



**МИНИСТЕРСТВО СЕЛЬСКОГО ХОЗЯЙСТВА
РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ**
ФЕДЕРАЛЬНОЕ ГОСУДАРСТВЕННОЕ БЮДЖЕТНОЕ ОБРАЗОВАТЕЛЬНОЕ УЧРЕЖДЕНИЕ
ВЫСШЕГО ПРОФЕССИОНАЛЬНОГО ОБРАЗОВАНИЯ
**РОССИЙСКИЙ ГОСУДАРСТВЕННЫЙ АГРАРНЫЙ
УНИВЕРСИТЕТ – МСХА имени К.А. ТИМИРЯЗЕВА
КАЛУЖСКИЙ ФИЛИАЛ**

Факультет Зооинженерный
Кафедра «Ветеринарии и физиологии животных»

**МИНИСТЕРСТВО СЕЛЬСКОГО ХОЗЯЙСТВА РОССИЙСКОЙ
ФЕДЕРАЦИИ**
ФЕДЕРАЛЬНОЕ ГОСУДАРСТВЕННОЕ БЮДЖЕТНОЕ ОБРАЗОВАТЕЛЬНОЕ УЧРЕЖДЕНИЕ
ВЫСШЕГО ПРОФЕССИОНАЛЬНОГО ОБРАЗОВАНИЯ
**БРЯНСКАЯ ГОСУДАРСТВЕННАЯ СЕЛЬСКОХОЗЯЙСТВЕННАЯ
АКАДЕМИЯ**

Факультет ветеринарной медицины и биотехнологии
Кафедра нормальной и патологической морфологии и физиологии животных

**ИЗГОТОВЛЕНИЕ И ХРАНЕНИЕ
АНАТОМИЧЕСКИХ ПРЕПАРАТОВ**

МЕТОДИЧЕСКОЕ ПОСОБИЕ ДЛЯ СТУДЕНТОВ
по учебной дисциплине «Анатомия животных»

для подготовки специалистов по ФГОС ВПО 3-го поколения

Специальность 111801 «Ветеринария»
Квалификация «Специалист»

Курс 1,2
Семестры 1,2,3

Калуга - Брянск 2014

УДК 636:611(07)

ББК 28.66

Г 91

Грушкин, А.Г. **ИЗГОТОВЛЕНИЕ И ХРАНЕНИЕ АНАТОМИЧЕСКИХ ПРЕПАРАТОВ:** МЕТОДИЧЕСКОЕ ПОСОБИЕ ДЛЯ СТУДЕНТОВ ПО УЧЕБНОЙ ДИСЦИПЛИНЕ «Анатомия животных/ А.Г. Грушкин, В.Н. Минченко. – Брянск.: Издательство Брянской ГСХА, 2014. - 48 с.

Методическое пособие «Анатомия животных» предназначено для изучения студентами по специальности 111801 «Ветеринария», квалификация «Специалист», курс 1, 2, семестры 1, 2, 3.

Составители:

проф. Грушкин А.Г. (КФ РГАУ-МСХА имени К.А. Тимирязева),

доц. Минченко В.Н. (Брянская ГСХА)

Методическое пособие рекомендовано к изданию методической комиссией факультета ФВМБ от 28.01. 2014 г., протокол №5.

© Брянская ГСХА, 2014

© А.Г. Грушкин, 2014

© В.Н. Минченко, 2014

СОДЕРЖАНИЕ

стр.

1. Аннотация	4
2. Внешние требования	7
3. Общие требования по изготовлению анатомических препаратов	8
4. Отбор материала и его фиксация	10
5. Наливка сосудов	24

АННОТАЦИЯ

Учебная дисциплина «Анатомия животных» предназначена для студентов по специальности 111801 «Ветеринария».

Значение дисциплины «Анатомия животных» при подготовке ветеринарного врача очень велика. В данном методическом пособии приводятся указания по изготовлению анатомических препаратов доступными способами. Сделать преподавание анатомии животных наглядным, приблизить его к жизни - эта задача особенно остро выдвигается в настоящее время. В преподавании анатомии очень существенно показать органы, взятые непосредственно из организма животных, не ограничиваясь виртуальным изучением рисунков и схем. Анатомические препараты органов и частей тела должны быть демонстративны и сохранять в течение длительного времени присущую им форму и внешний вид. Для этого есть много методов, которые не могут быть использованы при овладении техникой изготовления препаратов. Очень важным моментом является привлечение студентов к этой работе, которая может выполняться в порядке курсовой работы. Изготовление экспонатов учащимися имеет огромное педагогическое значение, так как ни один самый яркий рассказ не даст такого полного и верного представления о строении организма и вместе с тем о его функциях, как самостоятельная работа над препаратом. Одновременное участие нескольких различных анализаторов в восприятии изучаемого органа, которое имеет место в этом процессе, является чрезвычайно важным познавательным и воспитательным моментом. Приходится учитывать также, что внедрение функционального направления в анатомию, соответствующего задачам современной науки, легче может быть выполнено при наличии разнообразного анатомического материала. В преподавании анатомии в настоящее время уже не может иметь места старый формально-описательный метод. Особенности анатомического строения организма должны освещаться совместно с выполняемой функцией, а для этого приходится использовать материал, касающийся

строения организма в его развитии и в связи с условиями содержания и эксплуатации животных. Правильное диагностирование и успешное лечение больных животных напрямую связано с качеством подготовки специалистов. Наука, изучающая строение и развитие животных организмов, дающая морфофункциональную характеристику его системам, вооружающая студентов комплексом знаний по сравнительной и возрастной анатомии, носит название анатомия животных и является базовой при обучении ветеринарных врачей. Многие дисциплины невозможно освоить без хороших знаний по анатомии: физиологию, патанатомию, хирургию, клиническую диагностику, терапию и т.д. И, наконец, функциональная анатомия требует представления органов в их взаимосвязи, подчиненных объединяющему воздействию интегрирующих систем. Чтобы сделать эти задачи выполнимыми, совершенно необходим конкретный, убедительный и разносторонний демонстрационный материал. Приведенные нами методы изготовления анатомических препаратов наиболее просты, доступны для студентов и могут найти применение в вузах и колледжах, при организации кабинетов и музеев анатомии животных

Структура и трудоемкость разделов и тем дисциплины (всего 432 и САР 239 час)

Наименование Разделов и тем дисциплины	Всего час. на раздел/тему	Внеаудиторная работа (СРС)
1 Семестр	124	70
Раздел 1 Аппарат движения	194	110
Тема 1 Анатомия как наука	12	6
Тема 2 Понятие о строении и развитии организм	14	8
Тема 3 Характеристика ОДА (пассивная часть)	14	8
Тема 4 Учение о костях (остеология)	14	8
Тема 5 Кость как орган Классификация костей	14	8
Тема 6 Скелет туловища	14	8
Тема 7 Скелет конечностей	14	8
Тема 8 Соединение костей (синдесмология)	14	8
Тема 9 Характеристика ОДА (активная часть)	14	8
2 Семестр	128	72
Тема 10 Учение о мышцах (миология)	14	8
Тема 11 Мышца как орган	14	8
Тема 12 Мускулатура головы и туловища	14	8
Тема 13 Мускулатура конечностей	14	8
Тема 14 Вспомогат. органы мышечной системы	14	8
Раздел 2 Общий кожный покров	28	16
Тема 15 Кожный покров	14	8
Тема 16 Производные кожи	14	8
Раздел 3 Спланхнология	108	64
Тема 17 Строение и топография внутр. органов	14	8
Тема 18 Полости тела, деление на отделы	14	8
3 Семестр	180	108
Тема 19 Пищеварительный аппарат. Ротоглотка	10	6
Тема 20 Пищеводно-желудочный отдел	10	6
Тема 21 Тонкий отдел кишечника	10	6
Тема 22 Толстый отдел кишечника	10	6
Тема 23 Дыхательный аппарат.	10	6
Тема 24 Мочевыделительный аппарат	10	6
Тема 25 Органы размножениясамца	10	6
Тема 26 Органы размножения самки	10	6
Раздел 4 Ангиология	30	18
Тема 27 Сердечно-сосудистая система	10	6
Тема 28 Лимфатическая система	10	6
Тема 29 Органы кроветворения	10	6
Раздел 5 Железы внутренней секреции	20	12
Тема 30 Характеристика эндокринной системы	10	6
Тема 31 Характеристика иммунной системы	10	6
Раздел 6 Нейрология	20	12
Тема 32 Центральная нервная система	10	6
Тема 33 Периферическая нервная система	10	6
Раздел 7. Органы чувств	10	6
Тема 34 Органы чувств	10	6
Раздел 8 Особенности строения птиц	22	14
Тема 35 Анатомические особенности птиц	11	7
Тема 36 Морф. анализ сухоп. и водоплав. птиц	11	7

Внешние требования

Требования основной образовательной программы

Дисциплина «Анатомия животных» включена в обязательный перечень ФГОС ВПО, в общепрофессиональный цикл дисциплин базовой части. Реализация в дисциплине «Анатомия животных» требований ФГОС ВПО, ООП ВПО и Учебного плана по направлению подготовки 111801 – Ветеринария должна формировать следующие компетенции:

использованием знаний иностранного и латинского языков для получения информации профессионального характера из иностранных и отечественных источников (ОК-8);

умением правильно пользоваться медико-технической и ветеринарной аппаратурой, инструментарием и оборудованием в лабораторных, диагностических и лечебных целях и владением техникой клинического исследования животных, назначением необходимого лечения в соответствии с поставленным диагнозом (ПК-3);

способностью и готовностью анализировать закономерности функционирования органов и систем организма, использовать знания морфо-физиологических основ, основные методики клинико-иммунологического исследования и оценки функционального состояния организма животного для своевременной диагностики заболеваний (ПК-5);

в области экспертно-контрольной деятельности:

способностью и готовностью проводить вскрытие и профессионально ставить посмертный диагноз, оценивать правильность проведенного лечения в порядке судебно-ветеринарной экспертизы и арбитражного производства (ПК-11);

Общие требования к работе студентов по изготовлению анатомических препаратов

Студенты должны быть ознакомлены с правилами техники безопасности согласно инструкции по охране труда для студентов зооинженерного факультета ИОТ № 72 от 10 июня 2004 года и санитарно-гигиеническими требованиями при работе с трупным материалом, с элементами препаровки, а также при работе с живыми животными и неукоснительно их выполнять.

