

Министерство сельского хозяйства Российской Федерации
ФГБОУ ВО «Красноярский государственный аграрный университет»

Э. А. Петрова

АЛГОРИТМ ВЗЯТИЯ КРОВИ У РАЗНЫХ ВИДОВ ЖИВОТНЫХ

Рекомендовано Учебно-методическим советом федерального государственного бюджетного образовательного учреждения высшего образования «Красноярский государственный аграрный университет» для внутривузовского использования в качестве учебного пособия для студентов по направлениям подготовки 36.05.01 – Ветеринария и 36.03.01 – Ветеринарно-санитарная экспертиза

Электронное издание

Красноярск 2024

ББК 48.612я73

П 30

Рецензенты:

*Н. Л. Чужакин, кандидат биологических наук, ветеринарный врач
КГКУ «Красноярский отдел ветеринарии»*

*М. В. Бойченко кандидат биологических наук, заведующий
химико-токсикологическим отделом
КГКУ «Краевая ветеринарная лаборатория»*

Петрова, Э. А.

П 30 **Алгоритм взятия крови у разных видов животных** [Электронный ресурс]: учебное пособие / Э. А. Петрова; Краснояр. гос. аграрный ун-т. – Красноярск, 2024. – 115 с.

Изложены анатомические области расположения вен и техника забора капиллярной и венозной крови у разных видов животных, птиц и рыб в форме алгоритмов, преимущества и недостатки различных методов взятия крови, описаны осложнения, которые возможны при неправильном заборе венозной крови.

Предназначено для студентов, обучающихся по направлениям подготовки 36.05.01 – Ветеринария, 36.03.01 – Ветеринарно-санитарная экспертиза.

ББК 48.612я73

© Петрова Э. А., 2024

© ФГБОУ ВО «Красноярский государственный аграрный университет», 2024

Оглавление

Введение	4
1. Правила взятия крови	5
2. Получение цельной крови, плазмы и сыворотки крови.....	8
3. Правила доставки, хранения и подготовки проб к исследованию .	11
4. Техника взятие капиллярной крови у животных (птиц).....	13
5. Техника взятия венозной крови у животных (птиц, рыб)	18
5.1. Методика взятия крови у животных (птиц) из яремной вены	24
5.2. Методика взятия крови у крупного рогатого скота	27
5.3 Методика взятия крови у лошадей.....	31
5.4. Методика взятия крови у свиней.....	35
5.5. Методика взятия крови у собак и кошек	49
5.6. Методика взятия крови у грызунов.....	54
5.7. Методика взятия крови у птиц	69
5.8. Методика взятия крови у черепаха	72
5.9. Методика взятия крови у змей.....	80
5.10. Методика взятия крови у ящериц и крокодилов	83
5.11. Методика взятия крови у рыб	89
6. Постановка внутривенных катетеров	95
Заключение	112
Список литературы	113

Введение

В настоящее время лабораторная диагностика становится неотъемлемой частью практической деятельности ветеринарных специалистов. При терапевтическом, а также при хирургическом лечении проведение лабораторных исследований обеспечивает правильность постановки или подтверждение диагноза. Кроме этого, по результатам лабораторных исследований, ветеринарный врач может предположить перспективу лечения, а также оценить возможный риск и осложнения оперативного вмешательства. Исследование крови является одним из важнейших диагностических методов в ветеринарной практике. Изменения, которые мы можем увидеть в картине крови, напрямую связаны с кроветворными органами. Дело в том, что кроветворные органы чрезвычайно чувствительны к различным физиологическим и особенно патологическим воздействиям на организм животных. Если у животного наблюдаются апатия, вялость, отсутствие аппетита, которые характерны для многих заболеваний, то для того чтобы отличить одно заболевание от другого, ветеринарный врач назначает лабораторное исследование крови. У животного может не быть симптомов болезни, а изменения в картине крови уже есть. В таком случае врач может заранее распознать болезнь.

Правильная подготовка к анализу крови позволяет получить точные результаты. Иногда животных готовят к анализам неправильно, и это отражается на результатах исследования. Когда полученные результаты выглядят недостоверно, скорее всего, понадобится повторное взятие крови у питомца и проведение исследования.

1. Правила взятия крови

Кровь – это жидкая ткань, выполняющая различные функции. Она состоит из плазмы и форменных элементов: эритроцитов, лейкоцитов и тромбоцитов. Кровь, лимфа и тканевая жидкость образуют внутреннюю среду организма, омывающую все клетки и ткани. Внутренняя среда имеет относительное постоянство состава и физико-химических свойств, что создает приблизительно одинаковые условия существования клеток организма (гомеостаз). Потребность в исследовании крови определяется ее физиологической ролью, а также изменениями, наступающими при различных патологических состояниях. Кровь тесно связана со всеми органами и тканями. Вместе с эндокринной и нервной системами она обуславливает единство и целостность организма, обеспечивая его гомеостаз.

В организме различают артериальную, венозную и капиллярную кровь, которая имеет незначительные цитологические и биохимические отличия.

Методы взятия и получаемое количество крови зависят от того, с какой целью осуществляют ее отбор. С диагностической целью для лабораторных исследований используют:

1. Капиллярную кровь.
2. Нативную венозную кровь, взятую из крупных вен, без применения антикоагулянтов.
3. Венозную кровь с добавлением антикоагулянтов.
4. Артериальную кровь, взятую из крупных артерий (для определения газов крови).

На точность и правильность результатов оказывает влияние:

- техника взятия крови;
- инструменты (иглы, скарификаторы и др.);
- пробирки.

Капиллярную кровь рекомендуется брать:

- для общего анализа крови (ОАК);
- морфологических исследований;
- определения глюкозы;
- диагностики кровепаразитарных заболеваний;
- при травмах (ожогах), занимающих большую площадь тела;

- при наличии у больного животного мелких и труднодоступных вен;
- установленной склонности к венозному тромбозу;
- выраженном ожирении пациента;
- у новорожденных.

Небольшие количества капиллярной крови получают у животных из кровеносных сосудов наружной и внутренней поверхности уха. У птиц из гребня, сережек, мякоти ступни. Для взятия пробы капиллярной крови используют одноразовые стерильные скарификаторы-копья, автоматические ланцеты-скарификаторы или шприц-ручки. Скарификатор выбирается в зависимости от места прокола и количества крови.

Лучшим материалом для клинического исследования считается венозная кровь.

Венозную кровь используют для биохимических исследований.

Достоверность и точность гематологических исследований, проводимых на венозной крови, во многом определяется техникой взятия крови. Существует три способа взятия венозной крови:

- одноразовой иглой в одноразовый шприц объемом 5–10 мл с последующим переносом крови в одноразовую пластиковую или стеклянную пробирку;
 - непосредственно в химически чистую стеклянную пробирку;
 - вакутейнеры (вакуумные системы типа «Venoject», «Vacuett»), пробирки с дозированным отрицательным давлением, содержащие различные варианты активаторов свертывания, гелевых разделителей сыворотки или плазмы.

Запомните! Для получения венозной крови жгут следует накладывать не более чем на 1–2 минуты, тем самым обеспечивается минимальный стаз, при котором клетки крови не повреждаются.

Игла должна быть большого диаметра и иметь короткий срез, чтобы не травмировать противоположную стенку вены во избежание тромбоза. В зависимости от предполагаемого исследования получают цельную или дефибрированную кровь, плазму, сыворотку. В цельной крови определяют морфологические показатели, а также вещества, равномерно распределенные между плазмой и эритроцитами: глюкозу, кетоновые тела, медь, цинк, кобальт, марганец, селен и др.

