попадут паразиты разных видов, можно помещать и большее число экземпляров, аккуратно располагая их в одном направлении («по строчкам») для удобства просмотра. Тотальные препараты в некоторых случаях изготовляют временные (в глицерине или молочной кислоте). На них изучают и определяют круглых червей, паразитических ракообразных. Лучше, чем на постоянных препаратах, на них можно рассмотреть вооружение головок ленточных червей и хоботков скребней, форму и величину крючьев, что важно для определения. Временные препараты могут храниться до года, однако следует иметь в виду, что через 1—2 мес объекты, лежащие в молочной кислоте, становятся хрупкими и при перенесении их обратно в спирт могут ломаться.

Мазки крови (сухие) окрашиваются по методу Романовского. Раствор краски Романовского—Гимза готовится на глицерине и метиловом спирте. Красящим веществом в ней являются азури II и эозин. Хранить раствор следует плотно закрытым. Имеющийся в продаже раствор краски перед употреблением разводят дистиллированной водой (1—2 капли на 1 см³ воды) и пипеткой наливают на горизонтально расположенные препараты, на 30—40 мин при фиксации метиловым спиртом и на 1—1.5 ч — при другой фиксации. Препараты рекомендуется держать в краске так, чтобы поверхность мазка была обращена вниз, во избежание загрязнения его часто выпадающим осадком. После этого стекла быстро споласкивают дистиллированной водой и высушивают (беречь мазки от повреждения мухами!).

Мазки слизистых споровиков и других простейших (влажные) следует красить железным гематоксилином по Гейденгайну. Препараты (стекла с мазками) из дистиллированной воды переводят в 2.5 %-ный водный раствор железоаммиачных квасцов на 2—8 ч, затем споласкивают дистиллированной водой (в сменяющейся воде 1—2 минуты). После этого мазки переводят на 6—24 часа в раствор гематоксилина, в котором они чернеют. Затем прополаскивают водопроводной водой и дифференцируют 1 %-ным раствором тех же квасцов. За процессом дифференцировки (т. е. растворением избытка окраски) наблюдают при среднем увеличении микроскопа. Удачная окраска характеризуется четким рисунком ядра на фоне голубовато-стального цвета протоплазмы. Как только достигнута желательная степень дифференцировки, ее прекращают перенесением мазков в чашку Петри с водопроводной водой и осторожно промывают под краном не менее 30 мин. При отсутствии водопровода препараты оставляют в воде не менее чем на два часа и сменяют при этом воду несколько раз. Затем мазки обезживают в спиртах 70°, 96°-градусном (дважды сменить) и абсолютном, просветляют и переносят в каплю канадского бальзама на предметное стекло.

При обычном определении для систематических целей мазки

окрашивают 1 %-ным водным раствором метиленового синего, выдерживая в нем от 30 мин до нескольких часов. Затем препараты промывают в воде, обезживают и заключают в бальзам. Миксоспоридий можно определять и не окрашивая, в капле воды или спирта. При обработке препарата слабым раствором йода или раствором Люголя у видов сем. *Muxobolidae* (в отличие от *Muxosomatidae*) выявляется в амебовидном теле йодофильная вакуоль. Следует учесть, что фиксированные и окрашенные споры на мазках и срезах заметно уменьшены в размерах по сравнению с живыми. Поэтому при описании миксоспоридий желательно приводить размеры как живых, так и фиксированных и окрашенных спор. Уменьшение размеров зависит от характера фиксирующих жидкостей и по-разному проявляется у разных видов. Все это создает большие затруднения при определении и требует унифицирования методики фиксации и обработки спор миксоспоридий.

Из живых споровиков получают хорошие препараты в глицерин-желатине, в котором размеры и форма спор наиболее приближаются к живым. При этом способе сильно упрощаются сбор и консервирование объектов. Для приготовления препарата достаточно расплавить на предметном стекле кусочек глицерин-желатина (7 г желатина, 42 см³ дистиллированной воды, 50 г глицерина и 0.5 г кристаллической карболовой кислоты) и в образовавшуюся каплю внести разорванную цисту или часть ее, тщательно размешать и покрыть покровным стеклом. Споры вначале несколько сморщиваются, но через некоторое время полностью восстанавливают свою форму. Зрелые споры не меняют или почти не меняют своих размеров. Недостатком этого метода является сильное перепросветление спор в глицерин-желатине, вследствие чего детали их строения становятся менее заметными. Однако этот недостаток полностью устраняется применением метода фазового контраста. При фазово-контрастном микрокопировании в большинстве случаев хорошо видны: йодофильная вакуоль (без специальной окраски жидкостью Люголя), интеркапсулярный отросток, ядра, скульптура створок, детали полярных капсул.

Для приготовления препаратов из спор можно использовать также пикрат аммония как фиксатор и заключающую среду. Насыщенный раствор пикриновокислого аммония (1 г на 100 см³ дистиллированной воды) смешивается с чистым глицерином, в пропорции 1 : 10. Каплю этого реактива наносят на объект и накрывают покровным стеклом. В препаратах четко видны полярные капсулы, интеркапсулярный отросток и особенно хорошо скульптура створок и шовная линия.

Для исследования вегетативных форм перечисленные методики непригодны. Для плазмодиев наиболее эффективен метод фиксации влажных мазков жидкостью Шаудина, с окраской гематоксилином по Гейденгайну или Гимза—Романовскому, для крупных цист — фиксация нейтральным формалином или жидкостью Бу-

зна, с последующим приготовлением срезов и окраской теми же красителями (Донец, Шульман, 1973).

Моногеней, без предварительной фиксации и окраски заключают в глицерин-желатин. Для этого 2—3 особи (мелких — до 15—20) кладут с каплей воды на предметное стекло. Для расправления живых червей можно добавить каплю 0.5—1.0 %-ного раствора аммиака или слегка подогреть стекло (проводя им над пламенем спиртовки). Отсосать избыток воды, дать подсохнуть ее остатку, не допуская при этом слипания червей, раздвигая их осторожно иглами на площади, соответствующей трети размера рекомендуемых покровных стекол (18 × 18 мм). Затем следует взять чистым скальпелем кусочек глицерин-желатина, растопить его и опустить каплю на стекло, покрыв ею червей. Осторожно опустить на густеющую каплю чистое, тонкое и ровное покровное стекло (если оно изогнуто, то выпуклой стороной вниз). Затем подогреть (не до кипения!) предметное стекло до растекания капли глицерин-желатина, под контролем бинокюляра придавить иглой покровное стекло, пока хитиноидные образования у сильно сплюснутых червей не станут хорошо видны. Чем тоньше слой глицерин-желатина, тем лучше видимость объекта. Края покровного стекла обводятся рамкой из канифольной замазки, это можно сделать не сразу, а через несколько месяцев (описание методики окраски и изготовления препарата моногеней см. Гусев, 1978, 1983).

Очень хорошие временные препараты получаются при применении пикрата аммония; методику применения этого реактива подробно излагает Гусев (1968, 1978) и рекомендует ее для споровиков, инфузорий и нематод. Под покровное стекло, придавливающее или раздавливающее (если это нужно для специальных целей) объект в капле воды, подпускают тонкой пипеткой каплю пикрата аммония. Последний подтекает под стекло, вытесняя воду, и пропитывает объект. Количество реактива, подпускаемого под стекло, определяется задачей исследования. Если нужно выявить только хитиноидные образования, его прибавляют меньше, и объект при этом раздавливается. Если нужно сохранить объект неповрежденным, прибавляют большее количество.