Правила техники безопасности, санитарно-гигиенические требования при работе с трупным материалом и пользования инструментами. В секционном зале или аудитории, где проводят вскрытие и препарирование, студенты должны находиться в специальной одежде: халате, фартуке, нарукавниках, резиновых перчатках. При работе без перчаток руки должны быть смазаны вазелином. В процессе вскрытия и препаровки кровь и другие выделения, содержимое полостных органов периодически удаляется с секционного стола водой или губкой.

Для вскрытия трупов животных необходимо иметь анатомический набор инструментов (рис. 1). Он предназначен для вскрытия трупа любого животного.

В этом наборе имеются ножи для снятия кожи и разрезания органов и тканей. Для препаровки наиболее часто используют скальпели (малые секционные ножи), остроконечный. При рассечении брюшком скальпеля его держат как столовый нож, при рассечении концом лезвия — как писчее перо. Большим секционным ножом делают крупные разрезы, держа его всей рукой так, чтобы ладонь лежала поверх рукоятки, и совершая свободные широкие движения в плечевом и локтевом суставах.

Во избежание ранения рук при соскальзывании лезвия скальпеля движения производятся “от себя”. Ножницы изогнутые, применяют для препарирования сосудов, нервов, отрезания участков трубкообразных органов для вскрытия сосудов, протоков, кишок используют кишечные ножницы, в полость органа. Для рассечения кости и хряща пользуются пилами, долотами, трепаном. При вскрытии черепа пользуются долотом, молотком-

топориком и щипцами-костедержателями. Фиксационными инструментами являются пинцеты анатомические и хирургические (с зубчиками), которые удерживают “щипком” в левой руке, что дает большую подвижность кисти. Для длительного удержания используют зажимы, а также крючки и ранорасширители. Фиксирующие жидкости держат в закрытых сосудах. При попадании их (формалина, спирт и др.) на кожу или слизистые оболочки необходимо сразу же обильно промыть это место водой.

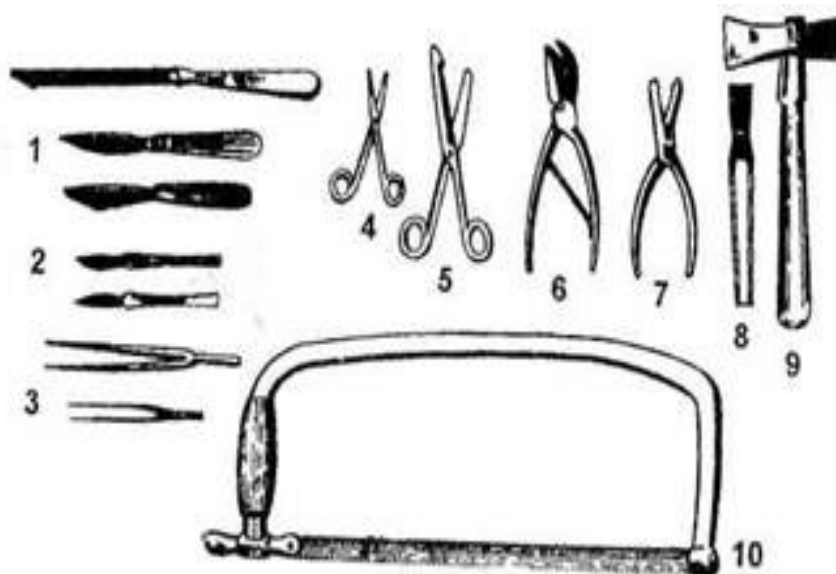


Рис. 1. Инструменты, применяемые для вскрытия трупов животных:

- 1 — ножи для снятия кожи и вскрытия органов;
 2 — скальпели; 3 — пинцеты; 4 — ножницы для вскрытия кровеносных сосудов и различных каналов; 5 — кишечные ножницы; 6 — реберные ножницы; 7 — щипцы-костедержатели;
 8 — долото; 9 - молоток-топорик;
 10 - лучковая пила

По окончании работы отпрепарированный материал убирают, столы, инструменты, нарукавники, перчатки (не снимая с рук) моют. Вымытые перчатки вытирают, посыпают тальком или крахмалом и снимают, скатывая с запястья к пальцам. Руки моют с мылом. Если работали без перчаток, руки сначала моют теплой водой для удаления крови и других загрязнений, затем мылом со щеткой и, наконец, протирают дезинфицирующим раствором (0,5% нашатырный спирт, спиртовой раствор йода 1:3000, 70% этиловый спирт и др.).

Промытые инструменты кипятят и вытирают. Для инструмента необходимо иметь специально предназначенный для этого столик, инструменты лучше содержать в кювете, а после использования возвращать их в шкаф на прежнее место хранения.

Отбор материала и его фиксация

Для изготовления анатомических препаратов отбирают органы или их части, в которых наиболее ярко выражены особенности их строения. Хороший препарат может быть получен только от недавно убитых животных или от свежих трупов. Для консервирования целесообразно брать целиком сохраненный орган. Если это невыполнимо, можно ограничиться частью его, а для музейного препарата вырезать нужный участок ткани. При фиксации целых трупов мелких животных или плодов удаляют внутренние органы через разрез брюшной стенки, который потом аккуратно зашивают. К отобранному для фиксации органу пришивают бирку из ткани, на которой карандашом или тушью пишут время взятия материала и его номер. В регистрационную карточку заносят сведения о принадлежности животному, от которого был взят материал, а также данные вскрытия. Для фиксации материала применяют растворы формалина различной концентрации или формалино-солевые смеси. Надо учитывать тот факт, что фиксированные формалином органы теряют свою естественную окраску и приобретают серо-бурый цвет вследствие перевода гемоглобина крови в метгемоглобин. После фиксации в формалине возможно получить естественную окраску органа, обрабаты-

вая его спиртом. При этом под воздействием этилового спирта метгемоглобин переводится в нейтральный гематин, восстанавливающий естественную окраску органа или ткани. На этом принципе основаны наиболее распространенные методы приготовления музейных препаратов. Приготовление музейных препаратов состоит из трех последовательных этапов:

1. Фиксация и хранение сухих костных препаратов
2. Фиксация в формалино-солевом растворе (первая жидкость), в котором гемоглобин крови переходит в метгемоглобин. Орган при этом принимает серо-бурую окраску.
3. Восстановление естественной окраски препарата в спирте (вторая жидкость).
4. Окончательное хранение препарата в глицериновой смеси (третья жидкость).

Препараты по костной системе

При изучении костной системы для выявления функциональных особенностей строения скелета необходимо иметь как целые скелеты разных видов животных, так и отдельные их кости. Сопоставление имеющихся в наличии скелетов поможет выяснить характерные черты строения, присущие скелету в связи с горизонтальным положением тела. На этом же материале обнаруживаются различия форм и строения отдельных частей скелета, в зависимости от различия статики и локомоции. Поскольку любая система организма должна изучаться в развитии, полезно иметь, кроме того, скелеты зародышей и молодняка животных, на которых выявляется своеобразие формы и соотношение отдельных его частей, а также особенности окостенения. Наглядное представление о структуре отдельных костей дают их распилы.

Методы изготовления костных препаратов

Изготовление препаратов костей. Проще всего изготавливаются препараты скелета и отдельных костей животных, в которых уже закончился процесс окостенения. Существует несколько методов изготовления препаратов костей:

1. метод мацерации
2. метод варки
3. биологический
4. метод распила

1. Метод мацерации (отгнивания). Метод, предусматривающий бактериальное разложение мягких тканей, очень неприятный, сопровождающийся сильной загазованностью, требует специального помещения и оборудования.

При этом соединительнотканые образования разрушаются, и мышцы легко счищаются с костей. Для мацерации требуется продолжительное время, в течение которого постоянно ведется контроль за тем, легко ли мышцы отделяются от костей. Когда мышцы начинают легко отставать от костей, а связки еще достаточно крепки, мацерацию прекращают.

Скелет или отдельные кости тщательно очищают от мягких тканей, кладут в банку и заливают теплой водой. Мацерация оставшихся мягких тканей процесс длительный, поэтому воду необходимо несколько раз менять, каждый раз отделяя от костей отгнившие кусочки мягких тканей. Процесс мацерации можно ускорить, добавив пепсин - 1-2 г на ведро воды. Все мягкие части на костях удаляются при помощи ножа. Скоблить ножом кости нельзя. Очищенные от мягких тканей кости помещают в теплую воду. Кости должны быть полностью погружены в воду, чтобы они не почернели. Емкость плотно закрывается крышкой. В этих условиях оставшиеся мягкие ткани подвергаются гниению, разрушаются и отделяются от костей. По прошествии 2 недель кости промывают (1-2 час) в проточной воде, еще раз

удаляют сохранившиеся остатки тканей и подчищают тупым скальпелем. Для извлечения клеевых веществ и обезжиривания после мацерации кости погружают в 5% подогретый раствор соды на несколько часов, так как в щелочной среде хорошо растворяются остатки жировых и соединительнотканых образований. Можно обезжиривать поместив кости в чистый бензин на определенное время. Как правило, кости мелких животных держат в бензине до суток, птиц — 1—2 суток, кролика — 4—5 суток.

После обезжиривания кости промывают в воде и отбеливают. Для этого их помещают в смесь перекиси водорода и 70%-ного спирта, взятых в равных объемах, или просто раскладывают на воздухе под солнцем. В этих условиях интенсивнее происходит процесс выделения атомарного кислорода, активирующего беление костей.

Многочисленное орошение и переворачивание при этом костей водой способствует лучшей их отбелке.

Мацерация костей и связок при помощи дрожжей. На 10 литров теплой воды добавляют 100 г дрожжей и 1-1.5 кг сахара, закладывают целый труп мелкого животного, слегка очищенный от мягких тканей. Этим способом хорошо готовится связочный аппарат отдельных суставов или целый скелет небольшого животного или птицы. Вынимаем, промываем. Если препарат получился не очень светлым, то помещаем в 3% р-р перекиси водорода (температура р-ра до 60⁰) на сутки. Закрепляем препарат на подставку. Связки высыхают и скелет очень хорошо держится на собственном связочном аппарате.