Для исследования веществ, неравномерно распределенных между клетками и жидкой частью крови, следует использовать сыворотку или плазму. В сыворотке, например, исследуют общий белок и его фракции, остаточный азот, мочевины, свободные аминокислоты, липиды, холестерин, билирубин, кальций, неорганический фосфор, магний, йод, связанный с белком (СБЙ), каротин, витамины, ферменты и др. В плазме – резервную щелочность, содержание натрия, калия, неорганического фосфора, магния, каротина, витаминов А, С и др.

***Запомните!** Максимальный объем разового взятия крови для лабораторных исследований составляет 0,6 мл/кг, или 1,2 % от объема циркулирующей крови. Повторная сдача крови – не ранее чем через 6 дней.*

2. Получение цельной крови, плазмы и сыворотки крови

Для получения цельной крови или плазмы ее стабилизируют, т. е. в пробирку вносят противосвертывающее вещество – антикоагулянт (см. табл. 1, 2). Антикоагулянты лучше применять в виде растворов.

Использование того или другого антикоагулянта определяется:
– направлением исследования;
– сроками хранения.

Таблица 1 – Антикоагулянты, используемые для получения цельной крови (плазмы)

Препарат	Количество антикоагулянта на 10 мл крови (на 1 мл)	
	мг	капли
Натрия цитрат	10–20 (1,5–2 мг/мл)	0,5–1,0 мл
Натрия оксалат	10–20 (3 мг/мл)	0,5–1,0 мл
Калия оксалат	15	0,5–1,0 мл
1 %-й раствор гепарина, капли	(20 МЕ/мл)	2–3
10 %-й раствор трилона Б: натрия (Na ₂ ЭДТА), калия (K ₂ ЭДТА, K ₃ ЭДТА)	1,5 мг/мл	3–4

Таблица 2 – Материал для исследования, антикоагулянт, условия хранения

Исследуемый показатель (вещество)	Материал для исследования	Антикоагулянт	Срок хранения
1	2	3	4
Гематокрит	Цельная кровь	ЭДТА натрия	48 ч при 4 °С, 6 ч при 23 °С
Гемоглобин	Цельная кровь	ЭДТА натрия, (гепарин, оксалат)	48 ч при 4 °С, 24 ч при 23 °С
Глюкоза gt	Цельная кровь Плазма крови	Натрия фторид. Осаждение белков в момент взятия крови	Центрифугат 8 ч при комнатной температуре, до 3 сут. в холодильнике

Продолжение табл. 2

1	2	3	4
Кетоновые тела	Цельная кровь	Гепарин. Приготовление безбелкового фильтрата в день взятия крови	Безбелковый фильтрат до 3 сут. в холодильнике
Резервная щелочность	Плазма крови	Гепарин, ЭДТА и др.	До 1 сут. в холодильнике
Фосфор неорганический	Сыворотка крови Плазма крови	Гепарин и др. Быстро отделить плазму, не допускать гемолиз	До 2 сут. в холодильнике. При хранении содержание фосфора возрастает
Магний	Сыворотка крови Плазма крови	Гепарин и др. Не допускать гемолиз	До 5 сут. в холодильнике
Кальций	Сыворотка крови Плазма крови	Гепарин и др. Не допускать гемолиз	До 3 сут. в холодильнике
Железо	Сыворотка крови Плазма крови	Гепарин и др. Не допускать гемолиз	2–3 сут. в холодильнике
Белок общий	Сыворотка крови Плазма крови	Гепарин и др. Не допускать гемолиз	До 3 сут. в холодильнике
Белковые фракции	Сыворотка крови свободная от гемолиза	Гепарин и др. Не допускать гемолиз	До 3 сут. в холодильнике
Билирубин	Сыворотка крови Плазма крови	Гепарин. Не допускать гемолиз	Исследуют в течение 2 ч. Защищают от солнечного света
Холестерол (холестерин общий)	Плазма крови	ЭДТА, гепарин Не допускать гемолиз	До 5 сут. в холодильнике
Ретинол (каротин)	Сыворотка крови	Не допускать гемолиз	2 нед. в замороженном состоянии. Защищают от солнечного света
Витамин С	Сыворотка крови Плазма крови	Гепарин и др. без следов гемолиза	3 ч проба стабильна в охлажденной крови. Плазму и сыворотку стабилизируют метафосфорной кислотой (6 г/100 мл), ТХУ, или трихлоруксусной (10 г/100 мл) кислотой при 20 °С. Хранят 21 сут.
Витамин Е	Сыворотка крови	Гепарин, свободная от гемолиза	Несколько дней в холодильнике. Защищают от солнечного света
ЛДГ	Сыворотка крови Плазма крови	Гепарин, свободные от гемолиза	Не охлаждают, исследуют в день взятия крови

1	2	3	4
АСТ	Сыворотка крови Плазма крови	Гепарин, свободные от гемолиза	Не охлаждают, исследуют в день взятия крови
АЛТ	Сыворотка крови Плазма крови	Гепарин, свободные от гемолиза	Не замораживают, исследуют в день взятия крови
Холинэстераза	Сыворотка крови Плазма крови	Гепарин, свободные от гемолиза	6 ч при комнатной температуре, 1 нед. при 4 °С, 6 мес. при минус 70 °С
ЩФ	Свежая сыворотка крови	Гепарин, свободные от гемолиза	Сыворотку крови охлаждают немедленно, исследуют быстро

При подсчете форменных элементов крови электронными приборами стабилизаторы готовят по специальным прописям. Так, кровь, стабилизированную *лимоннокислым или щавелевокислым натрием*, можно хранить не более суток. *Гепарин* при изучении клеточного состава крови используют сразу же, в противном случае он вызывает постепенное старение клеток и их распад. Повышенные дозы антикоагулянтов могут вызывать гемолиз эритроцитов или разведение пробы. Неверный выбор солей антикоагулянтов приводит к искажению результатов. ЭДТА – натрия и оксалат понижают содержание кальция; соли калия или натрия повышают содержание в пробе этих электролитов.

Плазма получается из крови путем отделения клеток крови. В противоположность сыворотке она содержит факторы свертывания крови, т. е. является бесклеточной надосадочной жидкостью, получаемой при центрифугировании крови, свертываемость которой ингибирована добавлением антикоагулянтов. Для получения плазмы кровь с антикоагулянтом центрифугируют 20–30 минут при 2000–3000 об/мин. Плазма крови отличается от сыворотки наличием фибриногена.

Сыворотку крови получают из спонтанно свернувшейся цельной крови. Для получения сыворотки пробирки с кровью рекомендуются в процессе взятия крови помещать в термостат с температурой до 38 °С. При массовых обследованиях животных таким импровизированным термостатом может быть достаточная емкость с водой указанной температуры. После завершения работ по взятию крови, свернувшиеся пробы обводят тонкой спицей из нержавеющей стали для лучшего отделения сыворотки и ставят в термостат при 37–38 °С на 1–2 часа для окончательного отделения сыворотки. Сыворотку центрифугируют 20 минут при 2000–3000 об/мин. Для лабораторных исследований пригодна сыворотка без следов гемолиза. Не допускается хранение сыворотки крови на свету.

3. Правила доставки, хранения и подготовки проб к исследованию

Для обеспечения качественного результата исследований нужно четко контролировать время и условия хранения проб до выполнения анализа.

Оптимальное время исследования крови – в интервале от 1 до 4 часов после взятия. Нежелательно исследовать кровь позднее 8 часов после взятия, так как изменяется характеристика клеток: снижается объем лейкоцитов, повышается объем эритроцитов, что приводит к ошибочным результатам измерения и неправильной интерпретации результатов. Только концентрация гемоглобина и количество тромбоцитов остаются стабильными в течение суток хранения.