Когда достигнута требуемая «придавленность» червя и такой препарат надо сохранить, необходимо закрепить на предметном стекле углы покровного стекла, чтобы оно больше не опускалось и не сдвигалось с места. Это лучше сделать с помощью капелек расплавленной канифольной замазки. Затем, когда испарение избытка воды прекратится, следует обмазать ею края стекла во избежание высыхания. Фиксатор окрашивает червя в желтый цвет, нередко хорошо выявляет плохо заметные в глицерин-желатине внутренние органы (кишку, железы) и делает более контрастными хитиноидные образования у моногеней, зубцы и прикрепительный диск у триходин, швы и их исчерченность у спор микоспоридий. Хорошо окрашиваются хитиноидные элементы (кла-

паны, крючья, шипы) уксуснокислым орсеином, который не выцветает со временем.

Приготовленные таким методом препараты хорошо сохраняют свои качества в течение 1—2 лет, поэтому для постоянной коллекции паразитов следует дублировать экземпляры в глицерин-желатине.

Крупных моногеней, диплозоонов, крупных дактилогирид можно фиксировать 70-градусным спиртом и красить, как трематод, квасцовым кармином. Желательно производить окраску сразу после фиксации. Для изготовления из них тотальных препаратов рекомендуется метод, предложенный И. А. Хотеновским (1974). Червей, помещенных в каплю воды на предметное стекло, убивают при нагревании (не выше 45 °C) и для расслабления их мускулатуры накрывают на 30—45 мин покровным стеклом. Затем покровное стекло снимают (приподнимать иглой), переводят на него червя, расправляя его иглой. Избыток воды отсасывают, стекло с паразитом опускают на каплю фиксатора Ван Клива на 30—35 мин. Крупных червей придавливают стеклом с грузиком. По мере испарения жидкости добавляют под стекло фиксатор. Затем материал переводят в 70-градусный спирт до изготовления препаратов. Последние лучше делать сразу. Наилучшую окраску дают гематоксилин Делафильда и двойная краска Рейнольда (смесь гематоксилина Делафильда и квасцового кармина). Экземпляры с четко видимым кишечником, после обычного обезвоживания и просветления, заключают в балзам. Общее замечание: по возможности избегать применения абсолютного спирта, который пересушивает объект. Достаточно сменить дважды 96-градусный спирт и в каждой порции подержать 25—30 мин. Просветление значительно лучше проводить не в ксилоле или гвоздичном масле, после которых черви становятся пересушенными и хрупкими, а в метилсалицилате.

Фиксированных 70-градусным спиртом трематод, ленточных червей и скребней лучше всего окрашивать водным раствором квасцового кармина. Для его приготовления калийные или аммиачные квасцы (3—5 г) растворить в 100 см³ дистиллированной воды, прибавить 2 г мелко истертого кармина (лучше накарат), кипятить в течение часа, остудить, профильтровать, добавить 1 см³ формалина или кристалл тимола, чтобы избежать заплесневения.

Перед окраской черви должны быть выдержаны в воде в течение нескольких часов для удаления из тканей остатков фиксатора (удобно оставлять на ночь, с тем чтобы с утра следующего дня можно было красить). Срок окраски зависит от «возраста краски», давности фиксации червей, состава фиксирующей жидкости. В свежем кармине, разбавленном водой, в результате многократного пользования, окраска действует медленнее. Медленнее окрашиваются и давно фиксированные паразиты.

После окраски черви (они должны быть интенсивно малинового цвета) промываются водой и дифференцируются 70-градус-

ным подкисленным спиртом (100 см³ спирта, 15—18 капель дымящейся соляной кислоты), под контролем лупы или бинокля. При дифференцировке паренхима светлеет до светло-розового цвета, и на ее фоне четко вырисовываются органы и протоки. Окрашивание и дифференцировку тотальных объектов лучше производить в солонках или глубоких часовых стеклах. При сильном освещении снизу мелкие окрашенные объекты хорошо видны.

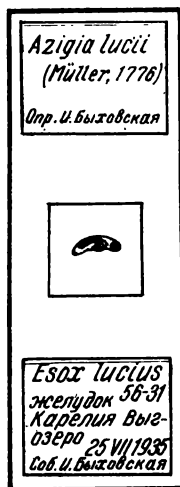
Метацеркарии хорошо окрашиваются уксуснокислым кармином (см. раздел 9). В просветляющую среду (эвгенол, диметилфталат, гвоздичное масло) объект переносится на кончике иглы, отточенной спички или кончике косо срезанного гусиного пера и оставляется до полного просветления (прозрачности), что занимает для мелких червей несколько минут, для особенно крупных (лигула, трематоды *Azygia*, *Isoparorchis*) срок пребывания в спиртах и просветляющей среде увеличивается иногда до многих часов. После просветления объект помещается на чистое предметное стекло, на середину которого предварительно наносится капля канадского бальзама, и покрывается покровным стеклом. Последнее слегка придавливают.

Скребней рекомендуется перед окраской проколоть в двух местах тонкой иглой. Они, так же как и другие черви, могут быть исследованы и без окраски, в концентрированном растворе молочной кислоты. Очень четкая картина внутреннего строения червей, прозрачность и тонкая окраска тканей получаются при помощи несколько измененной методики Чабба (Хотеновский, 1966). Червей, фиксированных фиксатором Ван Клива (10—30 мин, в зависимости от величины объекта), окрашивают гематоксилином Эрлиха (развести 45 %-ной уксусной кислотой в отношении 1 : 3) в течение 2—20 мин (в зависимости от размеров червя). В случае «переокраски» их следует дифференцировать 45 %-ной уксусной кислотой. После этого идет обезживание не в ледяной уксусной кислоте, что требует работы в вытяжном шкафу, а обычным способом — проведением через спирты. Просветляют объекты в метилсалицилате, заключают в бальзам.

Круглых червей не окрашивают, так как их толстая кутикула краску не пропускает. Их просветляют до полной прозрачности в глицерине или, еще лучше, в молочной кислоте, перенося туда непосредственно из 70-градусного спирта или формалина. Мелкие черви просветляются очень быстро, крупные — в течение 2—3 суток. Затем червей кладут на предметное стекло и покрывают покровным. Для предохранения среды от высыхания края стекла обмазывают вазелином или канифольной замазкой. Изученные экземпляры могут быть перенесены из молочной кислоты, после промывания водой, обратно в жидкость Барбагалло для сохранения. Из крупных нематод указанным выше способом и при сильном придавливании можно делать глицерин-желатиновые препараты.

Паразитических ракообразных исследуют обычно в глицерине или в спирте, без предварительной окраски. Постоянные препараты делаются из них обычным способом, но также без окраски. Личинок ракообразных лучше заключать в глицерин-желатин, так как бальзам слишком перепросветляет ткани. Препарат снабжается по установленному правилу двумя этикетками, которые приклеиваются на оба конца предметного стекла (рис. 59). На одной из них пишется название паразита и фамилия того, кто определил вид, на другой — номер вскрытия, название рыбы и орган, в котором был обнаружен паразит, дата вскрытия, географическое место исследования и фамилия сборщика.

В настоящее время, когда для многих групп паразитических червей наступил этап ревизии их систематического положения в целях создания естественной системы классов, особенно важно иметь хорошие препараты, крупные современные коллекции. Так, например, многие препараты моногены из прежних коллекций, на которых черви при обработке были слабо или совсем не придавлены, не годны для определения, так как срединные и краевые крючья, которые должны быть хорошо видны в деталях, в профиль не просматриваются. То же относится и к препаратам трематод, ленточных червей, скребней, если они не были достаточно хорошо отмыты до фиксации, в меру придавлены при фиксации, были перекрашены и недостаточно дифференцированы после окраски, плохо обезвожены, плохо этикетированы и т. д.