Основным недостатком мацерации является то, что этот процесс связан с очень неприятным запахом, для устранения которого следует производить промывку костей и смену промывной жидкости в вытяжном шкафу.

Если мацерацию проводить в растворе спирта (1 часть 96 % спирта на 2 части воды), то она проходит почти без запаха. Мацерация может пройти достаточно быстро (в течение 5—7 дней), если проводить ее в смеси перекиси водорода и 85 % спирта (можно денатурата), взятых в равных объемах. Он ис-

пользуется при изготовлению анатомических препаратов (скелетов) из мелких животных и птиц.

Скелет птицы лучше изготовить, сохранив связочный аппарат. Снимают кожу и удаляют мышцы. Затем такой скелет помещают на 4-7 суток в воду комнатной температуры для мацерации. Промывают в проточной воде и удаляют маленькой щеточкой мягкие ткани. Если ткани плохо удаляются, их надо еще подержать в теплой воде. При удалении мягких тканей следить за сохранностью связочного аппарата. Хорошо очистив скелет, обрабатывают его глицерином или 50-70% спиртом: обворачивают ватой или бинтом, смоченным в глицерин или 50-70% спирт, и сверху целлофаном, чтобы не было высыхания. Затем скелет промывают водой и на 1-2 часа погружают в эфир или бензин для обезжиривания. Опять тщательно промыть и отбелить 2-3% р-ром перекиси водорода. Укрепить на деревянной подставке в естественном положении и высушить на воздухе. Сухие кости можно положить в 2-3% раствор перекиси водорода, затем в бензин, для обезжиривания и достижения большей белизны.

Препараты молодых костей и птицы лучше всего содержать в 96% спирте.

2. Метод варки. (Вываривание костей). В том случае, если невозможно произвести мацерацию, скелет подвергается вывариванию. Этот способ пригоден только для костей взрослых животных. Удалив мышцы, кость подвергают проварке. Кости от молодых животных следует варить осторожно, чтобы сохранить хрящевые части скелета.

Метод варки прост в исполнении, приемлем в любых условиях и исполнителем любого уровня квалификации. Этот метод заключается в варке частей тела в большом количестве воды с последующей очисткой костей, их мытьем и отбеливанием. Однако он имеет свои особенности.

Длительность варки определяется возрастом животного. Кости кладут в кастрюлю с холодной водой, куда добавляется небольшое количество соды, и подвергают кипячению в тече-

ние 4—5 часов. Кости взрослого животного можно варить длительное время, а молодого – в пределах часа. После очистки их варят повторно в пределах 30 минут. Во время повторной варки следят, чтобы кости или череп не разделились на составные элементы, так как они соединены синдесмозно (плотной соединительной тканью). Кости животных с мощным жировым депо (особенно свиньи) варят после качественной обвалки. Кости, содержащие в себе жир (трубчатые), эпифизы крупных костей перед варкой перфорируют (в эпифизах просверливают много мелких отверстий, а в диафизах два крупных) с целью удаления жира. После варки кости тщательно моют с использованием моющих средств, а затем отбеливают в 10%-й перекиси водорода в пределах 6 (мелкие) – 12 (крупные) часов. Очищенные кости хорошо промывают теплой водой с мылом. Затем кости промывают в 5 - 10% растворе кальцинированной соды и обезжиривают в бензине или эфире, или трихлорэтилене. Обезжиренные кости отбеливают естественным способом на солнце или в 2 - 3% растворе перекиси водорода, или 1 - 2% растворе хлорной извести. В бензине кость может содержаться долго, а передержка костей в р-ре перекиси водорода или хлорной извести может привести к нарушению прочности кости. Желательно произвести также дополнительную обработку костей бензином и перекисью водорода (см. выше) и высушивание на воздухе.

3. Биологический метод. Препарат предварительно очистив от расположенных на нем мышц и сухожилий помещают возле муравейника, предварительно поместив его в продырявленный ящик, чтобы не унесли собаки. Допустима также биологическая обработка в ручье, речке, где живут раки.

4. Метод распила костей. Из отдельных длинных трубчатых костей можно приготовить тонкой мелкой пилой продольные и поперечные распилы костей. Предварительно необходимо удалить костный мозг из мест распила. Для получения продольных распилов кость необходимо фиксировать в тисках.

На распилах длинных трубчатых костей ясно обнаруживается компактный слой, костно-мозговая полость и губчатое вещество с характерным расположением костных пластинок (плечевая, бедренная, большеберцовая кости). С точки зрения взаимосвязи функции кости с ее внутренним строением очень демонстративны также фронтальные распилы позвонков различных отделов позвоночника и сагитальные распилы костей предплюсны (пяточной, таранной в др.). Наряду с костью взрослого животного необходимо сделать распил и кости молодого организма, где сохранились эпифизарные зоны и точки окостенения. В такой кости, распиленной продольно, на молочно-голубом фоне хрящевой ткани эпифизов четко выделяются заключенные в них центры окостенения.

Примерный перечень остеологических препаратов:

1. Комплект позвонков, ребер и грудин по видам животных.
2. Комплект черепов по видам домашних животных.
3. Комплект костей грудной конечности по видам животных.
4. Комплект костей тазовой конечности по видам животных.

Изготовление препаратов суставов

Препараты по синдесмологии (артрологии) готовят методом препарирования связочного аппарата на нефиксированном формалином препарате (фрагмент скелета с отпиленными частями костей, в центре которого располагается сустав) с последующим выделением (бумажными подкладками) связок и фиксацией в 10%-м растворе формалина. Используется свежий материал. Удаляются все мышцы и сухожилия вблизи сустава. Если сухожилия плотно прилегают к суставной сумке их временно не трогать, чтобы не повредить суставную сумку. Подготовлен-

ный таким образом препарат кладут в теплую 30-40° воду на 10-15 дней до появления признаков гниения. Затем промывают водой и препарируют. Щеткой удаляют остатки сухожилий мышц. Поверхность суставной капсулы хорошо очищается под водой. Для демонстрации связочного аппарата внутри суставных полостей необходимо вскрыть суставную сумку. Препаровку связок вести до тех пор пока не будет хорошо виден ход их волокон. Отпрепарированный сустав помещают в 10% р-р формалина для фиксации.

После фиксации (через 2-3 недели) препарат, ополоснув в воде, помещают в сублиматор. За неимением последнего – на открытый воздух в условия отрицательных температур (на всю зиму). Высушенный препарат монтирую на подставку и покрывают лаком. Аналогично можно приготовить препараты по связочному аппарату позвоночного столба, связкам ребер и т.д.

Примерный перечень препаратов по синдесмологии:

1. Связочный аппарат локтевого сустава крупного рогатого скота.
2. Связочный аппарат запястного сустава крупного рогатого скота.
3. Связочный аппарат тазобедренного сустава крупного рогатого скота.
4. Связочный аппарат коленного сустава крупного рогатого скота.
5. Связочный аппарат заплюсневого сустава крупного рогатого скота.
6. Связочный аппарат позвоночного столба крупного рогатого скота.
7. Связочный аппарат позвоночно-реберного сочленения крупного рогатого скота.
8. Связочный аппарат височно-челюстного сустава крупного рогатого скота.
9. Связочный аппарат крестцово-подвздошного сустава крупного рогатого скота.

Изготовление препаратов черепа

Сначала с помощью ножа и ножниц с костей головы тщательно срезают кожу и мышцы. Мозг из черепа вынимают через затылочное отверстие пинцетом и палочками. Окончательную очистку проводят путем вываривания или мацерации.

Наряду с целым черепом, при изучении костной системы, необходимо иметь и его отдельные кости. Для получения разборного черепа применяют очень простой способ. Полость черепа наполняют сухим горохом, после чего большое затылочное отверстие закрывается так, чтобы горох не мог высыпаться. Весь череп затем погружается в воду. Горох, разбухая, раздвигает и разрывает черепные швы. Раньше других отрываются височные кости; остальные же кости без особого труда могут быть выделены с помощью долота, молотка или костных щипцов. Отдельные кости черепа подвергаются далее обезжириванию, сушке и отбеливанию. Отдельные кости, особенно кости черепа, легче приготовить из скелетов животных молодых возрастов.

Все кости черепа разных видов животных.

Изготовление влажных и сухих препаратов мышц и органов

Прием консервации относится к ветеринарной медицине и касается хранения влажных музейных препаратов.

Целью консервации является увеличение сроков сохранения растворов и препаратов без снижения демонстрационных качеств. Предложенные растворы обладает длительным консервирующим свойством, не изменяя демонстрационных качеств препаратов, препараты выдерживают температуру до -5°C , по мере производственной необходимости из музейного препарата можно вырезать нужный участок для проведения гистоморфологических исследований. Препараты залитые консервирующей жидкостью хорошо просматриваются с участками от бледно-розового до темно-красного цвета, на них прекрасно сохраняется цветовая гамма, отражающая суть анатомических процессов.

Препараты по миологии готовят методом препаровки на фиксированном в формалине (насыщенном растворе поваренной соли) материале (части тела животного) с последующим высушиванием в сублиматоре. Сухие препараты монтируют и покрывают лаком.

Препараты мускулатуры можно готовить влажные, сухие и эластичные. Изготовление эластичных препаратов трудоемко и требует больше финансовых затрат.

Примерный перечень препаратов по миологии:

1. Мышцы грудной конечности собаки с медиальной поверхности.
2. Мышцы грудной конечности собаки с латеральной поверхности.
3. Мышцы тазовой конечности собаки с медиальной поверхности.
4. Мышцы тазовой конечности собаки с латеральной поверхности.
5. Мышцы головы лошади.
6. Мышцы позвоночного столба, дорсальные и вентральные
7. Диафрагма.
8. Мышцы экспираторы и инспираторы.

Препараты по дерматологии готовят так же, как и препараты по спланхнологии (см. ниже).

Примерный перечень препаратов по дерматологии:

1. Молочная железа коровы.
2. Молочная железа кобылы.