Цельную кровь, плазму и сыворотку хранят в плотно закрытых пробирках при комнатной температуре (15–20 °С) 6–8 ч, в холодильнике, при температуре +2...+4 °С до 24 часов. Кровь, хранившуюся в холодильнике, необходимо вначале согреть до комнатной температуры, так как при низкой температуре увеличивается ее вязкость и форменные элементы имеют тенденцию к склеиванию. Приготовление мазков крови рекомендуется делать не позднее 1–2 часов после взятия. При невозможности быстрого исследования подготовленные пробы сыворотки можно хранить в замороженном состоянии при минус 20 °С или консервировать борной кислотой (2–4 % к объему, до образования на дне пробирки осадка кристаллов). При транспортировке пробирки с образцами должны находиться строго в вертикальном положении, чтобы устранить воздействие механических факторов (тряска, вибрация, перемешивание и т. д.), их помещают в изотермические контейнеры. При перевозках рекомендуется использовать герметично закрытые пластиковые пробирки.

Запомните! Замораживание проб цельной крови с антикоагулянтом недопустимо.

Нарушение условий хранения проб может стать причиной погрешностей анализа:

➤ В результате длительного стояния сыворотки над эритроцитами могут наступить сдвиги в концентрации ряда компонентов: повышается концентрация калия, активности кислой фосфатазы, аминотрансфераз, лактатдегидрогеназы, гидроксипутиратдегидрогеназы, понижается содержание глюкозы вследствие гликолитических процессов.

➤ При температуре около 20 °С в цельной крови возрастает содержание аммиака, многие ферменты даже при температуре холодильника быстро теряют свою активность (креатинкиназа, кислая фосфатаза), лактатдегидрогеназа, напротив, быстрее теряет активность при низких температурах.

➤ Возникший при взятии или хранении гемолиз эритроцитов приводит к повышению концентрации калия, активности кислой фосфатазы, аминотрансфераз, лактатдегидрогеназы, гидроксипуриратдегидрогеназы. Неумелое встряхивание проб при перемешивании их содержимого или при транспортировке также может вызвать гемолиз эритроцитов.

При проведении специальных исследований нужно внимательно следить за выполнением особых, оговоренных в описании методик правил взятия, консервации и хранения проб крови.

4. Техника взятия капиллярной крови у животных (птиц)

Капиллярная кровь происходит из артериол, венул и капилляров и содержит артериальную, венозную кровь и межклеточную жидкость. Артериальная часть в капиллярной крови преобладает.

***Запомните!** Капиллярная кровь сохраняется хуже, чем венозная, поэтому следует особенно внимательно соблюдать условия хранения материала.*

Инструменты для взятия крови и их стерилизация. Получить капиллярную кровь можно с помощью любого колющего инструмента: иглы от шприца, хирургического скальпеля, иглы Франка со сменными стилетами, скарификатора, ланцета-скарификатора (см. рис. 1). Забор капиллярной крови осуществляют капилляром Панченкова, поршневыми пипитаторами, пипетками Сали, меланжером, микрокапиллярами (см. рис. 2). Брать кровь у больного следует таким образом, чтобы возможность внесения инфекции в рану была полностью исключена. Инструменты многократного использования должны быть простерилизованы кипячением или обеззаражены спиртом.

Капиллярную кровь берут (см. рис. 3):

- у животных на внутренней или наружной поверхности ушной раковины, из подушечек лап, у основания корня хвоста, складки губ;
- у птиц из гребня, сережек, мякоти и поверхностных вен крыла.

Методика взятия капиллярной крови (см. рис. 4)

1. Животное (птицу) фиксируют.
2. Шерсть (перо) на месте взятия крови выстригают.
3. Место прокола желательно нагреть до 38–40 °С (растереть или приложить сухое тепло на 2–3 мин.).
4. Место пункции обработать спиртово-эфирной смесью или 70 %-м этиловым спиртом. Провести пункцию скарификатором на глубину 1,5–2 мм.

Первую каплю стереть сухим ватным тампоном, поскольку она содержит примесь тканевой жидкости. Кровь из ранки должна вытекать свободно (без надавливания на ткани).

***Запомните!** Нельзя давить на ткани, так как при этом в кровь попадает тканевая жидкость, что существенно искажает результаты исследования.*

5. Кровь набирают индивидуальным стерильным капилляром, предварительно смоченным цитратом натрия, или с помощью Microvette. Для получения достаточного количества крови следует

держат капилляр и пробирку в горизонтальном положении для лучшего стекания крови из капилляра в пробирку.

6. Сразу же после взятия пробы необходимо тщательно перемешать, перевернув пробирку крышкой вниз не менее 5–10 раз.

7. После взятия крови прижать место прокола сухим ватным тампоном.



a



b



c



d



e

*Рисунок 1 – Инструменты для взятия капиллярной крови:
a – ланцетовидный скальпель; b – игла Франка; c – ручка для прокалывания Акку-Чек Софткликс; d – скарификаторы; e – автоматические ланцеты-скарификаторы*



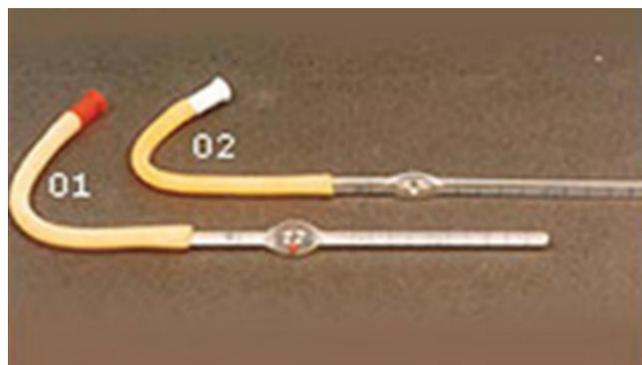
a



b



c



d

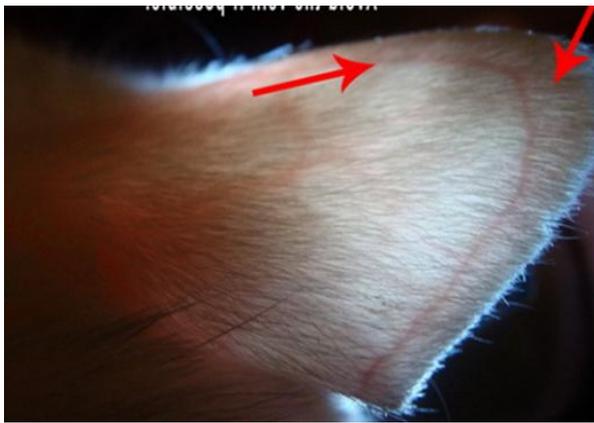


e



f

*Рисунок 2 – Капилляры для забора крови:
a – Панченкова; b – поршневые пипетаторы; c – Сали; d – меланжеры;
e – микрокапилляры; f – микропробирки Microvette*



a



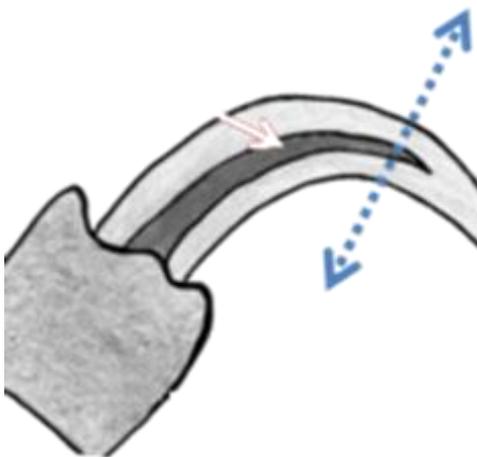
b



c



d



e



f

Рисунок 3 – Место взятия капиллярной крови у животных (птиц)