13. ИССЛЕДОВАНИЕ ЖИВЫХ ПАЗАРИТОВ

Особое внимание при паразитологическом исследовании следует уделить изучению не только фиксированных, но и живых паразитов: простейших, моногенов и многочисленных личинок паразитических червей, населяющих рыбу. Не существует фиксирующих жидкостей, которые полностью сохраняли бы структуры, имеющиеся у живого объекта. Так, нежные, эмбриональные ткани метацирковий требуют слишком сложных для полевой обстановки методов обработки, при обычной фиксации 70-градусным спиртом они деформируются и становятся непригодными для определения.

Живые объекты помещают на предметное стекло и осторожно, чтобы не раздавить, накрывают покровным стеклом. Время от времени следует подводить под него воду для предохранения

объекта от высыхания. Если последний обладает значительной толщиной и может быть слишком прижат стеклом, уголки покровного стекла снабжают «ножками» из воска или канифольной замазки, которые позволяют создать между стеклами нужное пространство. Для этого берут покровное стекло двумя пальцами за края и его углами соскребают с воскового шарика столько воска, сколько нужно, чтобы «ножки» получили достаточную для объекта высоту.

Рассмотрение живых объектов в микроскоп следует начинать со слабым объективом и, наблюдая в окуляр, установить осветительное зеркало так, чтобы все поле зрения было освещено равномерно и возможно более интенсивно. При этом следует избегать непосредственного попадания солнечного света на зеркало микроскопа. Правильное освещение — важнейшее условие работы с микроскопом. При переходе к наблюдениям с более сильной оптической системой, нужно помнить, что чем сильнее увеличение объектива, тем меньше фокусное расстояние (расстояние от объектива до наблюдаемого объекта), и остерегаться раздавить объекты и повредить линзу объектива. При пользовании иммерсионным объективом (например, при исследовании мазков крови) на препарат наносят каплю иммерсионного масла и доводят объектив до соприкосновения с ней (наблюдая сбоку за движением объектива), после чего осторожно наводят на фокус.

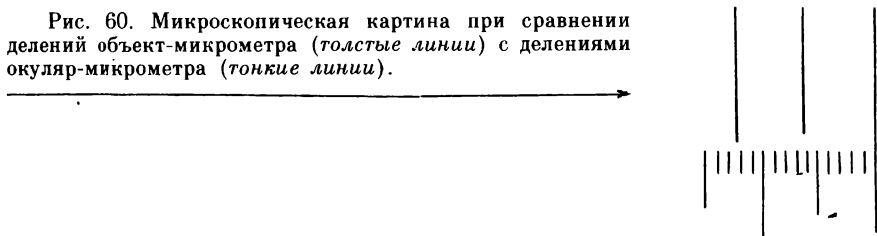
Живые ткани многих паразитов прозрачны и отдельные компоненты их относительно слабо отличаются друг от друга по коэффициенту светопреломления. Поэтому в ярком проходящем свете ряд деталей не может быть рассмотрен. Обычно приходится несколько затемнять поле зрения уменьшением диафрагмы и опусканием осветителя. При этом резкость изображения возрастает. Иногда приходится изучать живой объект при падающем свете.

При работе с живым материалом, особенно с простейшими и моногенетями, рекомендуется пользоваться фазово-контрастным устройством.

На живых объектах устанавливают естественную форму, окраску и размеры цист и плазмодиев миксоспоридий, строение спор, особенности хитиноидных образований и их мускулатуры у моногенетей, строение выводных половых протоков и выделительной системы червей и многое другое. Для изучения некоторых систем, например выделительной, лучше всего использовать молодых особей, у которых еще не развиты желточники. На живых объектах можно провести точные измерения, что играет весьма важную роль при определении. Наилучшая видимость тонких протоков и выделительной системы наступает в момент умирания паразита. Функционирование систем лучше всего наблюдать у постепенно придавливаемых покровным стеклом живых червей, начиная от почти свободно двигающихся.

Для измерения величины паразитов или их частей пользуются измерительным окуляром (окуляр-микрометром). Внутри такого

Рис. 60. Микроскопическая картина при сравнении делений объект-микрометра (толстые линии) с делениями окуляр-микрометра (тонкие линии).



окуляра вложена стеклянная пластинка с нанесенной на ней шкалой из равных делений. Для того чтобы применять окуляр-микрометр для измерений абсолютных величин, необходимо выяснить значение его деления в микрометрах, величина которого меняется в зависимости от взятого объектива и длины тубуса микроскопа. Расчет производят с помощью объект-микрометра — специального предметного стекла с точно нанесенной шкалой, каждое деление которой равно 0.01 мм. Положив объект-микрометр на столик микроскопа, устанавливают его черточки параллельно с черточками окуляр-микрометра и совмещают каких-либо два крайних деления того и другого (рис. 60). После этого отсчитывают, скольким делениям окуляр-микрометра соответствует число делений объект-микрометра. Если, например, 2 деления объект-микрометра совпадают с 12 делениями окуляр-микрометра, то значение одного деления будет равно 1.6 мкм. К каждому микроскопу рассчитывают и составляют свою постоянную таблицу значений делений окуляр-микрометра, при разных увеличениях объектива и при определенной длине тубуса.

Очень помогает при изучении паразитов зарисовка. Только рисуя объект можно понять его строение. Морфологический рисунок — это «технический» рисунок, которому может научиться практически любой исследователь (конечно, имея желание и терпение). Зарисовка иногда производится без рисовального аппарата, когда в ходе работы приходится изображать тот или иной орган рыбы, патологически измененный паразитами, особенности распределения паразитов на теле или в органе хозяина или самого паразита.

Для зарисовки живых паразитов или микроскопических препаратов рекомендуется пользоваться рисовальным аппаратом типа Аббе, который надевается на прямой тубус микроскопа, а зеркало его устанавливается под углом в 45 градусов к плоскости стола, или РА-1, РА-4, РА-7. Рисовать надо на тонкой, но плотной бумаге, положив под нее стекло. На фоне лежащего рядом с микроскопом листа в окуляр микроскопа (через призму рисовального прибора) видно изображение объекта, контуры которого следует обвести остро отточенным карандашом средней твердости (Т, ТМ, 3Н, 4Н). Для установки одинакового освещения объекта и листа бумаги служат имеющиеся на вращающемся барабане светофильтры и осветительное зеркало микроскопа. При той же установке микроскопа и рисовального аппарата, при которой изображается объект, на том же листе бумаги обязательно

рисуеться несколько делений линейки объект-микрометра — масштаб для установления по рисунку всех необходимых размеров. Любой рисунок, даже очень детальный, всегда имеет некоторую долю схематизации, чем отличается от фотографии; поэтому целесообразно сочетать рисунок с микрофотографией, особенно для моногеней и простейших.

Для замедления движения живого объекта, что бывает необходимо при зарисовке и для лучшего рассмотрения деталей строения, можно кусочком фильтровальной бумаги слегка оттянуть воду из-под покровного стекла, чтобы слой воды между стеклами стал минимальным. Движение останавливают и при подкрашивании объекта нейтральным красным (нейтраль-рот). Ввиду того что микроскопические препараты, изготовленные из освобожденных от капсул личинок трематод, не всегда дают ясное представление об их строении, очень важно измерить живую капсулу и зарисовать ее форму, вскрыть ее и по возможности измерить и точно зарисовать вышедшую личинку (форма и размеры тела, вооружение, расположение и размеры присосок, зачатки половых желез). Несколько капсул следует зафиксировать Ценкер-формолом и затем изучить и зарисовать серии срезов, на которых можно увидеть толщину и характер оболочек капсулы, положение личинки в ней, детальное ее строение. С препаратов с живыми метацеркариями можно сделать микрофотографии, вполне пригодные для выявления особенностей распределения и подсчета известковых телец, особенно у тех видов, у которых их большое количество (см. раздел 9).