Препараты по миологии и спланхнологии готовят методом препаровки с последующей фиксацией в различных растворах. Фиксированные препараты помещают в квадратную банку, заливают свежим формалином и закрывают стеклом, приклеенным герметиком.

Препараты по ангиологии и неврологии готовят по различным методикам, сложность которых не позволяет приготовить анатомический препарат по этим разделам без предвари-

тельной подготовки, поэтому в этих методических рекомендациях они не приводятся.

Изготовленные анатомические препараты должны иметь описание с русскими и латинскими названиями, сверенными с анатомическим справочником.

Примерный перечень препаратов по спланхнологии:

1. Органы ротовой и носовой полости на распиле головы.
2. Пищевод и однокамерный желудок (свиньи, лошади и собаки).
3. Многокамерный желудок овцы.
4. Кишечник свиньи и овцы.
5. Печень и поджелудочная железа по видам животных.
6. Гортани по видам животных.
7. Легкие по видам животных.
8. Почки и мочетводящие органы по видам животных.
9. Органы размножения самцов по видам животных.
10. Органы размножения самок по видам животных.

Составы фиксирующих жидкостей

Фиксирующая жидкость для консервации музейных препаратов

1. Формалин	- 15мл
2. Спирт	- 19мл
3. Глицерин	- 5мл
4. Хлороформ	- 0,01мл
5. Вода	- до 100мл

Фиксирующие жидкости для мышечной ткани

1. Формалин	– 300 мл
2. Спирт	– 1500мл
3. Поваренная соль	– 200 г
4. Карболовая кислота 3% -ная	– 200 мл
5. Вода	– до 10000 мл

Спирт-карболовый раствор:

1. Спирт – 60 мл
 2. Карболовая кислота (кристаллическая) – 30 г
 3. Вода – 1000 мл
-

Спирт-глицериновый раствор (по методу Шота):

1. Глицерин – 1000 мл
 2. Спирт – 1500 мл
 3. Поваренная соль – 1000 г
 4. Вода – 10000 мл
-

Раствор Барбогалло:

1. Формалин – 300 мл
 2. Поваренная соль – 90 г
 3. Вода – 10000 мл
-

Раствор Д. Выводцева:

1. Тимол – 5 г
2. Глицерин – 1700 мл
3. Вода – 1000 мл
4. Спирт – небольшое количество

Выдерживают месяц, сушат на растяжках

В МВА им. К.И. Скрыбина влажные препараты хранят в следующем растворе:

1. Спирт – 15000 мл
 2. Формалин – 300 мл
 3. Глицерин – 1000 мл
 4. Поваренная соль – 1000 г
 5. Карболовая кислота – 30 г
 6. Воды – 10000 мл
-

Фиксирующие жидкости для получения эластичных препаратов:

1. 5% р-р формалина – 2 суток,
 2. 96% спирт + 3% уксуснокислый свинец – 5-6 суток,
 3. Просушить ветошью.
 4. 96% спирт на 1-2 месяца, затем переносят в глицерин,
 5. После этого препарат просушивают и покрывают полистиролом.
-

Фиксатор Мельникова-Разведенкова

- формалин -100 мл
 - хлорид калия -5 г
 - ацетат калия или натрия -30 г
 - вода водопроводная -1000 мл
-

Фиксатор Кайзерлинга

- формалин -200 мл
 - нитрат калия (селитра) -15 г
 - ацетат калия -30 г
 - вода водопроводная -1000 мл
-

Фиксатор Иореса

- формалин -100 мл
- сульфат натрия -20 г
- хлорид натрия (поваренная соль) -10 г
- сульфат магния -20 г
- вода водопроводная -900 мл

Известен раствор для консервации препаратов, содержащий воду, формалин, спирт 95-градусный, карболовую кислоту кристаллическую. Недостатком данного раствора является то, что раствор через несколько месяцев приобретает красноватый цвет, отчего препараты приходится выбраковывать и вместе с

жидкостью утилизировать. Происходит это ввиду содержания в данном растворе карболовой кислоты, что было установлено авторами предлагаемого раствора. Кроме того, не известно отношение раствора к минусовым температурам.

Из всех предложенных различных растворов жидкостей для фиксации препаратов наиболее часто применяются в ветеринарной анатомической практике жидкости Мельникова-Разведенкова, Кайзерлинга, Иореса.

Для приготовления указанных фиксирующих жидкостей вода берется обычная водопроводная. Общим для всех жидкостей является то, что они сохраняют на продолжительное время способность ткани к восстановлению окраски. При выборе фиксирующей жидкости руководствуются тем, что слабые по концентрации растворы формалина обладают глубоким проникающим действием и поэтому они лучше для фиксации больших по размеру объектов.

Там, где необходимо сохранение окраски препарата, используют жидкость Кайзерлинга, как наиболее высокую по концентрации формалина. В тех случаях, когда окраска имеет второстепенное значение, а орган крупный по размеру, показаны фиксирующие раствора с меньшей концентрацией формалина (Мельникова-Разведенкова, Иореса и др.) Первая жидкость пригодна для многократного использования. Через нее можно провести несколько препаратов. В первой формалиновой жидкости препарат фиксируют до прекращения стекания красноватой жидкости.

По окончании фиксации целесообразно сделать надрез ткани или органа с внутренней стороны и убедиться, в том, что вся ткань приобрела серо-бурую окраску и плотную консистенцию, а значит зафиксировалась. При фиксации крупных объектов необходимо перед погружением их в фиксирующую жидкость дополнительно сделать надрез в малозаметных местах. В разрезы нужно вставить ватные или марлевые тампоны.

Время фиксации препаратов в первой жидкости различно и зависит от многих условий: величины и плотности объекта,

количества и глубины сделанных надрезов, крепости фиксатора, температуры в помещении.

Тонкостенные органы (желудок, кишечник, желчный и мочевого пузырь) достаточно выдержать в фиксирующей жидкости до 24 часов. Сердце, легкие, селезенку, почки – до 7 дней; головной мозг и печень – до 3-4 недель.

Передержка препаратов в первой жидкости может неблагоприятно отразиться на качестве восстановления окраски.

Для других органов фиксирующие растворы иных химических составов.

Наливка сосудов

Приготавливают препараты периферических сосудов путем наполнения их контрастными массами. Эти препараты очень наглядны и удобны для использования в учебном процессе.

Для приготовления таких препаратов необходимо выполнять требования: по качеству материала для наливки, инъекционной массы, самой техники наливки, фиксации и хранения. Трупы животных должны быть свежими и без повреждения кожного покрова. Инъекцию сосудов проводят как посмертную (трупов или частей), так и прижизненную.

Перед наливкой готовят трупный материал. Для получения хорошего наполнения массой более мелких сосудов труп помещают на сутки в холодильник, затем в проточную воду, подогретую до 38—40° С. Путем массажа (сгибания и разгибания суставов) удаляют сгустки крови и сукровицу из сосудов. Вставив канюлю в необходимую артерию, с помощью шприца сосуды промывают аммиачной водой (на 100 мл воды добавляют 5—6 капель нашатырного спирта) температурой 38° С до тех пор, пока из вен не потечет чистая вода. Этим проверяют правильность введения канюли в артерию, отсутствие нарушения сосудов и освобождение их от сгустков крови. Материал приготовлен для наливки.

Техника наливки артерий. Наливку артерий различными массаами проводят для всего трупа или отдельных его частей, органов.

Наливку трупа чаще всего осуществляют через общую сонную артерию. Вначале делают неглубокий разрез в середине яремного желоба. Затем отодвигают яремную вену, пинцет углубляют до общей сонной артерии, которую отделяют от нервного ствола. Под общую сонную артерию подводят шелковую (суровую) нитку, сложенную вдвое. Нитку рассекают и раздвигают друг от друга, образовались две лигатуры. Первую лигатуру завязывают, и при помощи ее поднимают артерию, на ней осторожно делают продольный разрез по величине, равный толщине канюли. В разрез вводят канюлю (стеклянную или металлическую) по направлению к сердцу и над суженным местом канюли накладывают вторую лигатуру, фиксируя канюлю в сосуде. Канюля обычно соединена с резиновой трубкой, к которой при инъекции массы присоединяют шприц. Наливку артерий через общую сонную артерию вначале проводят жидкой (молокообразной) массой для наполнения мелких сосудов, затем сливкообразной и наконец густой (сметанообразной), которой заполняют артериальные магистрали.

Сосуды всего трупа можно наливать через брюшную аорту, для чего ее перерезают в области 3—4-го поясничного позвонка, вставляют канюлю и попеременно наливают краниальную и каудальную половины трупа животного. Если необходимо сохранить целостность артерий в области шеи, то наливку артериальной системы всего трупа можно осуществить через бедренную артерию. Делают разрез вдоль бедренного канала и отпрепаровывают бедренную артерию. Под артерию вышеуказанным способом подводят лигатуру и вставляют канюлю, после чего в сосуд вводят массу. Для наполнения артериальных сосудов этой конечности необходимо канюлю после наливки всего трупа направить дистально и ввести некоторое количество массы.

Наливку артериальной системы всего трупа мелких животных, в т. ч. и птиц, можно проводить через сердце. Инъекционную иглу через грудную клетку (можно ее осторожно вскрыть) вводят в полость левого желудочка. Затем к игле присоединяют шприц и вводят массу. При наливке артериальной системы всего трупа необходимо вскрыть крупную венозную магистраль для удаления сгустков крови и жидкости (которой в начальном этапе промывали сосуды). Чаще вскрывают яремную вену.

Массы для приготовления коррозионных препаратов по сосудистой системе довольно разнообразны.

Часто используют 5—10- и 15%-ные растворы целлоидина. клей БФ-2. (разбавляют ацетоном или ксилолом до получения массы сливкообразной консистенции для заполнения мелких кровеносных сосудов).

Многие анатомы используют различные самозатвердевающие пластмассы которые выпускает медицинская промышленность для зубопротезных мастерских. Массу окрашивают масляными красками.

Используют также для приготовления коррозионных препаратов раствор органического стекла в дихлорэтаноле или толуоле. Для этих целей удобно использовать как инъекционную массу клей ЭПО (эпоксидный). До необходимой консистенции однородную густую массу разбавляют гидролизным или денатурированным спиртом.