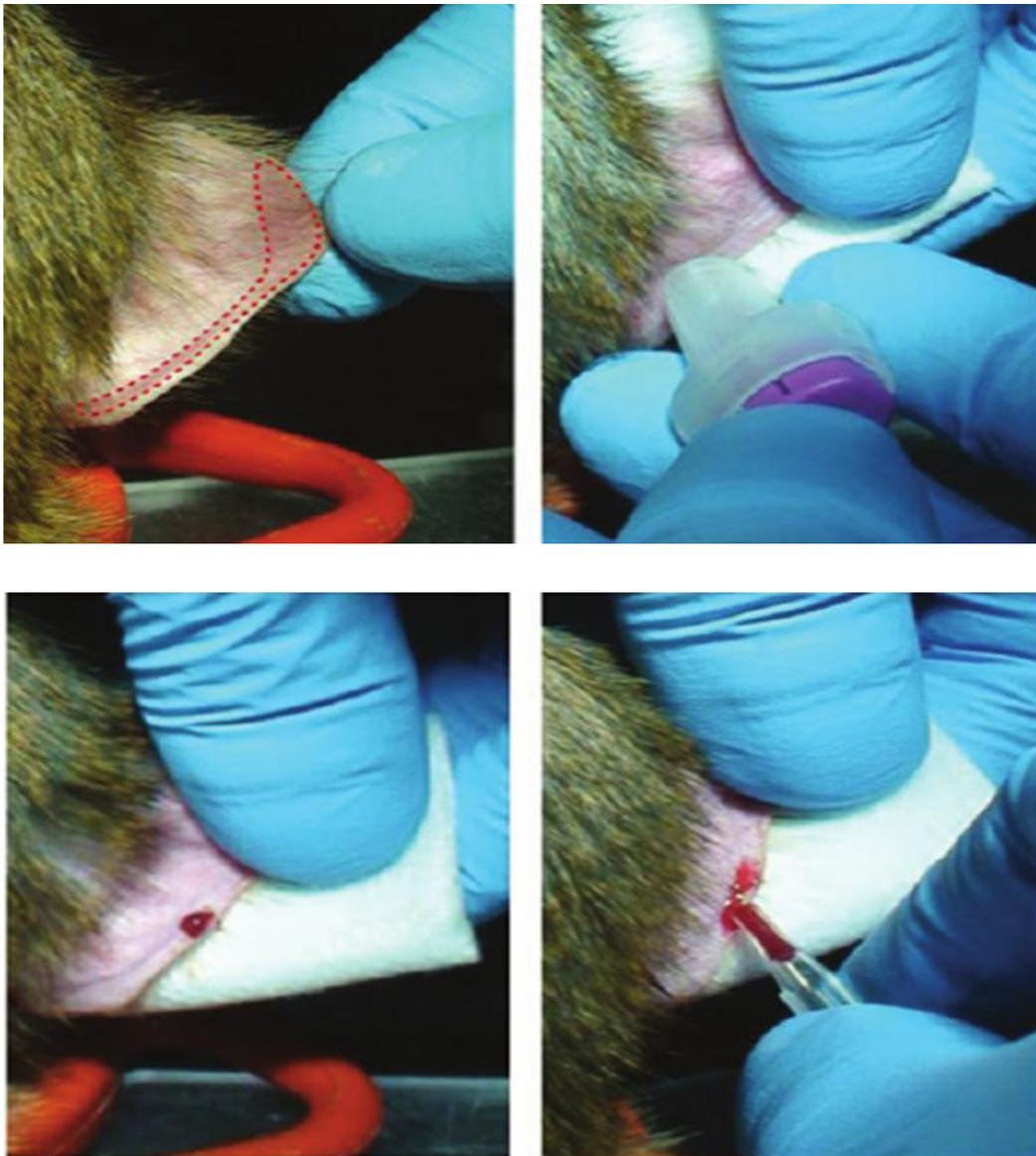


Рисунок 4 – Взятие капиллярной крови из ушной вены

5. Техника взятия венозной крови у животных (птиц, рыб)

В последние годы современные лаборатории для исследования применяют только венозную кровь. Взятие крови из вены дает исчерпывающую информацию о состоянии здоровья и позволяет назначить необходимые методы инструментального обследования для уточнения диагноза.

Венозную кровь берут из подкожных вен. У всех животных и птиц кровь можно взять из яремной или подъязычной вены. В то же время для каждого вида животных имеются свои места для прокола вен:

- у свиней – большая ушная вена, хвостовая, подкожная вена живота, краниальная полая вена, орбитального венозного синуса;
- у плотоядных – малая подкожная вена голени, бедренная вена, подкожная головная вена предплечья;
- у крыс – медиальная подкожная вена, хвостовая, бедренная, орбитального синуса, вены сафенус, лицевая вена, сердце;
- у жвачных – подкожная вена живота, хвостовая вена, ушная вена;
- у птиц – локтевая или крыла вена, медиальная плюсневая, сердце;
- у кроликов – ушная вена, подкожная головная вена предплечья, сердце;
- у черепах – дорсальный копчиковый синус, затылочный синус, подпозвоночный синус, бедренной и плечевой вены;
- у змей – вентральная копчиковая вена, небная вена, сердце;
- у рыб – хвостовая вена, хвостовая культя, сердце, жаберные вены.

Достоверность и точность гематологических исследований венозной крови во многом определяется техникой взятия крови.

Существует три способа взятия венозной крови:

- одноразовой иглой в одноразовый шприц объемом 5–10 мл с последующим переносом крови в одноразовую пластиковую или стеклянную пробирку;
- непосредственно в химически чистую стеклянную пробирку;
- вакутейнеры (вакуумные системы типа «Venoject», «Vacuett», пробирки с дозированным отрицательным давлением, содержащие различные варианты активаторов свертывания, гелевых разделителей сыворотки.



a

b



c

d



Вакуумная пробирка ↔ держатель ↔ двухсторонняя игла

e

*Рисунок 5 – Инвентарь для забора венозной крови у животных:
a – жгут для забора крови; b – жгут кровоостанавливающий;
c, d – кровобратные иглы; e – вакутейнер.*

Для получения венозной крови нужно помнить:

- что жгут следует накладывать не более чем на 1–2 минуты, тем самым обеспечивается минимальный стаз, при котором клетки крови не повреждаются;
- игла должна быть достаточно большого диаметра и иметь короткий срез, чтобы не травмировать противоположную стенку вены во избежание тромбоза.

Для забора венозной крови необходим следующий инвентарь: жгут, кровопускательная игла, пробирка или вакуумная пробирка (см. рис. 5)

Недостатки метода взятия крови через кровопускательную иглу в стеклянные пробирки:

– кровь набирается через кровопускательную иглу самотеком в открытую пробирку. Это приводит к разбрызгиванию крови, высок риск инфицирования животных и человека;

– переливание крови из шприца в пробирку зачастую приводит к гемолизу, что искажает результаты исследований или делает их невозможными. Также ошибочным является взятие крови шприцем с последующим переливанием крови в вакуумную пробирку;

– набранная самотеком в открытую пробирку кровь теряет стерильность, следовательно результаты лабораторных исследований могут быть искажены. Стеклянные пробирки закрываются либо нестерильными резиновыми пробками, либо ватными тампонами, что часто приводит к открытию пробирки с разлитием крови;

– стеклянные пробирки часто разбиваются, соответственно, нужно не только ликвидировать последствия этого в виде осколков и разлитой крови, но и повторно брать пробу крови у животного;

– при заборе крови из яремной вены необходима фиксация животного, т. е. привлечение к процедуре дополнительного персонала;

– жесткая фиксация, а также боль при взятии крови толстостенными кровопускательными иглами большого диаметра вызывает стресс у животных. В случае с КРС это приводит к неизбежному снижению надоев молока от 0,3 до 1 л в день в течение нескольких дней.