Очень важно при вскрытии рыбы, а также при наружном ее осмотре обращать внимание на паразитов в местах их нахождения, на характер их прикрепления к телу или органу, на движение, следы прикрепления на тканях, патологические изменения, отмечая все в дневнике и, если нужно, зарисовывая.

Кроме метацеркарий, болезнетворных для самой рыбы, в ней встречаются личинки опасных паразитов человека, домашних и промысловых животных и личинки, окончательных хозяев которых мы еще не знаем, но которые могут оказаться патогенными. Вот почему чрезвычайно важной задачей в общей постановке ихтиопаразитологического исследования является изучение жизненных циклов отдельных паразитов, т. е. раскрытие всех звеньев цепи их развития; выяснение круга хозяев для известных уже паразитов, что необходимо для установления значения различных животных как возможных источников заражения. В подобных работах важнейшее место принадлежит экспериментальному скормливанию личинок из рыб другим позвоночным животным, с последующим вскрытием этих животных, через определенные сроки, для выяснения, произошло ли заражение. Наиболее успешно опыт может быть проведен тогда, когда одновременно или последовательно с изучением паразитофауны рыб изучается фауна паразитов и особенности биологии, главным образом питание, других позвоночных, так или иначе

связанных с исследуемым водоемом. При этих условиях на основании сходства некоторых личинок со взрослыми формами, данных анализа режима и способов питания окончательных хозяев и сведений, имеющих в литературных источниках, можно сознательно производить выбор возможных окончательных хозяев для опытов по заражению их теми или иными личинками.

Методика заражений личинками позвоночных в общем не сложна, хотя весьма многообразна, в зависимости от того, с какими личинками и какими подопытными животными мы будем иметь дело. Значительно сложнее заражение беспозвоночных промежуточных хозяев яйцами взрослых червей (Гинецинская, 1968). Этой методики, которая также весьма разнообразна, касаться не будем. Существует обширная литература, с которой следует ознакомиться при постановке такой работы. Здесь ограничимся лишь немногими общими замечаниями.

Сбор личинок для опытов производится методом неполного паразитологического вскрытия иногда большого количества рыб (чтобы в возможно более короткий срок набрать побольше личинок). Капсулы выделяют из тканей рыбы и, до накопления установленного для опыта количества, помещают в физиологический раствор комнатной температуры, где они хорошо сохраняются живыми в течение нескольких часов. Если личинка найдена только в одном экземпляре, следует предварительно зарисовать и измерить ее, не повредив при этом. Не рекомендуется перед скармливанием извлекать метацеркарий и ленточных червей из цист и капсул. Оболочки их сами постепенно растворятся под действием желудочных соков хозяина, и новые условия среды менее резко скажутся на личинках. Лучше всего вводить личинок в пищевод или желудок позвоночного длинным пинцетом или тонким резиновым зондом, в желатиновых капсулах, в комочке пищи или в виде небольшого пакетика, плотно завернутого в кожу рыбы.

Для полевых опытов следует брать заведомо стерильных животных: молочных котят и щенят, очень молодых птенцов и т. п., так как предварительная дегельминтизация животных надолго расстраивает нормальную функцию кишечника и затрудняет искусственное заражение. Помогает делу прижизненная окраска личинок нейтральным красным перед скармливанием их окончательному хозяину. Окраска за 5—8 суток хотя и бледнеет, при вскрытии помогает отличить экспериментальных червей от других, от естественного заражения в случае проведения опыта с нестерильными животными (Павловский, Гнездилов, 1939).

14. ОБОРУДОВАНИЕ И РЕАКТИВЫ, НЕОБХОДИМЫЕ ДЛЯ ПОЛНОГО ПАРАЗИТОЛОГИЧЕСКОГО ИССЛЕДОВАНИЯ РЫБ

Оптика

Бинокулярный препаровальный микроскоп МБС-1, МБС-8.

Лупа штативная с осветительным зеркалом (с окулярами $\times 10$ и $\times 20$).

Микроскоп биологический.

Окуляр-микрометр (к нему измерительная таблица, с уже вычисленным абсолютным значением одного деления линейки).

Объект-микрометр.

Фазово-контрастное устройство.

Рисовальный аппарат типа Аббе, РА-1, РА-4, РА-7 (к нему обязательно прилагается прямой тубус микроскопа).

Осветитель или гнушаяся настольная лампа.

Иммерсионное масло или вазелиновое, для иммерсии.

Инструменты для вскрытия и извлечения паразитов

Ножницы разных размеров: большие для вскрытия полости тела крупных рыб, средней величины — для вскрытия органов и маленькие (включая «глазные») — прямые и изогнутые.

Скальпели разных размеров и «глазные».

Пинцеты разных размеров с тонкими и толстыми, гладкими и зазубренными концами. Мелкие пинцеты выбирать самые мягкие с поперечной насечкой на концах, прямые и изогнутые. Один — большой (20—30 см), для укладки пробирок в материальные банки и извлечения их оттуда.

Препаровальные иглы разной толщины (рекомендуются и самодельные из энтомологических булавок разных номеров от № 00 до № 2) и разной заточки (круглой, трехгранной, уплощенной), иглы — «лопаточкой» (острым концом вогнутые в ручку, с ушком, расплюснутым молотком и согнутым под прямым углом).

Пипетки разного размера, до капиллярных (изготовить самим), с резиновыми грушами и с простыми резиновыми колпачками, для воды и сбора паразитов и для разных фиксаторов и красок.

Бруски для заточки инструментов — мелкие, мягкие, мелкозернистые.

Штангенциркуль.

Сантиметровая рулетка или сантиметр портновский.

Весы чашечные.

Безмен для взвешивания крупной рыбы.

Стекла и посуда

Препаровальные стекла для компрессорного исследования, размером 6×12 см, из светлого оконного стекла (не менее 8—10 пар на одного человека).

Предметные стекла (чистые) для рассмотрения на них паразитов и изготовления временных и постоянных препаратов. Обезжиренные предметные стекла для мазков крови.

Покровные стекла (чистые) размером 18×18 или 20×20 мм, для мазков на простейших и изготовления временных и постоянных препаратов.

Солонки из прозрачного стекла, со стеклянными крышками, маленькие кристаллизаторы, небольшие чашки Петри (5—7 см в диаметре).

Чашки Петри обычного размера для изоляции органов, разбора пищи, отмывки и фиксации большого количества паразитов, прикрытия мазков крови при их просушке и т. д.

Химические пробирки (могут пригодиться для фиксации, хранения крупных червей, например ремнецов).

Мелкие пробирки, плоскодонные для материала (40 и 60 мм высоты, диаметром 10—15 и 16—25 мм).

Материальные банки с притертыми пробками, емкостью 250, 500 и 1000 см³, для упаковки мелких пробирок с паразитами. Можно использовать и консервные 0,5, 0,8, 1,0 л с пластмассовыми крышками.

Мерные цилиндры и мензурки для разведения спирта и реактивов (не менее 50 см³ емкостью).

Воронки для фильтрования воды, среднего размера.

Стаканчики цилиндрические, 3—4 см в диаметре, для хранения мазков на покровных стеклах (влажных) и для реактивов.

Банки 0,5 л для чистой воды.

Простоквашницы или другая посуда емкостью 1—2 л и меньшего размера для мытья стекол.

Спиртовка.

Кюветы эмалированные или оцинкованные ванночки разных размеров для вскрытия рыбы.

Бутылки или флаконы для приготовления физиологического раствора, 70-градусного спирта, других фиксаторов и реактивов.

Штативы для пробирок.

Ведро эмалированное или оцинкованное для воды и переноски рыбы.

Аквариумы небольшие.

Садки для хранения живой рыбы в водоеме (из марли, дели, полиэтилена, деревянные).

Цинковые ящики для фиксированных рыб.