Для наливки используют также латекс — жидкость молочно-белого цвета. Он очень легко смешивается с водой (особенно подщелоченной) и водорастворимыми красками типа «гуашь» и не теряет цвет во время коррозии. Латексом заполняют очень мелкие сосуды. Препараты получаются очень легкие и не ломаются. Недостаток—плохо сохраняется форма.

Техника наливки вен

Наливка массой вен требует большой осторожности. В связи с наличием клапанов в венозной системе вены наливают обязательно по направлению тока крови. Наливку вен как грудной, так и тазовой конечности проводят через пальцевые вены. На латеральной поверхности делают продольный разрез кожи, обнаруживают пальцевую вену и препарируют на некотором участке. Затем делают продольный ее разрез, куда вводят канюлю или большей частью инъекционную иглу. Через введенную иглу, укрепленную лигатурой, вводят контрастную массу. Наливка требует длительного времени и внимания.

Наливку сосудов туловища также проводят через пальцевую вену. Вены головы наливают через губную вену. Вскрывают кожу, отыскивают вену и в нее вводят канюлю. Некоторые анатомы вводят иглу, соединенную с шприцем, наполненным массой, непосредственно в вену. Венозную систему наливают участками, фиксируя ее каждый раз в вене указательным пальцем правой руки. Таким же методом наливают венозную систему внутренних органов. Иглу вкалывают в различные участки брыжеечных вен. Такая наливка вен требует определенного навыка и большого внимания.

Более проста методика внутрикостной наливки вен инъекционными массами, которая в совершенстве разработана сотрудниками кафедры анатомии домашних животных Московской ветеринарной академии (Б. В. Криштофорова, В. И. Хрусталева, В. С. Стасенко).

В связи с особенностью структуры интраоссального венозного русла костей вводимая в губчатое вещество эпифизов масса вначале заполняет венозные магистрали трупа (живого животного), затем вены окружающих мягких тканей и только в последнюю очередь — вены костей. Венозная система кости настолько богата анастомозами, что через одну кость можно налить всю венозную систему организма. Многие авторы, применявшие внутрикостные инъекции лекарственных жидко-

стей или контрастных масс, пришли к заключению, что участок кости, выбираемый для этих целей, должен отвечать следующим требованиям:

1. Кортикальный слой в точке введения иглы в кость должен быть тонким и легко прокалываться, а губчатое вещество должно быть в значительном количестве.

2. Избранное место должно располагаться на поверхности и легко отыскиваться при прощупывании.

Техника внутрикостной наливки вен массами (которые должны быть мелкодисперсными — размер частиц не более 1,5—2 мкм). При внутрикостной наливке используют черную тушь на 5% -ном желатине. Можно использовать также 40%-ный колларгол, соли свинца, серебра, коррозионные массы (ла-текс и т. д.).

Иглу с мандреном вводят в кость с медиальной поверхности в связочной ямке дистального эпифиза пястной (плюсневой) кости, в дистальный и проксимальный эпифизы костей зейгоподия, в дистальные эпифизы плечевой (связочная ямка) и бедренной кости — между гребнем блока коленной чашки и мышелком. Иглу вводят в кость на глубину 1—1,5 см. Наличие хруста при прокалывании иглой костных трабекул и красноватой жидкости (капельки костного мозга) при аспирации шприцем указывает правильность введения иглы в губчатое вещество кости. Затем из иглы извлекают мандрен и к канюле иглы присоединяют шприц, наполненный теплой водой. Под небольшим давлением теплую воду вводят в кость. Через несколько секунд после начала введения жидкость появляется в венозных магистралах конечностей. Если введение теплой воды в кость через иглу затруднено, то отсоединяют шприц, в иглу вводят мандрен и последнюю прочищают от костной стружки, после чего вновь присоединяют шприц и продолжают промывание венозной системы теплой водой (можно подщелоченной). Когда введение жидкости очень затруднено, необходимо несколько изменить направление иглы. С этой целью иглу с мандреном извлекают на 0,5 см и вновь вводят в кость,

придав игле направление, противоположное от компакты. Иногда при неосторожном введении иглы кость полностью прокалывают на противоположную сторону. В таком случае наливку сосудов надо прекратить. Необходимо деревянной палочкой (заостренной спичкой) закрыть проделанные отверстия, манипуляцию по внутрикостной наливке продолжить на другой кости конечности. У взрослых животных даже при правильном введении иглы в кость в области эпифизов трубчатых костей наливка вен не осуществима.

У взрослых животных внутрикостную наливку вен проводят через кость третьей фаланги пальцев. Техника выполнения довольно проста. У лошади точка введения иглы в кость находится на стенке рогового башмака, в месте перекреста линий, проведенных по средней сагиттальной от копытной каймы до зацепной части и между заворотными углами. У парнокопытных эту точку надо искать по средней сагиттальной линии от копытцевой каймы вниз, отступая на 1 — 1,5 см (у мелкого рогатого скота на 0,5 см) от копытцевой щели, и линии, которая делит копытце на две равные части. Затем электродрелью (можно ручной) сверлом несколько меньше диаметра жала иглы, вводимой в кость, делают отверстие. Первый провал сверла указывает на просверление роговой стенки башмака, второй — компакты зацепной стенки копытной (копытцевидной) кости. Извлекают сверло. В проделанное отверстие вводят иглу с мандреном. У трупов новорожденных телят эту манипуляцию можно свободно выполнять без сверла, прокалывая иглой копытную стенку третьей фаланги. Из иглы извлекают мандрен, присоединяют шприц, и венозные сосуды также вначале промывают водой. Затем приступают к наливке венозной системы массой. При неправильном введении иглы в кость жидкость может заполнять пространство между копытом и копытной костью, перфорирует кожу в области копытной каймы и изливается наружу, не заполняя вен. Если игла плотно не прилегает к стенкам проделанного отверстия, то часть массы, не попадая в венозный коллектор,

образует экстравазат и наблюдается одномоментное заполнение вен и лимфатических сосудов.

Интересен способ получения контрастной массы для анатомической и экспериментальной вазографий, наливки экстраоссальных и интраоссальных сосудов трубчатых костей по Николенко В. Н. и Фомичевой О. А.. Предложенный способ получения контрастной массы (специально приготовленная смесь — 10 грамм желатина, 100 мл глицерина, 8 мл красной туши, 120 г сульфата бария, 50 мл воды, 30 мл 4 % раствора формалина) и заливки ее позволяет изучить ход, выраженность, наличие дополнительных магистральных артерий, характер ветвления, уровень и особенности отхождения экстраоссальных ветвей, а также угол вхождения интраоссальных сосудов трубчатых костей.

Предложен специально приготовленный состав контрастной массы, которая может использоваться для вазографических исследований в эксперименте и для изготовления анатомических препаратов (10 г желатина, 100 мл глицерина, 110 г свинцового сурика, 80 мл 4 % раствора формалина).

Техника наливки лимфатических сосудов

Техника наполнения контрастными массами лимфатических сосудов довольно проста. Для наливки лимфатических сосудов необходимы тонкодисперсные массы, тонкие иглы и одно- или двухграммовые шприцы. Массы для инъекции лимфатических сосудов весьма различны. Бартолини наполнял лимфатические сосуды воздухом. Используют смесь черной туши на 3— 5% -ном растворе желатина, профильтрованную через 3 слоя марли. Для медленного застывания массы к ней добавляют 10 мл 3—5%-ного йодистого калия. Можно использовать так же 3%-ный раствор перекиси водорода.

Для лимфорентгенографии обычно используют рентгеноконтрастные массы. При наливке лимфатических сосудов рентгеноконтрастными массами рекомендуется немедленная рентгенография во избежание потери контрастности.

Наливку лимфатических сосудов осуществляют путем введения массы интерстициально или непосредственно в лимфатические сосуды. При наливке внутрикожных и подкожных лимфатических сосудов иглу вводят внутрикожно с последующим массажем. Иглу для внутримышечных введений вводят обычно в мякиши, в толщу губ и век. При введении массы в мякиши заполняют, подкожные лимфатические сосуды, которые сопровождают поверхностные и глубокие вены конечностей. По афферентным лимфатическим сосудам контрастная масса может достигать не только регионарных лимфатических узлов, но и эфферентных лимфатических сосудов, а также грудного и трахеального лимфатических протоков, если предварительно наложить лигатуру на краниальную полую или яремную вены в области впадения в них.

Для демонстрации лимфооттока от кишечника свежий труп вскрывают по белой линии живота, обеспечивая свободный, доступ к органам брюшной полости, без повреждения висцерального листка серозной оболочки. Если труп остыл, его подогревают в теплой воде. Затем через очень тонкую иглу вводят под серозную оболочку большой кривизны кишечника массу. При правильном введении (скос иглы соприкасается с подсерозной) контрастная масса заполняет мелкую сеть лимфатических сосудов без образования экстравазатов вводимой массы. Из мелкой сети контрастная масса по нескольким лимфатическим сосудам направляется в регионарные брыжеечные лимфоузлы. Заполнение регионарных лимфатических узлов проходит по отдельным участкам, секторам. Для более интенсивного заполнения их необходимо провести легкий массаж кишечника в области введения контрастной массы.

При заполнении лимфатических сосудов и пристенных узлов желудка тонкую иглу вводят также под серозную оболочку по большой кривизне.

Для заполнения контрастной массой лимфатических сосудов печени и других паренхиматозных органов, рекомендуется использовать для инъекции 3%-ную перекись водорода, подо-

гретую до 40° С. Иглу также вводят под серозную оболочку, и лимфатические капилляры и сосуды становятся видимыми в виде тонких беловатых извилистых сосудов. Введение массы под серозную оболочку проводят и при наливке лимфатических сосудов органов грудной и тазовой полостей. Для демонстрации только эфферентных лимфатических сосудов массу вводят непосредственно в толщу лимфатических узлов. Этим же способом можно налить поясничную лимфатическую цистерну.

При наливке только грудного и трахеального лимфатических протоков иглу вводят в первом случае в толщу глубокого пахового лимфатического узла, а во втором—заглочного лимфатического узла.