Таблица 3 – Рекомендуемые для внутривенного забора крови иглы

Живая масса тела животного, кг	Калибр иглы, G	Внутренний диаметр иглы, мм
До 10	25–20	16–25
До 45	18	38
До 100	16–17	40

Достоинства вакуумного забора крови:

– максимальная безопасность врача во время процедуры взятия крови – конструкция вакутайнера полностью исключает контакт крови пациента с окружающей средой;

- отсутствие фиксации животного;
- быстрота взятия крови (5–10 секунд);
- возможность набрать кровь в две и более пробирки за короткий промежуток времени без повторного введения иглы в вену;
- максимально точное соблюдение соотношения кровь – антикоагулянт;
- простота и надежность маркировки и транспортировки образцов;
- возможность использования пробирки без открывания крышки при центрифугировании.

Современные производители предлагают широкий ассортимент вакуумных систем. Большинство вакуумных систем для отбора проб крови состоят из трех основных элементов, соединяющихся между собой в процессе взятия крови (см. рис. 5, е): стерильной одноразовой пробирки с крышкой и дозированным содержанием вакуума; стерильной одноразовой двусторонней иглы с визуальной камерой (или без камеры), закрытой с обеих сторон защитными колпачками; одно- или многоразового иглодержателя. Под действием вакуума кровь втягивается через иглу напрямую из вены в пробирку. Производители пробирок гарантируют надежную герметичность, идеальную стерильность и стабильность вакуума на протяжении двух лет. Как правило, крышки состоят из двух элементов: резиновой пробки и пластикового корпуса, который обозначен тем или иным идентификационным цветом, в соответствии с межгосударственным стандартом ISO 6710-2011 для вакуумных пробирок. Может присутствовать также цветное колечко, указывающее на специфику наполнителя. Что касается формы, то на крышке вакуумной пробирки обязательно присутствует углубление, предохраняющее от контакта с кровью, которая может остаться после забора материала.

Вакуумные пробирки для получения сыворотки крови

Внутренние стенки пробирок для получения сыворотки покрыты микрочастицами кварца, которые активируют свертывание крови при аккуратном переворачивании пробирки. Благодаря наличию активатора сгустка в пробирках для получения сыворотки сокращается время ожидания его формирования, т. е. ускоряется процесс подготовки образца к исследованию. Время свертывания крови – не менее 30 мин. После формирования сгустка форменных элементов крови пробирки только с активатором сгустка центрифугируют минимально при

1500 g в течение 10 мин; пробирки с разделительным гелем или активатором сгустка – при 1800 g в течение 10 мин.

Цветовой код	Число перемешиваний	Область применения	Химические наполнители
 Стекло вые красный	—	Исследования сыворотки в клинической химии, серологии, иммунологии	Без наполнителя
 голубой	3–4 раза	Исследования коагуляции	Цитрат натрия СТАД
 черный	8–10 раз	Измерение скорости оседания эритроцитов (СОЭ)	Цитрат натрия
 Пластиковые красный	5–6 раз	Исследования сыворотки в клинической химии, серологии, иммунологии.	Активатор свертывания
 желтый	5–6 раз	Исследования сыворотки в клинической химии, серологии, иммунологии	Активатор свертывания и разделительный гель
 зеленый	8–10 раз	Исследования плазмы в клинической химии, иммунологии	Гепарин; Гепарин и разделительный гель
 сиреневый	8–10 раз	Гематологические исследования цельной крови	ЭДТА
 розовый	8–10 раз	Пробирки для перекрестной пробы, используются при переливании крови	ЭДТА; Активатор свертывания; Без наполнителя
 серый	8–10 раз	Исследования глюкозы	Фторид натрия/ Оксалат калия; Литий-йодоацетат/ литий-гепарин
 синий	8–10 раз	Исследования микроэлементов	Без наполнителя; ЭДТА

Рисунок 6 – Виды и назначение пробирок BD Vacutainer

Транспортируют и хранят образцы после центрифугирования при температуре не выше 6 °С. При использовании пробирок с разделительным гелем исследование сыворотки может быть произведено в

течение 48 ч после взятия крови при условии предварительного центрифугирования. Для более длительного хранения и/или транспортировки сыворотку необходимо перенести во вторичную пробирку. Вторичные пробирки с пробами или пробирки с разделительным гелем (после центрифугирования) могут быть заморожены, однако температура не должна быть ниже минус 20 °С. При использовании пробирок без разделительных элементов или с активатором сгустка исследование сыворотки должно быть произведено не позднее 2–3 ч после взятия крови.

Вакуумные пробирки с гепарином

Внутренние стенки пробирки покрыты солями гепарина (литиевой, натриевой, аммония). Антикоагулянт гепарин активирует анти-тромбины, таким образом блокируя каскад свертывания крови. Пробирки, используемые для получения гепаринплазмы, содержат 12–30 МЕ гепарина на 1 мл крови. После взятия крови стандартные пробирки сразу же центрифугируют при ускорении 2000–3000 g в течение 15 мин; пробирки с разделительным гелем – при 2200 g в течение 15 мин. Транспортировка и хранение образцов после центрифугирования осуществляется при температуре не выше 6 °С. При использовании пробирок без разделительных элементов или с активатором свертывания исследование плазмы должно быть произведено не позднее 2–3 ч после взятия крови. При использовании пробирок с разделительным гелем анализ плазмы может быть произведен в течение 48 ч после взятия крови.

Вакуумные пробирки с ЭДТА для сохранения клеточного состава

На внутреннюю стенку пробирки нанесена ЭДТА-К2 или ЭДТА-К3 в концентрации 1,2–2 мг (0,00411–0,006843 моль/л) на 1 мл крови. Сразу после взятия крови в пробирку с ЭДТА необходимо аккуратно перемешать содержимое, переворачивая 2–3 раза (не встряхивать, чтобы не образовалась пена). Центрифугирование пробирки для молекулярной диагностики (с ЭДТА-К2 +гель) проводят с ускорением 1800–2200 g в течение 10 мин. В пробирках с ЭДТА эритроциты, лейкоциты и тромбоциты остаются стабильными до 24 ч. Фиксацию и окраску мазков необходимо выполнить в течение 2–3 ч. Хранение (до 2 недель) и транспортировка пробирок с ЭДТА и разделительным гелем, не используемых для гематологического анализа клеточного состава образца, возможны до минус 20 °С. При более дли-

тельном (более 2 нед.) сроке плазму с ЭДТА необходимо перенести во вторичную пробирку.

Вакуумные пробирки для коагулологических исследований

Пробирки для исследования гемостаза содержат раствор тринатрий цитрата в концентрации 0,109 моль/л (3,2 %) или 0,129 моль/л (3,8 %). Выбор концентрации зависит от правил лаборатории. Соотношение крови и реагента 9:1. Сразу после взятия крови в пробирку с раствором цитрата необходимо перемешать содержимое, переворачивая 4–5 раз. При анализе тромбоцитарного звена центрифугирование проводят с ускорением 150 g в течение 5 мин; режим для рутинной коагулограммы – 1500–2000 g в течение 10 мин; при анализе факторов плазменной коагуляции или для глубокого замораживания плазмы – 2500–3000 g в течение 20 мин. Анализ функции тромбоцитов и факторов коагулограммы рекомендуют проводить не позднее 3–6 ч после центрифугирования. Для более длительного хранения и/или транспортировки образца необходимо использовать вторичную пробирку.