Вспомогательные материалы

Бумага фильтровальная и для рисования.

Калька, пергамент и плотная белая бумага для этикеток.

Бумага чистая, нарезанная полосами (ширина которых равна ширине большей стороны предметного стекла), для заворачивания предметных стекол с мазками крови.

Тетради общие для ведения дневников вскрытий и записей биологических наблюдений.

Этикетки для постоянных препаратов.

Карандаши для рисования — твердые и для записей — мягкие.

Тушь и чертежные перья для написания этикеток.

Вата гигроскопическая и серая для смывки стекол.

Марля или широкие бинты для заворачивания, при надобности, голов рыб или жабр, небольших рыб с поранениями.

Воск для «ножек» к покровным стеклам.

Полотенца мягкие для вытирания стекол и посуды.

Мыло хозяйственное и туалетное.

Клейкая лента или лейкопластырь.

Халат или передник.

Пластикат или клеенка для стола.

Рыболовные принадлежности (крючки, блёсна, лески).

Кроме того, в зависимости от условий, где будет производиться работа, могут понадобиться такие предметы личного оборудования, как палатка, противомоскитный полог, спальник, мешок, фонарь «летучая мышь» и другие. Количество того или иного материала, необходимого для работы, определяется в первую очередь объемом предполагаемых работ, т. е. количеством подлежащих вскрытию рыб, а также числом людей, работающих в группе.

Следует учесть, что инструменты от постоянного употребления и соприкосновения с водой быстро портятся, особенно ножницы, а препаровальные стекла быстро бьются, и иметь достаточный запас того и другого. Обязательно следить за чистотой и сохранностью оптических приборов, тщательно вытирая их от пыли и влаги после работы.

Реактивы (примерное количество)

- Спирт-ректификат 96-градусный } Количество зависит
Формалин 40 %-ный } от объема работы.
Спирт 70-градусный, подкисленный, 30—50 см³.
Спирт абсолютный для приготовления жидкости Шаудина.
Обезвоженный прокаленный медный купорос, в банке на 200—300 г, для приготовления абсолютного спирта.
Метиловый спирт (яд!) или серный эфир 50—100 г для фиксации сухих мазков.
Сулема — насыщенный раствор 10—200 г, кристаллическая — 50 г (яд!).
Жидкость Шаудина для фиксации простейших (можно приготовить на месте).
Ценкера раствор 100—200 г для гистологических фиксаций.
Ледяная уксусная кислота 50 г.
Жидкость Барбагалло для фиксации нематод.
Фиксатор Ван-Клива для крупных моногеней.
Хлористый натрий (поваренная соль) 50—100 г.
Двууглекислый натрий (очищенная сода) 10—20 г.
Двухромовокислый калий 25 г.
Сернокислый натрий 10 г.
Квасцовый кармин (накарат) 50—75 г.
Гематоксилин Делафильда.
Кармин по Блажину.
Тинктура иода 10—25 г. для отмывки сулемы.
Азотнокислое серебро, 0,5 %-ный раствор, и гипосульфит натрия для серебрения метацеркарий.
Метилсалицилат (наилучший результат при просветлении).
Диметилфталат для просветления.
Глицерин 70—100 г и молочная кислота 50—70 г для просветления нематод и рачков.
Широко применяемые ранее ксилол и гвоздичное масло как просветляющие среды не рекомендуются, так как пересушивают объект и делают его хрупким.
Глицерин-желатин для заключения препаратов моногеней, спор миксоспоридий.
Пикрат аммония.
Канифольная замазка.
Бальзам канадский.
Пепсин, трипсин, медицинский желудочный сок, антиформин для растворения («переваривания») оболочек цист.
Нейтральный красный, метиловый синий для окрашивания живых объектов.

Приготовление основных растворов, фиксаторов и красок

Физиологический раствор солевой. Растворить 9 г поваренной соли в 1 л дистиллированной воды.

Физиологический раствор щелочной. Растворить 7,5 г. очищенной соды в 1 л дистиллированной воды.

Разведение спиртов (из исходного 96-градусного). Для получения 70-градусного спирта к 100 см³ исходного спирта прибавить 39,2 см³ воды.

Абсолютный спирт. Химически чистый кристаллический медный купорос, размельченный в ступке, прокаливают в фарфоровой чашке до получения белого порошка. При прокаливании перемешивать стеклянной палочкой (не металлической!), не допуская его перекаливания. Пожелтение порошка указывает на его порчу, голубоватый цвет — на неполное его обезвоживание. Приготовленный безводный медный купорос всыпают в банку с притертой пробкой примерно на $\frac{1}{4}$ ее объема, наливают доверху 96-градусный спирт и взбалтывают. Оставляют отстаиваться на 1—2 дня. Обезвоженный купорос поглощает воду и через некоторое время синее. Для полного поглощения воды из спирта в банку с последним через сутки подсыпают еще небольшое количество прокаленного купороса или отстоявшийся спирт сливают в другую банку со свежей порцией обезвоженного медного купороса, вторично взбалтывают и дают отстояться. Если купорос в банке более не синее, абсолютный спирт можно считать готовым.

Спирт солянокислый. К 50 см³ 70-градусного спирта прибавить 7—9 капель дымящейся соляной кислоты (для дифференцировки окрашенных объектов).

Вода. Водой для разведения реактивов приходится пользоваться различной, смотря по условиям места работы. Часто колодезная вода, а иногда и речная, при соединении со спиртом дает мутный осадок. В этих случаях следует подождать, пока муть осядет, осторожно слить жидкость и профильтровать. В полевых условиях дождевая вода вполне заменяет дистиллированную.

При отсутствии метилового спирта сделать смесь из равных частей абсолютного этилового спирта и эфира или пользоваться чистым эфиром (в этом случае срок фиксации удлиняется на 10—20 мин).

Разведение формалина (из исходного 40 %-ного водного раствора формальдегида). Для получения 4 %-ного — к 9 частям воды прибавить 1 часть формальдегида.

Насыщенный раствор сулемы является главной составной частью многих фиксирующих смесей. Вскипятить в колбе 0.5 л дистиллированной воды и растворить в ней 35 г сулемы. При охлаждении кристаллы вновь выпадают, что свидетельствует о насыщенности раствора. Сулема — сильный яд, при работе с ней и ее смесями нужно соблюдать должную осторожность и правила хранения ядов.

Раствор Ценкера и Ценкер-формол. Для получения раствора Ценкера — 5 г кристаллической сулемы, 2.5 г двуххромовокислого калия и 1 г сернокислого натрия растворяют при подогревании в 100 см³ дистиллированной воды. Раствор Ценкера может храниться долгое время. Для получения Ценкер-формола (перед употреблением) к 20 см³ раствора Ценкера прибавить 1 см³ неразведенного формалина.

Жидкость Шаудина. К 2 частям насыщенного раствора сулемы прибавляют 1 часть абсолютного или 96-градусного спирта. Жидкость лучше готовить перед употреблением и хранить в темной посуде, обернутой в черную бумагу.

Сулема с уксусной кислотой. К 20 см³ насыщенного водного раствора сулемы перед употреблением прибавить 1 см³ ледяной уксусной кислоты. После фиксации сулемовыми смесями необходимо из объекта удалить сулему. Для этого тщательно промывают его в 70-градусном спиртовом растворе йода (цвета средней крепости чая), который перестает обесцвечиваться, как только вся сулема удалена, затем отмывают в 70-градусном спирте йод.

Жидкость Барбагалло. Растворить 9 г поваренной соли в 1 л дистиллированной воды и к водному раствору прибавить 30 см³ 40 %-ного раствора формальдегида.

Жидкость Мюллера для окраски крупных моногеней. Двуххромовокислый калий — 2.5 г и сернокислый натрий — 1 г развести в 100 см³ дистиллированной воды.