Вещества для наливки сосудов головного мозга

Среди большого количества подобных веществ не существует какого-либо одного поистине совершенного; в практике используются следующие группы.

1. *Окрашенные наливочные массы.* Самым большим их недостатком является то, что они вытекают из сосудов во время препаровки. Кроме того, после наливки они легко и быстро диффундируют в окружающее вещество мозга, что затрудняет фиксацию и длительное хранение препаратов. К этим веществам относятся: тушь, водный раствор которой впервые применил А. Adamkiewicz (1882), а в растворе формалина ее использовали Th. Sun и L. Alexander (1939); берлинскую лазурь и кармин в спиртовом или в масляном растворе применяли Н. Kadyi (1889), L. Testut и О. Jacob (1911); бензидин — А. Y. Herren, L. Alexander (1939); Th. Suh и L. Alexander (1939).

2. *Рентгеноконтрастные вещества* (водорастворимые контрастные вещества и йодистые масла, используемые в клинической ангиографии) обладают теми же недостатками, которые свойственны предыдущей группе.

3. *Окрашенные наливочные массы, затвердевающие после введения.* J. L. Corbin (1961) использовал для наливки внутримозговых артерий желатин, окрашенный тушью. По его мнению,

желатин по сравнению с коллоидным барием легче проникает в мелкие артерии и в меньшей степени диффундирует через сосудистую стенку, Применялась смесь туши и 10% раствора желатина в пропорции 1:1, нагретая до 30°. G. Lazorthes и соавт. (1957—1958), а затем J. L. Corbin (1961) заполняли сосуды виниловыми смолами (15% раствор rhodopas A. X. в ацетоне), которые можно использовать только для крупных и средних артерий, так как они обладают большой вязкостью. K. Jellingeir (1965) применил раствор цветного латекса, не подвергающегося ретракции при затвердении, что позволяет измерять диаметр артерий.

4. *Окрашенные рентгеноконтрастные вещества.* Водный раствор коллоидного сульфата бария, состоящий из 20% бария, 10% формалина и 70% воды, нельзя считать идеальной массой для наливки, однако по сравнению с другими наливочными массами он имеет значительные преимущества: заполняет очень мелкие сосуды (частицы вещества размером от 0,1 до 0,3 см хорошо растворимы в воде), легко окрашивается в жидком состоянии, например в красный цвет, затвердевает при охлаждении, не диффундирует в нервную ткань и не разрушает ее. Этот метод был разработан G. Lazorthes, J. Poulhes с соавт. (1957—1958) и сразу нашел широкое применение; наиболее значительные результаты получил с помощью этого метода G. Salamon.

Методы наливки сосудов спинного мозга

Можно применять различные методы.

Раздельная наливка корешково-спинальной артерии позволяет примерно установить бассейн этой артерии. Наливка определенной сосудистой зоны при введении вещества в одну из ветвей экстракорешкового артериального ствола в месте его начала дает возможность выявить поверхностную артериальную систему и главным образом анастомозы магистральных стволов (первый анастомотический уровень). Методом наливки барием удалось, выявить на трупе все коллатерали между подключичной и сонной артериями и исследовать систему анастомозов позвоночных артерий (G. Lazorthes, A. Gouaze, 1968). J. L. Corbin

(1961) успешно использовал этот метод, применяя растворы тушь-желатин или тушь-виниловые смолы. Ему удалось заполнить внутримозговые артерии при введении раствора в артерию поясничного утолщения, грудные корешковые артерии, артерии корешков, вертебрально-базилярный бассейн. R. Hudart, R. Djindjian, H. Julian и M. Hurth (1965) впервые осуществили избирательную наливку межреберных артерий.

Тотальная наливка всей артериальной системы трупа путем введения одного из растворов в бедренную артерию представляет наибольший интерес. Этот метод имеет большие преимущества, обеспечивая одинаковое и постоянное внутрисосудистое давление, дает возможность заполнить всю артериальную систему без разрывов и перехода вводимого вещества в вены. Именно этот метод был использован J. Lazorthes и соавт. (1957, 1958), которые применили для наливки цветной раствор коллоидного бария. После ламинэктомии спинной мозг и ствол выделяются на всем протяжении, затем производится рентгеновский снимок в целом, а далее — серия рентгенограмм срезов мозга толщиной 0,5 см, проведенных на определенных уровнях. J. L. Corbin (1961) исследовал этим методом только экстрамедуллярные отделы артериальной системы спинного мозга, вводя контрастную массу в аорту под постоянным давлением (1,5—2 кг/см²) в течение 15—20 мин. Выделенный мозг фиксировался в формалине 8 дней.

Восстановление естественной окраски

После фиксации в первой жидкости препарат промывают в водопроводной проточной воде (от 10 минут до 12 часов, смотря по величине органа) и переносят во вторую жидкость (96% этиловый спирт) для восстановления цвета. Восстановление цвета наступает быстро (1-2 часа, а для крупных объектов — 3-6 часов). При длительном нахождении в спирте препарат постепенно обесцвечивается, вследствие извлечения из тканей нейтрального гематина. Использование более слабых по концентрации спиртов и денатуратов, особенно окрашенных, дает не-

удовлетворительные результаты. При недостатке спирта восстановление можно вести в обильно смоченной в спирте вате, в которую заворачивают препарат. При этом время восстановления окраски увеличивается.

Исследование препаратов

Для исследования предварительно налитых участков мозга используются различные методы.

1. Препаровка.

2. *Тотальная рентгенография* блоков или срезов мозговой ткани (при необходимости — микрорентгенография). Недостатком этого метода является то, что нельзя исследовать глубоко расположенные участки препарата и получать изображение в одной и той же плоскости. 3. *Коррозия кислотой или щелочью* кусочка мозга, артерии которого были заполнены виниловыми смолами или латексом. Этот метод оставляет только сосудистый слепок, связь сосудов с окружающими образованиями полностью разрушается и оценка функционального состояния кровотока той или иной области затрудняется. Просветление блоков или срезов мозга, сосуды которых были предварительно налиты латексом или коллоидным барием. Все используемые в настоящее время методы просветления являются модификациями классического метода Шпальтегольца. Они очень хорошо выявляют внутримозговое разветвление сосудистой сети, хотя отличаются трудоемкостью и продолжительностью. 4. *Метод просветления*, который был разработан J. Ponthes и E. Galy в лаборатории анатомии в Тулузе, состоит из нескольких этапов. После перевязки основных сосудов выбирают участок для исследования и фиксируют в 10% растворе формалина в течение 8 дней. При необходимости производят предварительную рентгенографию. Срезы отбеливают в десятикратном объеме перекиси водорода, промывают 24 ч в проточной воде, а затем в дистиллированной воде в течение суток. Перекись водорода следует

менять часто, особенно на первых этапах отбеливания, длительность которых зависит от блока и толщины срезов. Второй этап заключается в обычном обезвоживании в спиртах восходящей крепости: кусочки мозга погружают последовательно в 50°, 70°, 85°, 95° и абсолютный спирт на 24 ч в каждый. Перед каждой сменой спирта кусочек тщательно просушивают фильтровальной бумагой. Далее срезы просветляют в ксилоле; продолжительность пребывания кусочка в растворе до получения хорошей прозрачности варьирует от 72 до 96 ч; ксилол в сосуде должен меняться каждые 24 ч. Затем срез помещают в сосуд с полиэфирной смолой без катализатора. Эту процедуру следует проводить в вакууме во избежание образования в ткани пузырьков воздуха и для создания благоприятных условий равномерному пропитыванию вещества мозга смолой. Просветленные таким образом срезы можно исследовать и фотографировать непосредственно в сосуде с жидкими смолами или после заливки в них. Преимущество этого метода просветления заключается в том, что изготовленный таким образом препарат можно исследовать под бинокулярной лупой или под микроскопом, изучая соотношения сосудов с окружающими структурами и ход артерий как на поверхности, так и в глубине сосудистого бассейна определенной области. Недостатком метода является потеря деталей среза при фотографировании.

Посмертная ангиорентгенография внутренних органов

Изучение сосудистой системы органов и их коллатерального русла.

Для инъекций сосудов сосудистого русла внутренних органов используют самые разнообразные вещества непроницаемые для рентгеновских лучей: взвеси солей серебра, бария, кадмия, висмута, свинца в воде, скипидаре, бензине, а также жидкий каучук. Одни из перечисленных веществ ядовиты (соли кадмия, висмута, скипидар), другие имеют исторический интерес (жидкий каучук), третьи (бензин) затрудняют гистологическую обработку

материала. Эти недостатки инъекционных масс мешают внедрению метода посмертной ангиорентгенографии в патологическую анатомию.

За основу взят метод Автандилова Г.Г.. Карбонат свинца получают методом слияния растворимых солей ацетата свинца и гидрокарбоната соды. Полученный осадок промывается проточной водой и сгущается. К полученной нерастворимой в воде тонкодисперстной соли добавляется 3-4% раствор желатина и растворенный в 15-20 мл горячей воды на кончике ножа кристалл тимола.

Перед наливкой сосуды органа через канюлю, вставленную в основной ствол, промывают физиологическим раствором или водопроводной водой, нагретой до 37°C под давлением, приблизительно соответствующим давлению крови в этом органе с помощью аппарата Боброва. Затем сосуды промывают 10% раствором формалина под тем же давлением, после чего приводящие и отводящие сосуды зажимают. В течение 12-16 часов орган, покрытый влажной салфеткой, оставляют в прохладном помещении. В течение этого времени сосуды органа фиксируются под действием формалина. После фиксации сосуды отмывают от формалина в тех же условиях. Предварительная фиксация сосудов дает возможность избежать разрывов стенок сосудов, изучить их состояние, приближающемся к физиологическому растяжению, и получить более четкое представление о величине просвета сосудов. Инъекционную массу подогревают до температуры 37°C и вводят шприцем до помутнения оттекающей жидкости. Орган опускают в сосуд с холодной водой на 15-20 минут для застывания желатина.

Рентгенографию можно производить непосредственно после наливки или после. Изучение с помощью этой методики сосудистой системы на секционном материале позволяет определить локализацию тромба, судить о состоянии коллатерального русла, даёт возможность получить чёткое представление о сосудистой системе органа.