Вакуумные пробирки со стабилизаторами

1. Вакуумные пробирки для исследований нестабильных аналитов с ЭДТА-K2 и аprotинином. Проба остается стабильной в течение 7 ч.

2. Вакуумные пробирки для клинических исследований плазмы в диабетологии (ЭДТА-K3, оксалат калия используют в качестве антикоагулянта; фторид натрия, монойодацетат стабилизируют уровень глюкозы крови на период до 48 ч).

5.1. Методика взятия крови у животных (птиц) из яремной вены

Яремная вена образуется около угла нижней челюсти от слияния наружной и внутренней челюстных вен, которые собирают кровь от головы. Яремная вена тянется в яремном желобе вдоль шеи до 7-го шейного позвонка (см. рис. 7). Здесь правая и левая яремные вены соединяются в общий ствол, который и переходит в переднюю полую вену.

Техника взятия крови из яремной вены при помощи иглы

1. Крупных животных фиксируют в положении стоя, мелких – стоя или в боковом положении. Голову хорошо фиксируют (см. рис. 8, а).

2. Место прокола, дезинфицируют спиртом или 5 %-м раствором йода.

3. Большим пальцем нажимают на вену в нижней трети шеи. Задержка оттока крови вызывает набухание вены в виде толстого шнура (см. рис. 8, b, c);

4. Иглу вкалывают на границе перехода верхней трети шеи в среднюю (см. рис. 8, d). Иглу держат в руке так, чтобы ее направление совпало с линией хода вены, срезом наружу.

5. Кровопускательную иглу вводят против тока крови по направлению к голове под углом 45° (см. рис. 9).

6. При попадании в вену в канюле иглы появляется кровь и иглу смещают под угол $15-20^\circ$ относительно яремной вены.

7. Иглу продвигают в полость сосуда приблизительно на 1 см.

8. Можно набирать кровь непосредственно в пробирку. Для этого пробирку подставляют под канюлю иглы. Кровь должна стекать по стенке пробирки, чтобы избежать разрушения эритроцитов. Наполняют пробирку до половины.

9. Можно забирать кровь с помощью шприца. Как только набрали кровь в шприц, ее сразу переливают в пробирку (см. рис. 8, f), соблюдая те же правила, что и при взятии крови непосредственно в пробирку.

10. После извлечения иглы, к месту прокола прикладываем вату с дезинфицирующим спиртом.

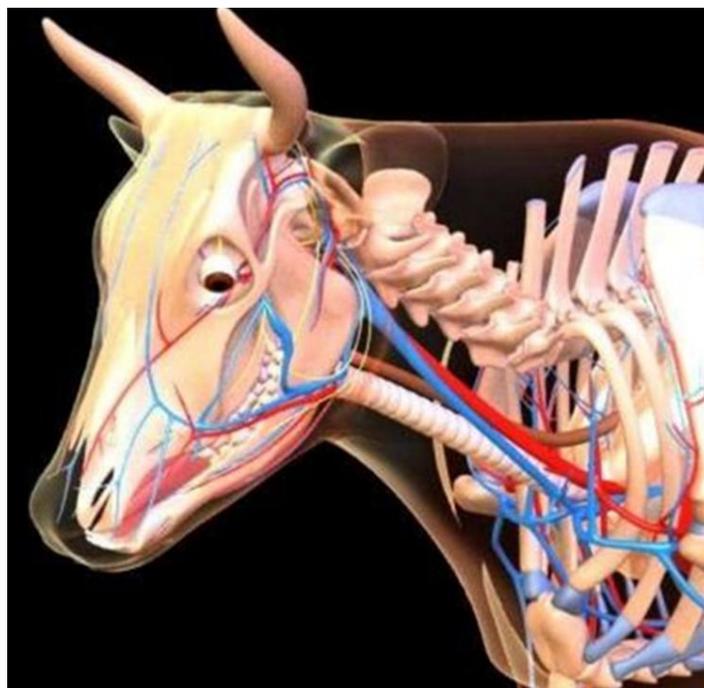
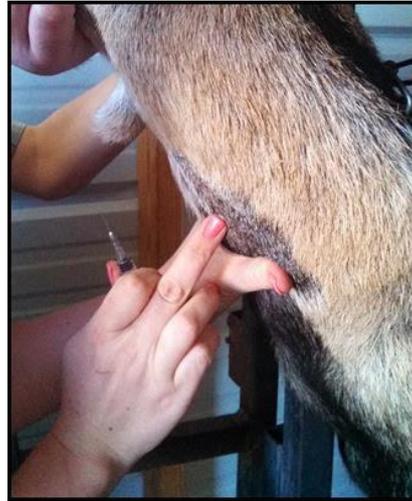


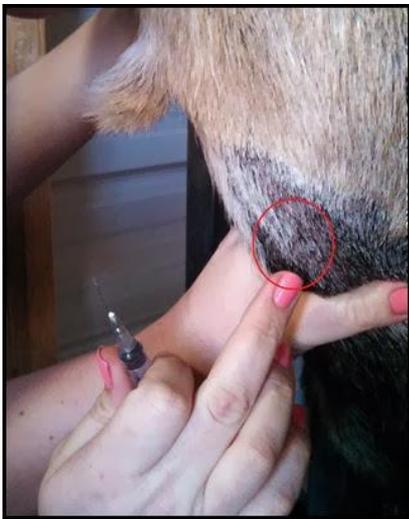
Рисунок 7 – Анатомическое расположение яремной вены у коровы