Фиксатор Ван Клива. Смешать 85 частей 85-градусного этилового спирта, 10 частей 40 %-ного формалина, 5 частей ледяной уксусной кислоты.

Жидкость Буэна. К 150 см³ насыщенного водного раствора пикриновой кислоты прибавить 50 см³ 40 %-ного формалина. При фиксации (не раньше) добавить 10 см³ ледяной уксусной кислоты.

Квасцовый кармин. Растворить 10 г калийных или аммиачных квасцов в 200 см³ дистиллированной воды и прибавить 1 г тщательно растертого в ступке кармина. Кипятить 1 ч. Охладить и профильтровать. Добавить 1—2 кристалла тимола во избежание плесени. Краской пользуются многократно.

Уксуснокислый кармин является одновременно и фиксатором, и красителем. Употребляется для работы с метациеркариями. 45 см³ ледяной уксусной кислоты разбавить 55 см³ дистиллированной воды, всыпать 3—4 г мелкорастертого кармина (лучше накарата), кипятить в течение часа на медленном огне, на асбестовой подставке, для получения насыщенного раствора. Дать отстояться от осадка и профильтровать. Для приготовления рабочего раствора 1 объем краски развести в 2 объемах 45 %-ной уксусной кислоты.

Кармин по Блажину. Для получения в 100 см³ 30 %-ной молочной кислоты растворить при осторожном кипячении в течение 20—30 мин 0.3 г растертого в ступке кармина. Раствор остужают и фильтруют. Одной и той же порцией краски повторно пользоваться не более трех раз.

Железный гематоксилин по Гейденгайдену. Растворить 0.5 г гематоксилина в 10 см³ 90-градусного спирта. Раствор разбавить 90 см³ дистиллированной воды и оставить в заткнутом ватной пробкой сосуде на 3—4 недели до созревания. Перед употреблением разбавить в 2 раза водой. Для протравы служит 3 %-ный раствор железо-аммиачных квасцов в дистиллированной воде. Кристаллы квасцов должны быть слабо-фиолетового цвета (желтоватые не годятся). Дифференцировка ведется 1 %-ным раствором железо-аммиачных квасцов. Железный гематоксилин, так же как и железные квасцы для протравы, можно употреблять несколько раз. Для дифференцировки следует брать каждый раз свежие квасцы.

Краска по Романовскому. Для окраски мазков крови покупается в готовом виде (содержит метилазур, метиленовую синьку, эозин) и разводится перед употреблением дистиллированной водой, из расчета 1—2 капли основного раствора на 1 см³ воды.

Раствор Люголя. Применяется для окрашивания некоторых запасных веществ, главным образом у простейших. Для получения 1 г йодистого кали, 1 г кристаллического йода развести в 300 см³ воды. При употреблении разбавляется дистиллированной водой, в зависимости от размера объекта и богатства его гликогеном. Годится для работы с живыми объектами. Хранить в темной склянке с притертой пробкой.

Прижизненные окраски. Нейтральный красный и метиленовый синий применяются обычно для окраски простейших и личинок трематод в очень слабых концентрациях, от 0.1 до 0.0001 %.

Глицерин-желатин. Желатина 7 г размочить (2—3 ч) в 43 см³ дистиллированной воды, прибавить 50 г глицерина и 0.5 г кристаллической карболовой кислоты. Все вместе нагревать при помешивании в водяной бане (не до кипения!), профильтровать и охладить. Хранить готовый глицерин-желатин удобно в химической пробирке. Рекомендуется наливать смесь не доверху и охлаждать, наклонив пробирку, чтобы образовалась косая поверхность, от которой удобно брать маленькие кусочки для препаратов.

Пикрат аммония. Фиксатор и заключающая среда. Насыщенный раствор пикриновой кислоты (1 г на 100 см³ дистиллированной воды) смешать с чистым глицерином, 1:1. Следует учесть, что при нагревании сухая пикриновая кислота взрывается.

Канифольная замазка. Для обведения краев покровного стекла глицерин-желатиновых препаратов. Канифоль 7 г сплавить с 1 г воска. Пользоваться в разогретом виде.

ЛИТЕРАТУРА

- Агапова А. И. О жизненном цикле *Tetracotyle sogdiana* Pavl. et Anitsch., 1923. — Паразитология, 1971, т. 5, вып. 1, с. 68—72.
- Ахмеров А. Х. Новый род трематод рыб. — Тр. Гельминтол. лаб. АН СССР, 1959, т. 9, с. 45—48.
- Барышева А. Ф., Бауер О. Н. Паразиты рыб Ладожского озера. — Изв. Всесоюз. ин-та озер. и реч. рыб. хоз-ва, 1957, т. 42, с. 175—226.
- Беклемишев В. Н. Биоценологические основы сравнительной паразитологии. М., 1970. 502 с.
- Богданова Е. А. Паразитофауна лососевых рыб южного Сахалина. — Изв. Гос. НИОРХ, 1963, т. 54, с. 15—47.
- Богданова Е. А. Паразиты и инвазионные болезни лососевых и сиговых в рыбноводных хозяйствах. — Изв. Гос. НИОРХ, 1977, т. 120. 161 с.
- Быховская-Павловская И. Е. Паразитологическое исследование рыб. (В помощь работающим на полевых участках). М.; Л., 1952. 63 с.
- Быховская-Павловская И. Е. Паразитологическое исследование рыб. (Методы паразитологических исследований. I). Л., 1969. 108 с.
- (Быховская (Павловская) И., Быховский Б.) Bychowsky (Pawlowsky) I., Bychowsky B. Über die Morphologie und Systematik des *Aspidogaster limacoides* Diesing. — Ztschr. Parasitenk., 1934, Bd 7, H. 2, S. 125—137.
- Быховская (Павловская) И. Е., Быховский Б. Е. Паразитофауна рыб Ахтаринских лиманов. — Паразитол. сб., 1940, [т. 8], с. 131—161.
- Власенко П. В. К фауне паразитических червей рыб Черного моря. — Тр. Карадаг. биол. ст., 1931, т. 4, с. 88—136.
- Геллер Э. Р., Бабич А. А. К биологии *Contracaecum bidentatum* (Linstow, 1899). — В кн.: Работы по гельминтологии. Сб., посвящ. 75-летию К. И. Скрыбина. М., 1953, с. 133—138.
- Гинецкая Т. А. Трематоды, их жизненные циклы, биология и эволюция. Л., 1968. 406 с.
- Глазков Г. А. Выделение метацеркариев некоторых трематод из пораженной ткани рыб методом переваривания в искусственном желудочном соке. — В кн.: Болезни и паразиты рыб в Ледовитоморской провинции. Томск, 1979, с. 5—14.
- Гусев А. В. Пикрат аммония как фиксатор и заключающая среда для препаратов из паразитов рыб. — Зоол. журн., 1968, т. 47, вып. 5, с. 935—936.
- Гусев А. В. Методика сбора материала по моногенейм. М., 1978. 34 с.
- Гусев А. В. Методика сбора и обработки материалов по моногенейм, паразитирующим у рыб. Л., 1983. 47 с.
- Догель В. А. Паразитарные заболевания рыб. М.; Л., 1932. 149 с.
- Догель В. А. Проблемы исследования паразитологии рыб (методика и проблематика ихтиопаразитологических исследований). — Тр. Ленингр. о-ва естествоиспыт., 1933, т. 62, № 3, с. 247—268.
- Догель В. А. Очередные задачи экологической паразитологии. — Тр. Петергоф. биол. ин-та, 1935, т. 15, вып. 2, с. 31—48.
- Догель В. А. Общая паразитология. Л., 1962. 463 с.
- Догель В. А., Быховский Б. Е. Паразиты рыб Каспийского моря. — Тр. по комплекс. изучению Касп. моря, 1938, вып. 7. 151 с.
- Донец З. С., Шульман С. С. О методах исследования Myxosporidia (Protozoa, Cnidosporidia). — Паразитология, 1973, т. 7, вып. 2, с. 191—193.