Преимущества метода: раствор не ядовит, мелкодисперсный и аморфный, долго сохраняет свои свойства, добавление тимола предотвращает от гниения желатин.

Изобретение относится к сельскохозяйственной биологии, в частности к ветеринарии, и может быть использовано для изучения взаимоотношений элементов лимфатического русла у животных при макро-микроскопических исследованиях.

Известны способы для наливки и изучения интраорганных сосудов у животных. Во всех случаях для этой цели использовали сурик железный, массу Герота или тушь черную. Недостатком известных способов является то, что большинство известных масс для наливки сосудов не проникает в капилляры, а если и проникает, то возможен их выход в межтканевые пространства или известные вещества имеют недостаточную контрастность, что затрудняет изучение, документирование материалов на макро-микроскопическом уровне. Известно контрастное вещество, которое включает:

1. - сурик железный 10-30 %
2. - глицерин 30-60 %
3. - спирт этиловый - остальное.

Недостатком прототипа является то, что данное контрастное средство смесь красителя и глицерина на спирте придает массе высокую вязкость. Кроме того, в этой смеси содержатся крупные частицы сурика свинцового, затрудняющего проникновение массы в терминальные участки артерий, начальные участки вен и лимфатических сосудов. При этой операции часто закупоривается игла, что затрудняет наливку сосудов.

В изобретении многие недостатки устраняются тем, что предложенное средство включает масляную эскизную краску "Лазурь железная", которая в 5-10 раз мельче по сравнению с прототипом. Наполнитель-холестерол снижает вязкость средства, повышает его скольжение по стенке сосудов, благодаря чему происходит равномерное, плотное заполнение интраорганных русел. В конечном счете, получается большая контрастность сосудов по сравнению с окружающими тканями, что цен-

но для получения качественных фотоснимков на макро-микроскопическом уровне. Предлагаемое средство для наливки интраорганных сосудов содержит, мас. % : масляная эскизная краска "Лазурь железная" 5-10; холестерол 3-5; хлороформ - остальное.

Для этого в мерном стаканчике взвешивают 5-10 г краски "Лазурь железная". В другом, 3-5 г холестерола и добавляют к нему 85-92 г хлороформа и растворяют холестерол. Полученную смесь смешивают с красителем "Лазурь железная", фильтруют через три-четыре слоя марли и полученный раствор используют для наливки сосудов.

П р и м е р 1. Взвешивают 3 г масляной эскизной краски "Лазурь железная"; 1 г холестерола и хлороформ остальное. Все основные части смешивают, фильтруют и набирают в шприц с инъекционной иглой. В дальнейшем берут труп животного, вскрывают его обычным способом и помещают в воду при 40-45°C на 2-3 ч. Затем тонким анатомическим препарированием находят необходимый для наливки сосуд и вводят в него инъекционную иглу. Медленно с небольшим давлением на поршень вводят в сосуд средство. Визуально контролируют продвижение средства и контрастность сосудов на окружающем фоне. При данном подборе ингредиентов средство хорошо продвигается по сосудам, имеет удовлетворительную контрастность. Однако из-за недостатка наполнителя и красителя быстро уменьшается контрастность, что дает основание увеличить массу красителя и наполнителя. Все опыты проведены на 9 норках, массой 1600 г, в возрасте 1 года.

П р и м е р 2. Средство для наливки сосудов готовят по прописи: краска масляная, эскизная "Лазурь железная" 7 г; холестерол 4 г; хлороформ - остальное. Подготовка смеси и препарата проводится аналогично, что и в примере 1.

Полученные данные показывают, что средство в таком соотношении ингредиентов хорошо наполняет сосуды, дает хорошую контрастность, сохраняющуюся продолжительное время и способствует улучшению качества фотоснимков с макропре-

парата. Увеличение ингредиентов повышает точность и качество исследований.

Пример 3. Средство для наливки сосудов готовят по прописи: краска масляная, эскизная "Лазурь железная" 12 г; холестерол 8 г; хлороформ - остальное. Подготовка смеси и препарата проводилась аналогично примеру 1.

При данном соотношении ингредиентов увеличивается вязкость средства, затрудняется ее проникновение в сосуды, требуется больше усилий и времени. В отдельных случаях происходит повреждение сосудов, что свидетельствует о нецелесообразности повышения массы ингредиентов средства.

Таким образом, выявлено, что оптимальные величины средства по наливке сосудов является: краска масляная, эскизная "Лазурь железная" 5-10 г, холестерол 3-5 г; хлороформ - остальное.

Предлагаемое средство повышает контрастность интраорганных сосудов (кровеносные прекапилляры, капилляры, венулы, лимфатические капилляры и сосуды), что позволяет получать высококачественные макро-микрофотографии. Компоненты средства дешевы, доступны и могут быть применены любым исследователем. Качество полученных препаратов превышает таковые полученные по прототипу.

Средство для посмертной наливки лимфатических сосудов области глаза у животных

Изобретение относится к области ветеринарии и может быть использовано для изготовления анатомических препаратов. Средство включает, мас. %: синюю эскизную масляную краску 46-48, хлороформ 23-24, скипидар очищенный 23-24 и эфир - остальное в указанных соотношениях компонентов. Изобретение обеспечивает заполнение всех лимфатических сосудов и капилляров, позволяя выявить самую тонкую сеть петель лимфатических капилляров в конъюнктиве, тканях глаза и окружающей области глаза.

Изобретение относится к сельскохозяйственной биологии, в частности к ветеринарии, и может быть использовано для изготовления анатомических препаратов для изучения архитектоники лимфатических сосудов области глаза у животных.

Известны средства для изучения внутриорганных сосудов у животных: Известно рентгеноконтрастное средство для наливки сосудов, включающее оранжевую масляную эскизную свинцовую краску, очищенный керосин и эфир (RU 2010578, 15.04.1994) - прототип. Известные средства для наливки лимфатических сосудов непригодны для изучения лимфатической системы в области глаз у животных, так как из-за высокой плотности конъюнктивы и окружающих тканей в лимфатические капилляры и сосуды области глаза животных они не проникают, что не дает целостной картины строения лимфатической системы области глаза. Кроме того, рентгеноконтрастные средства предназначены для изучения анатомических препаратов с использованием вредных для здоровья исследователя рентгеновских лучей.

Задачей изобретения является расширение арсенала средств для наливки лимфатических сосудов и создание средства для посмертной наливки лимфатических сосудов области глаза у животных, обеспечивающего заполнение всех лимфатических сосудов и капилляров и выявляющее самую тонкую сеть петель лимфатических капилляров в конъюнктиве, тканях глаза и окружающей области глаза.

Предложенное средство, включающее, мас. %: синюю эскизную масляную краску 46-48, хлороформ 23-24, скипидар очищенный 23-24 и эфир - остальное, именно в указанных соотношениях компонентов лишено указанных выше недостатков известных средств. Оно заполняет все лимфатические сосуды и капилляры, позволяя выявить самую тонкую сеть петель лимфатических капилляров в конъюнктиве, тканях глаза и окружающей области глаза. Средство может быть использовано при проведении исследования лимфатических сосудов, капилляров и узлов, в том числе при их диптрографии, зарисовке, фотографировании и т.д., а также для приготовления препаратов для обучения студентов.

Средство готовят непосредственно перед использованием. Наилучшие результаты достигаются при наливке лимфатических сосудов не позднее 6 часов после смерти животного.

Для приготовления средства для посмертной наливки лимфатических сосудов области глаза у животных взвешивают в стеклянном стаканчике 46-48 г синей эскизной масляной краски, добавляют 23-24 г хлороформа, 23-24 г скипидара очищенного и до 100 г добавляют эфир, например этиловый, тщательно перемешивают и фильтруют через хлопчатобумажную ткань. Полученное средство используют для инъекций.

При внутритканевой инъекции кожи раствор вводят в точки, расположенные в шахматном порядке на расстоянии 2-3 см друг от друга. Иглу направляют под углом 10-15° к поверхности кожи до проникновения под сосочковый слой основы кожи, затем медленно вводят заявленное средство. Такое введение способствует лучшему выявлению сосудов и наименьшему образованию инъекционных пятен. Для инъекций используют самые тонкие инъекционные иглы № 0,415 и 0,425. Однако большой диаметр и длинный скос иглы затрудняют инъекцию, поэтому эти недочеты устраняют путем затачивания металлических игл под лупой сначала на мелкозернистом бруске, а затем на агатовом бруске. Такие предварительно подготовленные иглы используют для выявления экстраорганных лимфатических сосудов кожи и мышц.

При выявлении внутриорганных лимфатических сосудов конъюнктивы век и глазного яблока используют стеклянные канюли, оттянутые на газовой горелке из тонкой трубки легкоплавкого стекла, поскольку игла даже № 0,415 в некоторых случаях оказывается слишком толстой, а скошенный ее край становится режущим, вследствие чего он может при незначительном движении руки нарушить целостность эпителиального покрова конъюнктивы и инъекция будет неудачной. При уколе металлической иглой ткани, а также залегающие в них сосуды разрезаются и при введении инъецируемого средства последнее может поступить в одинаковой мере как в кровеносные, так и в

лимфатические сосуды. Несколько зазубренный край стеклянной канюли скорее разрывает стенки сосудов, способствуя вывороту в просвет кровеносных сосудов их интимы. Создаваемое в этих случаях депо инъецируемого средства растягивает окружающие соединительно-тканые структуры и способствует некоторому раскрытию именно лимфатических сосудов.

Пример 1. Взвешивали в стеклянном стаканчике 48 г синей эскизной масляной краски, добавляли 24 г хлороформа, 24 г скипидара очищенного и до 100 г добавляли эфир, тщательно перемешивали и фильтровали через хлопчатобумажную ткань. Полученное средство использовали для инъекций и при небольшом давлении вводили в лимфатическое русло области глаза крупного рогатого скота. Консистенция средства не требовала усилий для заполнения сосудов. Средство заполнило все лимфатические сосуды и капилляры, выявив самую тонкую сеть петель лимфатических капилляров в конъюнктиве, тканях глаза и окружающей области глаза.