a



b



c



d



e



f

Рисунок 8 – Техника пункции яремной вены

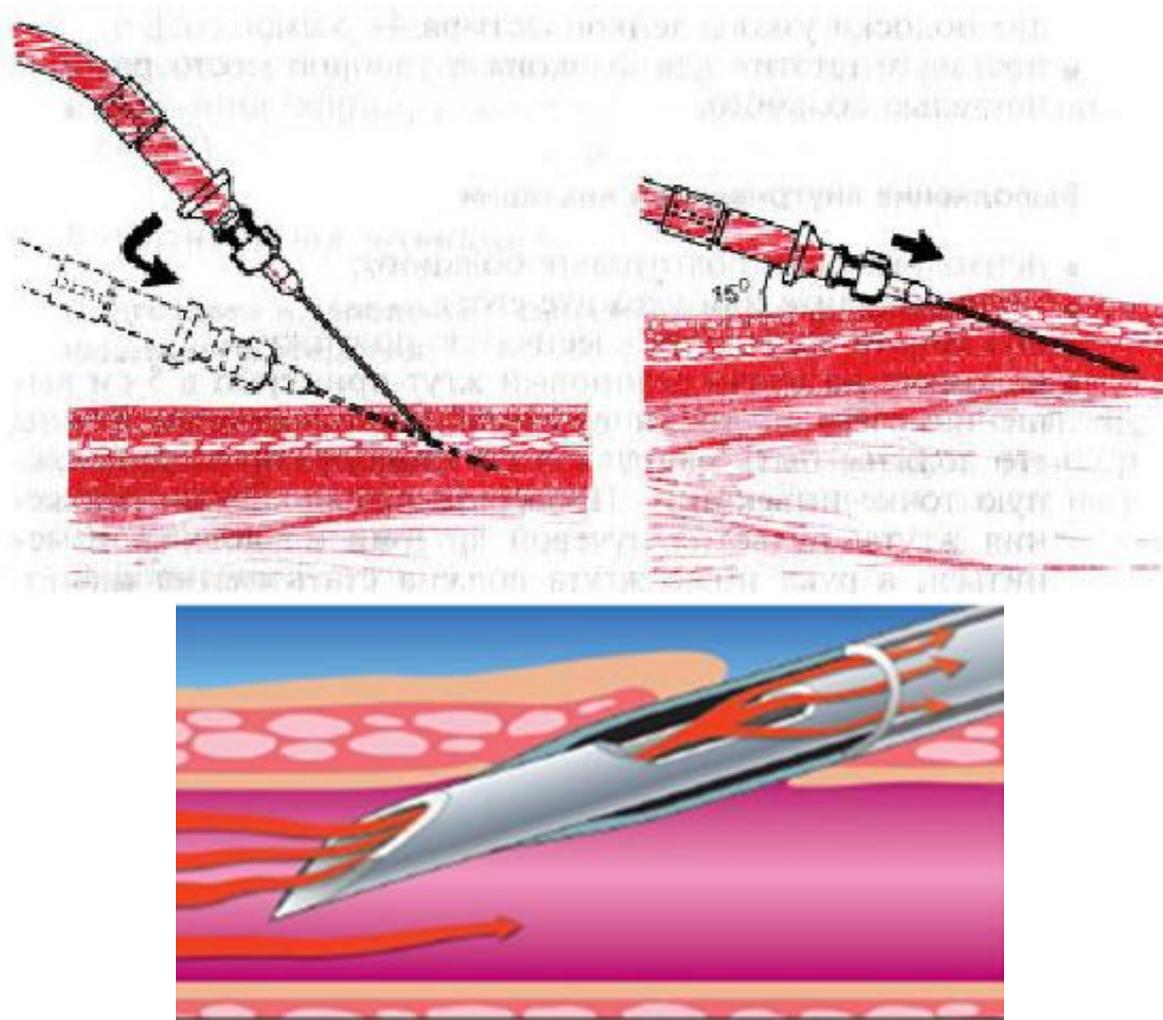


Рисунок 9 – Правильное положение иглы в вене

После всей процедуры подписываем пробирку с кровью, где указываем номер животного.

5.2. Методика взятия крови у крупного рогатого скота

У коровы забор крови для лабораторных исследований производится не только из яремной, но из хвостовой и ушной вен, подкожной вены живота. Как показывает практика, забор крови из хвостовой вены для проведения исследований является самым безопасным вариантом.

Техника взятия крови из хвостовой вены при помощи вакуумных пробирок

1. Скручивающим движением, разорвав защитную ленту, снять серый колпачок с конца иглы (см. рис. 10, а). Резиновый чехол иглы (серого цвета) **не удалять!**

2. Вставить освободившийся конец иглы с резиновой мембраной в держатель и завинтить до упора. (см. рис. 10, b).

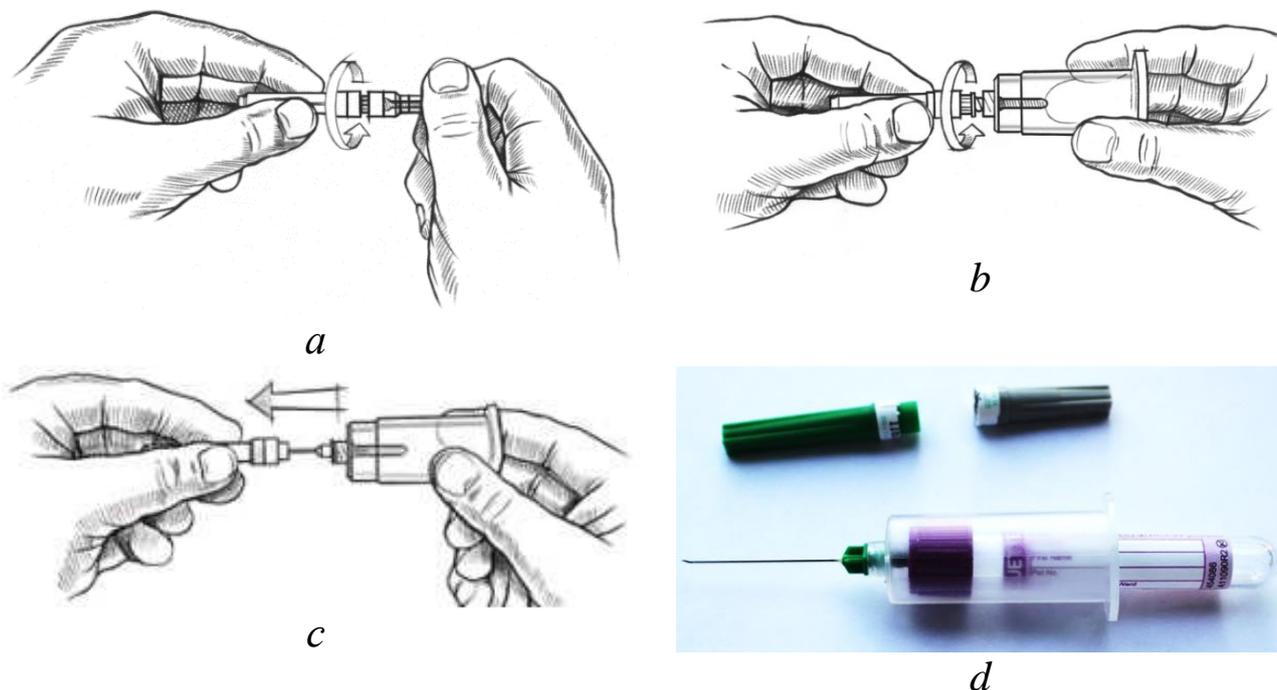


Рисунок 10 – Схема сбора вакуумной системы

3. Снять цветной защитный колпачок с иглы (см. рис.10, с).

4. Кровь берут в средней трети тела 2–5 хвостовых позвонков, находящейся на линии, идущей вдоль хвоста и делящей его на 2 симметричные части (см. рис. 11, а).

5. Хвост животного взять рукой в области средней трети и медленно поднять вверх (см. рис. 11, b).

6. Место, где предполагается произвести прокол, продезинфицировать спиртом или 5 %-м раствором йода.

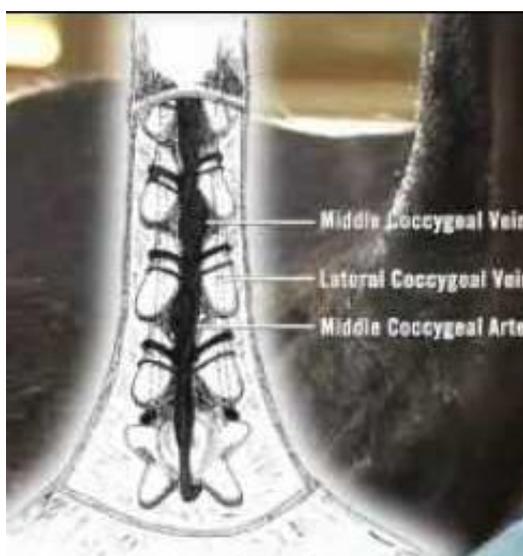
7. Снять колпачок со второй стороны иглы и ввести иглу в вену перпендикулярно линии хвоста (см. рис. 11, b).