- Дубинин В. Б. Экспериментальные исследования над циклами развития некоторых паразитических червей животных дельты Волги. — Паразитол. сб., 1949, [т. 11], с. 104—125.
- Дубинин В. Б. Фауна личинок паразитических червей позвоночных животных дельты Волги. — Паразитол. сб., 1952, [т. 14], с. 213—265.
- Дубинина М. Н. Паразитологическое исследование птиц. Л., 1955. 135 с.
- Дубинина М. Н. Класс Ленточные черви *Cestoidea* Rud., 1808. — В кн.: Определитель паразитов пресноводных рыб фауны СССР. М.; Л., 1962, с. 384—438.
- Дубинина М. Н. Ремнецы (*Cestoda: Ligulidae*) фауны СССР. М.; Л., 1966. 261 с.
- Иваницкий С. В. К фауне трематод позвоночных Украины (по материалам 26-й СГЭ). — Вет. дело, 1928, № 2 (51), с. 30—48.
- Иванов А. В., Полянский Ю. И., Стрелков А. А. Большой практикум по зоологии беспозвоночных. М., 1981. 504 с.
- Коблицкая А. Ф. Определитель молоди пресноводных рыб. М., 1981. 208 с.
- Коровина В. М. Анатомо-гистологические особенности средней кишки радужной форели *Salmo gairdneri* Rich. — Вopr. ихтиологии, 1976, т. 16, вып. 4 (99), с. 682—689.
- Коровина В. М., Вукович Т. К. Анатомо-гистологические особенности средней кишки *Salmothymus obtusirostris oxyrhynchus* (Steindachner). — Ichthyologia (Saraevu), 1972, vol. 4, N 1, p. 41—58.
- Курочкин Ю. В. Методическое пособие по паразитологическому инспектированию морских рыб. Владивосток, 1979. 84 с.
- Левашов М. М. К биологии нематоды *Philometra rischta* Skr. — Раб. Волжской биол. ст., 1929, т. 10, № 5, с. 211—214.
- (Лукин Е. И.) Лукин Е. И. Пиявки. Фауна Украины. Київ, 1962, т. 30, с. 5—197.
- Лутта А. С. Воспаление жабр у *Acipenser nudiiventris*, вызванное моногенетическим сосальщиком *Nitzschia sturionis* Abild. — Зоол. журн., 1941, т. 20, вып. 4—5, с. 520—527.
- Лйман Э. М. Практическое руководство по болезням рыб. М., 1951. 150 с.
- Маркевич А. П. Методика и техника паразитологического обследования рыб. Киев, 1950. 24 с.
- Маркевич А. П. Паразитофауна пресноводных рыб Украинской ССР. Киев, 1951. 357 с.
- Найденова Н. Н. Паразитофауна рыб семейства бычковых Черного и Азовского морей. Киев, 1974. 182 с.
- Никитин С. А. Трипанозомы и трипаноплазмы волжско-камских рыб. — Раб. Волжской биол. ст., 1929, т. 10, № 4, с. 137—148.
- Определитель паразитов пресноводных рыб фауны СССР. Т. 1. Паразитические простейшие. Л., 1984. 431 с.
- Павловский Е. Н. Введение в зоотомию. Руководство по практическим занятиям по зоологии. Ч. I. Позвоночные. М.; Пгр., 1923. 151 с.
- Павловский Е. Н. Руководство по паразитологии человека с учением о переносчиках трансмиссивных заболеваний. М.; Л., 1946, т. 1, 521 с.
- Павловский Е. Н., Гнездилов В. Г. Экспериментальное исследование над плероцеркоидами лентеца широкого в связи с вопросом о круге их потенциальных хозяев. — Тр. Воен.-мед. акад. им. С. М. Кирова, 1939, т. 19, с. 97—116.
- Петроченко В. И. Акантоцефалы домашних и диких животных. М.; Л., 1958, т. 2. 458 с.
- Петрушевская М. Г. К вопросу о систематике сосальщиков рода *Azygia*, встречающихся в рыбах СССР. — Вестн. ЛГУ, 1962, т. 3, с. 79—92.
- Петрушевский Г. К., Петрушевская М. Г. Достоверность количественных показателей при изучении паразитофауны рыб. — Паразитол. сб., 1960, [т. 19], с. 333—343.
- Петрушевский Г. К., Шульман С. С. Паразитарные заболевания рыб в промысловых водоемах СССР. — В кн.: Основные проблемы паразитологии рыб. Л., 1958, с. 301—335.
- Пигулевский С. В. Семейство Gorgoderidae Looss, 1901. Ч. 2. — В кн.: Трематоды животных и человека. Основы трематодологии. М., 1953, т. 8, с. 253—615.
- Полянский Ю. И. Материалы по паразитологии рыб северных морей СССР. — Тр. Зоол. ин-та АН СССР, 1955, т. 19, с. 5—170.
- Рыбалтовский О. В., Комков И. П., Левитская В. М. Новый способ обработки

- фиксированных формалином цестод и трематод. — Паразитология, 1967, т. 1, вып. 5, с. 444—445.
- Саидов Ю. С. Анизакидные личинки у рыб Каспийского моря. — Тр. Ин-та животноводства (Дагестан), 1956, т. 4, с. 223—226.
- Световидов А. Н., Сковороца Т. А. Строение и функциональное значение наджаберных органов сельдевых. — Тр. Зоол. ин-та, 1968, т. 46, с. 169—189.
- Скрябин К. И. К познанию глистных заболеваний некоторых рыб России. — Архив вет. наук, 1917, кн. 3—5, с. 522—542.
- Смирнова Т. С., Стрелков Ю. А., Тимофеев В. А., Шульман С. С. Носовые полости костистых рыб как место обитания паразитов. — Зоол. журн., 1964, т. 43, вып. 11, с. 1649—1654.
- Судариков В. Е., Шигин А. А. К методике работы с метацеркариями отряда Strigidae. — Тр. Гельминтол. лаб. АН СССР, 1965, т. 15, с. 158—166.
- Успенская А. В. Методические указания по борьбе с вертежом лососевых. Л., 1959. 22 с.
- Холодковский Н. А. Учебник зоологии и сравнительной анатомии. СПб., 1914. 1032 с.
- Хотеновский И. А. О применении методики, предложенной Чаббом (1962), для изготовления тотальных препаратов из трематод. — Зоол. журн., 1966, т. 45, вып. 11, с. 1720—1721.
- Хотеновский И. А. Методика изготовления препаратов из диплозооноз. — Зоол. журн., 1974, т. 53, вып. 7, с. 1079—1080.
- Шигин А. А. Метацеркарии рода *Diplostomum* фауны СССР. — Паразитология, 1976, т. 10, вып. 4, с. 346—351.
- Штейн Г. А. К систематике Urcellariidae (Infusoria, Peritricha). — Зоол. журн., 1962, т. 40, вып. 8, с. 1137—1158.
- Шульман С. С. Микоспоридии фауны СССР. Л., 1966. 504 с.
- Шульман С. С., Штейн Г. А. Простейшие. — В кн.: Определитель паразитов пресноводных рыб СССР. М.; Л., 1962, с. 7—197.
- Эпштейн В. М. О систематическом положении, образе жизни и происхождении эндемичной байкальской пятки *Trachelobdella torquata* (Grube). — Докл. АН СССР, 1959, т. 125, вып. 4, с. 935—938.
- Эпштейн В. М. Новый вид рибячо п'явки *Piscicola fadewewi* n. sp. і деякі припущення що до його походження. — Допов. АН УССР, 1961, т. 12, с. 1644—1648.
- Юхименко С. С. Методика обследования носовых полостей молоди рыб. — Паразитология, 1972, т. 6, вып. 1, с. 83—84.
- Cépède C. Sur la pretendue immunité des Cobitis a l'égard des infections myxosporidiennes. — C. R. Soc. Biol. Acad. Sci. Paris, 1906, t. 60, p. 15—16.
- Chen Chin-leu. The protozoan parasites of Mylopharyngodon piceus. — Acta Hydrobiol. Sin., 1956, vol. 2, p. 19—42.
- Ciurea J. Contributions a l'étude morphologique de quelques Strigeides des oiseaux ichthyophages de la faune de Roumaine. — Arch. Roum. Path. exper. microbiol., 1930, vol. 3, p. 277—323.
- Ciurea J. Sur quelques larves des vers parasites de l'homme, des mammiferes, des oiseaux ichthyophages trouvés chez les poissons des grands lacs de la Bessarabie, du Dniestr et de son liman. — Arch. Roum. Path. exper. microbiol., 1933, vol. 6, p. 151—170.
- Ejsmont L. Morphologische, systematische und entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen an Arten des Genus *Sanguinicola* Plehn. — Bull. Acad. Polon. Sci. et Lett., Sci. Mat. et Nat., 1926, ser. B, p. 877—966.
- Hughes W. K. Some trematode parasites on the gills of victorian fishes. — Proc. Roy. Soc. Vict., 1928, N 5, p. 45—54.
- Janiszewska J. Caryophyllaeidea Europejskie ze Szczególniem Polski. — Prace Wroclawskiego towar. Naukowego, 1954, Ser. B, t. 66, p. 1—77.
- Kocylowski B., Mieczynski T. Choroby ryb i rakow. Warszawa, 1960. 418 p.
- Komiya Y., Suzuki N. Biology of *Clonorchis sinensis*. — Progr. Med. Parasitol. Jap., 1964, vol. 1, p. 533—591.
- Kozicka J. Parasites of fishes of Druzno Lake. — Acta parasitol. polon., 1959, vol. 7, fasc. 1, p. 1—72.