Пример 2. Взвешивали в стеклянном стаканчике 47 г синей эскизной масляной краски, добавляли 24 г хлороформа, 23 г скипидара очищенного и до 100 г добавляли эфир, тщательно перемешивали и фильтровали через хлопчатобумажную ткань. Полученное средство использовали для внутритканевых инъекций кожи области глаза собаки. Полученное средство вводили в точки, расположенные в шахматном порядке на расстоянии 2-3 см друг от друга. Иглу направляли под углом 10-15° к поверхности кожи до проникновения под сосочковый слой основы кожи, затем медленно вводили заявленное средство. Консистенция средства не требовала усилий для заполнения сосудов. Средство заполнило все лимфатические сосуды и капилляры, выявив тонкую сеть петель лимфатических капилляров в коже, мышцах и тканях области глаза.

Пример 3. Взвешивали в стеклянном стаканчике 46 г синей эскизной масляной краски, добавляли 24 г хлороформа, 24 г скипидара очищенного и до 100 г добавляли эфир, тщательно перемешивали и фильтровали через хлопчатобумажную ткань. По-

лученное средство использовали для выявления внутриорганых лимфатических сосудов конъюнктивы век и глазного яблока собаки. При этом использовали стеклянные канюли, оттянутые на газовой горелке из тонкой трубки легкоплавкого стекла.

Канюлю вводили в область конъюнктивы медиального угла глазной щели в основание третьего века и комиссуру век латерального угла глаза и под небольшим давлением нагнетали заявленное средство. От этого вкола происходило наполнение лимфатических капилляров и сосудов предсводовой части, глазного яблока заявленным средством. Дополнительным вколом канюли в конъюнктиву тарзальной пластинки век в общей сложности получали наполнение указанным средством всех лимфатических сосудов и капилляров конъюнктивы и всего конъюнктивального мешка.

Таким образом, предлагаемое средство для посмертной наливки лимфатических сосудов области глаза у животных обеспечивает заполнение всех лимфатических сосудов и капилляров, выявляя самую тонкую сеть петель лимфатических капилляров в конъюнктиве, тканях глаза и окружающей области глаза, и расширяет арсенал средств для наливки лимфатических сосудов, предоставляя возможность изучения экстраорганых, внутриорганых и терминальных лимфатических сосудов. Компоненты этого средства не дефицитны, безвредны и доступны для любого исследователя. Результаты, полученные при использовании данного средства, превосходят по качеству таковые при использовании известных средств. Средство для посмертной наливки лимфатических сосудов области глаза у животных, включающее синюю эскизную масляную краску, скипидар очищенный, хлороформ и эфир при следующем соотношении компонентов:

Синяя эскизная масляная краска	46-48 %
Скипидар очищенный	23-24 %
Хлороформ	23-24 %
Эфир	Остальное

Окончательное хранение препаратов

Для окончательного хранения препаратов используют смеси содержащие глицерин. В ветеринарной практике применяют следующие смеси:

Мельникова-Разведенкова

1. - глицерин 600 мл
2. - ацетат калия или натрия 400 г
3. - вода водопроводная 1000 мл

Кайзерлинга

1. - глицерин 200-350 мл
2. - ацетат калия или натрия 200-800 г
3. - вода водопроводная 1000 мл

Иореса

1. - глицерин 500 мл
1. - вода 500 мл

Приведенные глицериновые смеси готовят на горячей (кипяченной) водопроводной воде. Для предотвращения образования плесени и помутнения в эти смеси добавляют немного (на кончике скальпеля) камфоры или тимола. При перенесении препарата из спирта в третью жидкость она иногда несколько мутнеет, а поэтому рекомендуется первоначально препарат переносить в старую, бывшую в употреблении третью жидкость на одну-две недели. По истечении этого срока препарат переносят в свежеприготовленную третью жидкость. Если третья жидкость даже при повторной ее смене краснеет, значит фиксация препарата была недостаточной, в этом случае следует препарат снова поместить в спирт, а затем в первую жидкость и повторить весь цикл консервирования. Пропитывание в третьей жидкости проводят в темноте, для чего посуду покрывают темной тканью или клеенкой. Пропитывание продолжается довольно долго. Тонко-

стенные органы пропитывают 1-2 недели, остальные органы не менее 3-5 недель. После этого препарат подлежит окончательной заделке.

Монтаж и хранение влажных препаратов

Для хранения влажных патологоанатомических препаратов используют различной формы музейные банки. Они должны быть прозрачными, не искажать цвет и форму органа, без возможных пузырей и закрываться специально вырезанными стеклами.

Помещаемый в банку препарат, прикрепляют нитками к специально вырезанной стеклянной пластинке. Последняя должна быть такой же ширины, как банка, намеченная для данного препарата, а по высоте несколько ниже. Каждый анатомический препарат музея должен быть обязательно эксплицирован, т. е. каждая деталь его должна быть обозначена цифрой. Если описание препарата приведено отдельно, или на препарате, на каждой крупной его детали наклеивают название. Препарат должен быть подписан с указанием вида, пола и возраста животного, а также даты изготовления и изготовителя. При экспликации препаратов, хранящихся в банке, их тщательно просушивают ветошью или фильтровальной бумагой, номерки приклеивают желатином (растворенный, но не доведенный до кипения), оставляют на 5—6 ч, после чего опускают в банку с раствором. Банку заполняют свежеприготовленной третьей жидкостью, добавляют немного тимола или камфоры, или сверху наслаивают на жидкость тонкий слой вазелинового масла. Затем банку закрывают стеклянной крышкой, которую приклеивают эпоксидной смолой, клеем «Момент», силиконовой замазкой или другими современными клеями. На приготовленный препарат наклеивают табличку с названием препарата.

Используемая литература:

1. Автандилов, Г. Г. Основы патологоанатомической практики. - М., 1994.
2. Бородин, Ю.М. Общая анатомия лимфатической системы / Ю.М. Бородин, М.Р. Сапин, Л.Е. Этинген. – Новосибирск, Наука, Сиб. отд., 1990.- С. 243.
3. Власов, А.П. Анатомия животных: методические указания /А.П. Власов, И.В. Наумкин, Е.А. Бруева / - Новосибирский ГАУ- 2007. – 14 с.
4. Гаджиева, Н. Ш. Особенности развития тяжёлого госпитального истощения у больных с церебральным инсультом / Н. Ш. Гаджиева, И. Н. Лейдерман, А.А. Белкин, А. С. Солдатов // Клиническое питание. - 2004.- № 2.- С. 42-43.
5. Дебейкин, М. Новая жизнь сердца / М. Дебейкин, А. Готто. - М.: ГЭОТАР медицина, 1998.
6. Добин, М.А. Изготовление патологоанатомических препаратов / М.А. Добин. - Л.: Колос, 1974. - С. 12.
7. Ковешникова, А.К. Способы изготовления анатомических препаратов / А.К. Ковешникова, Е.А. Клебанова. - М.: Учпедгиз. 1954. -100 с.
8. Лазорт Г., Гуазе А., Джинджиан Р. Васкуляризация и гемодинамика спинного мозга <http://medbookaide.ru/books/fold1002/book1706/p1.php#head1>
9. Оганов, Р. Г. Профилактическая кардиология: от гипотез к практике/ Р. Г. Оганов // Кардиология. – 1999, № 2. - С. 4-10.
10. Орлов, Р.С. Лимфатические сосуды /Р.С. Орлов, А.В. Борисов, Р.П. Борисова// Механизмы и структура сократительной активности. - Л.: Наука, 1983. - С. 254
11. Orekhov, A.N., Andreeva, E.R., Mirhailova, I.A. et al. Ishemic heart disease and lipid in blood and diet. Atherosclerosis. 1998;139:P. 41-48.
12. Рубашева, А.Е. Вазография в эксперименте /А.Е. Рубашева// Вестник рентгенологии и радиологии. – 1932. - № 10, С. 462.
13. Сапин М.Р., Внеорганные пути транспорта лимфы / М.Р. Сапин, Э.И. Бурзяк. - М.: Медицина, 1982. - С. 264.
14. Самусев, Р. П., Эпонимы в морфологии. / Гончаров Н. И. - М., 1989.
15. Серебренников, Р. В. Роль дисфункции эндотелия периферических сосудов в процессе ремоделирования левых камер сердца у больных артериальной гипертонией // Ультразвуковая и функциональная диагностика. - 2007. - № 1. - С. 60-68.
16. Средство для посмертной наливки лимфатических сосудов области глаза у животных (Патент RU 2270563)/ <http://www.findpatent.ru/patent/227/2270563.html>
17. Титов, В. Н. Кардинальные вопросы патогенеза атеросклероза: настоящее и перспективы // Тер. Архив. - 2001. № 12. - С. 78-81.
18. Хрусталева, И.В. Техника изготовления и хранения анатомических препаратов с основами музейного дела: методическое указание. /И.В. Хрусталева, Б.В. Криштофорова - М.: МВА, 1986. - С. 60.
19. Чумаков В.Ю.; Байматов В.Н.; Чумакова Е.Д.; Байматова И.В. Рентгеноконтрастное средство для наливки сосудов/ (Патент RU 2010578) <http://ru-patent.info/20/10-14/2010578.html>
20. Щербача, Ю.И. Методические указания по изготовлению влажных патологоанатомических препаратов / Ю.И. Щербача, В.М. Кравченко; - КГАУ - Краснодар, 2005. – С. 7.

Учебное издание

Александр Георгиевич Грушкин
Виктор Николаевич Минченко

ИЗГОТОВЛЕНИЕ И ХРАНЕНИЕ АНАТОМИЧЕСКИХ ПРЕПАРАТОВ
МЕТОДИЧЕСКОЕ ПОСОБИЕ
ДЛЯ СТУДЕНТОВ ПО УЧЕБНОЙ ДИСЦИПЛИНЕ
«Анатомия животных»

Редактор Павлютина И.П.

Подписано к печати 4.02.2014 г. Формат 60x84 1/16. Бумага печатная.
Усл. п.л. 2,79. Тираж 200. Издат. № 2560.

Издательство Брянской государственной сельскохозяйственной академии
243365 Брянская обл., Выгоничский р-он., с. Кокино, Брянская ГСХА