- Koziska J., Niwiadomska E.** Studies on the biology and taxonomy of Trematodes of genus *Tylodelphys* Diesing, 1850. — Acta parasitol. polon., 1960, vol. 8, fasc. 25, p. 379—401.
- Kuhlow F.** Bau- und Differentialdiagnose heimischer *Diphylobothrium*-Plerocercoiden. — Ztschr. Trop. Med. u. Parasitol., 1953, Bd 4, H2, S. 186—202.
- Lom J.** On the systematics of the genus *Trichodinella* Sramek-Hušek. — Acta parasitol. polon., 1959, vol. 7, fasc. 32, p. 573—590.
- Looss A.** Distomenunterfamilie der Haploporinae. — Arch. Parasitenk., 1902, Bd 6, S. 129—143.
- Looss A.** Beiträge zur Systematik der Distomen. Zur Kenntnis der Familie Hemiuridae. — Zool. J. Syst., 1908, vol. 26, p. 64—180.
- Lucky Z.** *Neascus cuticola* (Nordmann, 1932) als Parasit von *Scardinius erythrophthalmus* in Südmeeren. — Česk Parasitol., 1955, Bd 2, S. 102—104.
- Lühe M.** Acanthocephalen. — In: Süßwasserfauna Deutschlands. Jena, 1911, H. 16, 116 S.
- Minchin E. A.** Observations on the flagellates parasitic in blood of freshwater fishes. — Proc. Zool. Soc. Lond., 1909, vol. 70, p. 2—30.
- Nybelin O.** Zur Helminthfauna der Süßwasserfische Schwedens. II. Die Cestoden der Welses. — Göteborgs K. Vetensk. — O, Vitterhets Samh. Handl., 1942, Ser. B., S. 1—24.
- Odhner T.** Die Trematoden des arktischen Gebietes. — Fauna arctica, 1905—1906, Bd 4, Lief. 1—3, S. 289—372.
- Pearson J., Margolis L., Boyce N.** The metacercaria of *Galactosomum phalacrocoracis* (Trematoda, Heterophyidae) from pink salmon *Oncorhynchus gorbusha* from British Columbia waters. — Canad. J. Zool., 1978, vol. 56, N 10, p. 2235—2238.
- Plehn M.** Practicum der Fischkrankheiten. Stuttgart, 1924. 470 S.
- Reichenbach-Klinke H.** Die Gattung *Diplozoon* v. Nordmann, zugleich Neubeschreibung von einer Species und Subspecies, sowie Revision der Gattung. — Z. Parasitenk., 1961, b. 20, S. 541—557.
- Schäperclaus W.** Fischkrankheiten. Berlin, 1954. 708 S.
- Slusarski W.** Formy ostateczne Digenea z rybnososiowatych (Salmonidae) dorzecza Wisly i Poludniowego Baltky. — Acta parasitol. polon., 1958, vol. 6, fasc. 22, 528 p.
- Smith J. D.** The physiology of Trematodes. Edinburgh; London, 1966. 256 p.
- Vogel H.** Der Entwicklungszycclus von *Opisthorchis felineus* (Riv.) nebst Bemerkungen über die Systematik und Epidemiologie. — Zoologica, 1934, Bd 33, Lief. 2/3, H. 86. 103 S.
- Vin Wen Ying.** *Paraergasilus*, a genus of parasitic copepods new to China with two species from pond fishes. — Acta Zool., 1965, vol. 6, p. 23—32.

ОГЛАВЛЕНИЕ

Предисловие редактора (<i>О. Н. Бауер</i>)	3
Введение	4
1. Задачи паразитологического исследования рыб и объем полевой работы	9
2. Подготовка к полевому исследованию	13
3. Краткий очерк строения рыбы	14
4. Некоторые условия и порядок полного паразитологического исследования	22
5. Наружный паразитологический осмотр рыбы и сбор паразитов	24
6. Техника паразитологического вскрытия рыбы	50
7. Общие замечания по сбору внутренних паразитов	52
8. Исследование полости тела, внутренних органов и тканей рыб	55
9. Методика сбора и первичной обработки личинок трематод — метатеркарий	90
10. Регистрация и этикетирование паразитологического материала	96
11. Фиксация и хранение паразитов	98
12. Окраска паразитов и изготовление препаратов	101
13. Исследование живых паразитов	107
14. Оборудование и реактивы, необходимые для полного паразитологического исследования рыб	112
Литература	117

Ирина Евгеньевна

Быховская - Павловская

ПАРАЗИТЫ РЫБ. РУКОВОДСТВО ПО ИЗУЧЕНИЮ

**(Методы зоологических исследований —
практике)**

Утверждено к печати

Зоологическим институтом Академии наук СССР

Редактор издательства **А. Н. Князев**

Художник **Г. В. Смирнов**

Технический редактор **Н. А. Кругликова**

Корректор **Г. Д. Адейкина**

ИБ № 21321

Сдано в набор 07.02.85. Подписано к печати 09.07.85.
М-27947. Формат 60×90¹/₁₆. Бумага для глубокой печати.
Гарнитура обыкновенная. Фотонабор. Печать офсетная.
Усл. печ. л. 7.75. Усл. кр.-отт. 7.99. Уч.-изд. л. 8.09. Тираж 3700.
Тип. зак. 117. Цена 80 к.

Ордена Трудового Красного Знамени
издательство «Наука». Ленинградское отделение.
199164, Ленинград, В-164, Менделеевская лин., 1

Ордена Трудового Красного Знамени
Первая типография издательства «Наука».
199034, Ленинград, В-34, 9 линия, 12.