8. Вставить заранее подготовленную вакуумную пробирку в иглодержатель до упора (при этом указательным и средним пальцем придерживать выступы иглодержателя, а большим пальцем проталкивать пробирку к игле). Игла прокалывает резиновую мембрану и резиновую пробку крышки пробирки, кровь из вены попадает непосредственно в герметично закупоренную пробирку (см. рис. 10, с).

9. В случае отсутствия тока крови в пробирку (игла прошла вену насквозь) вернуть острие иглы в полость вены (не вынимая иглы), при этом кровь начнет поступать в пробирку.

10. При необходимости взятия крови в несколько пробирок, не вынимая иглы из вены, осторожно поменять наполненную кровью пробирку на следующую.

11. Когда взятие проб крови закончено, удалить пробирку из держателя, затем вынуть комплекс иглодержатель из вены. Снять иглу с держателя и утилизировать иглу. На этикетку нанести порядковый номер контейнера и номер животного (см. рис. 11, d).



a



b



c



d

Рисунок 11 – Техника забора крови у коров из хвостовой вены

Техника взятия крови из молочной вены

Молочная вена находится на животе коровы с 2 сторон, сбоку от вымени (см. рис. 12). Лучше всего ее видно у взрослых особей. Через них происходит снабжение молочных желез кровью и питательными веществами. Взятие крови из молочной вены не так предпочтительно, как другие способы, поскольку у животного эта зона считается очень чувствительной. Плюс ко всему эта вена залегает более глубоко, чем это кажется на первый взгляд.



Рисунок 12 – Анатомическое расположение молочных вен у коровы

1. Животное фиксируют в положении стоя с двух сторон.
2. Место, где предполагается произвести прокол, дезинфицируют спиртом или 5 %-м раствором йода.
3. Прощупывают пальцами венозный бугорок.
4. Иглу вводят по направлению к голове под углом 30 °.
5. Кровь набирают непосредственно в стеклянную пробирку или при помощи вакутейнера.
6. На место прокола наложить тампон, прижать рукой и подержать 30–60 секунд, чтобы не допустить гематомы.



Рисунок 13 – Техника пункции молочной вены у коровы

5.3. Методика взятия крови у лошадей

При получении крови у лошадей особое внимание уделяют фиксации этих животных. Лошади при неумелом с ними обращении могут укусить, ударить головой или конечностями, прижать своим телом к неподвижному предмету, ограждающим конструкциям. Лучше всего фиксировать животное в специальных фиксационных станках. Если последние отсутствуют, то у лошади тщательно фиксируют конечности и голову. Для строптивых животных используют болевые способы фиксации (укрощение), такие как наложение закрутки на верхнюю губу или на основание уха.

Большие количества крови у лошадей берут:

- из яремной вены;
- наружной грудной вены;
- поперечной лицевой вены;
- боковой головной вены.

При получении крови из яремной вены помощник фиксирует голову животного. Ветеринарный специалист пережимает яремную вену в средней части шеи и приемами, описанными выше у крупного рогатого скота, берет кровь. У лошадей тяжеловозных пород даже хорошо наполненная вена заметна плохо. Для уточнения места расположения яремной вены ее несколько раз пережимают и отпускают, в этом случае удастся проследить движение волны крови по яремной вене.

Техника взятия крови из наружной грудной (шпорной) вены

Получение крови из наружной грудной (шпорной) вены. Наружная грудная вена располагается на вентральной поверхности грудной стенки, книзу от широчайшей мышцы спины и вдоль дорсального края глубокой грудной мышцы (см. рис. 14).

1. Животное фиксируют стоя, помощник фиксирует голову животного.
2. Вену сжимают пальцами непосредственно за плечевым суставом.
3. Место прокола дезинфицируют спиртом или 5 %-м раствором йода.
4. Иглу вкалывают несколько ниже места прижатия.
5. Прокол кожи делают под углом $40-50^\circ$, затем иглу смещают относительно вены по углом $30-35^\circ$.
6. Иглу направляют каудально (против тока крови).
7. После прокола кожи ее несколько прижимают позади точки укола и оттягивают каудально, что облегчает попадание иглы в вену.

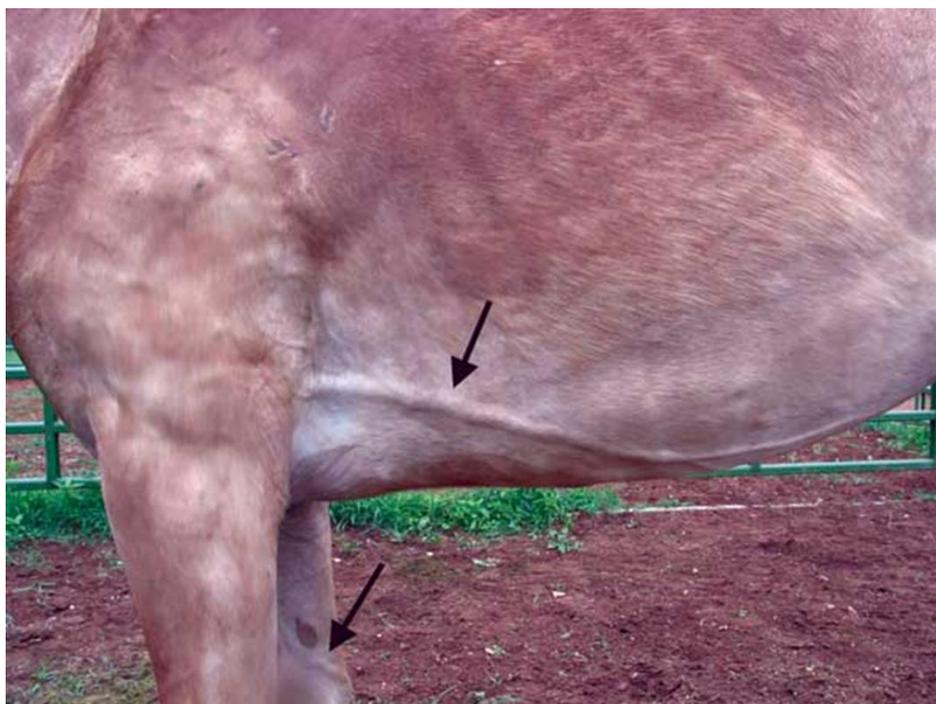


Рисунок 14 – Наружная грудная (шпорная) вена

8. Кровь набирают непосредственно в стеклянную пробирку или при помощи вакутейнера.
9. На место прокола наложить тампон, прижать рукой и подержать 30–60 секунд, чтобы не допустить гематомы.

Техника взятия крови из поперечной лицевой вены

Наружная поперечная лицевая вена располагается непосредственно под лицевым гребнем (см. рис. 15).

1. Животных фиксируют стоя, голову приподнимают, слегка изогнув в противоположную сторону.

2. Место прокола находится на линии, перпендикулярной лицевому гребню, проведенной от медиального угла глазной щели, ниже лицевого гребня. Или в точке пересечения двух линий, проведенных от наружного и внутреннего угла глаза (см. рис. 16).

3. Шерсть вокруг вены выстригают, кожу дезинфицируют 4 %-м раствором хлоргексидина или 70 %-м спиртом.

4. Игла калибра 20 G вводится перпендикулярно коже до тех пор, пока в канюле не появится кровь (см. рис. 16).

5. Или игла с прикрепленным шприцем вводится до тех пор, пока острое иглы не коснется кости, поршень шприца осторожно отводят назад, а иглу медленно извлекают, пока шприц не начнет наполняться кровью.

6. На место прокола, чтобы не допустить гематомы, наложить тампон, прижать рукой и подержать 30–60 секунд.



Рисунок 15 – Анатомо-топографическое расположение поперечной лицевой вены

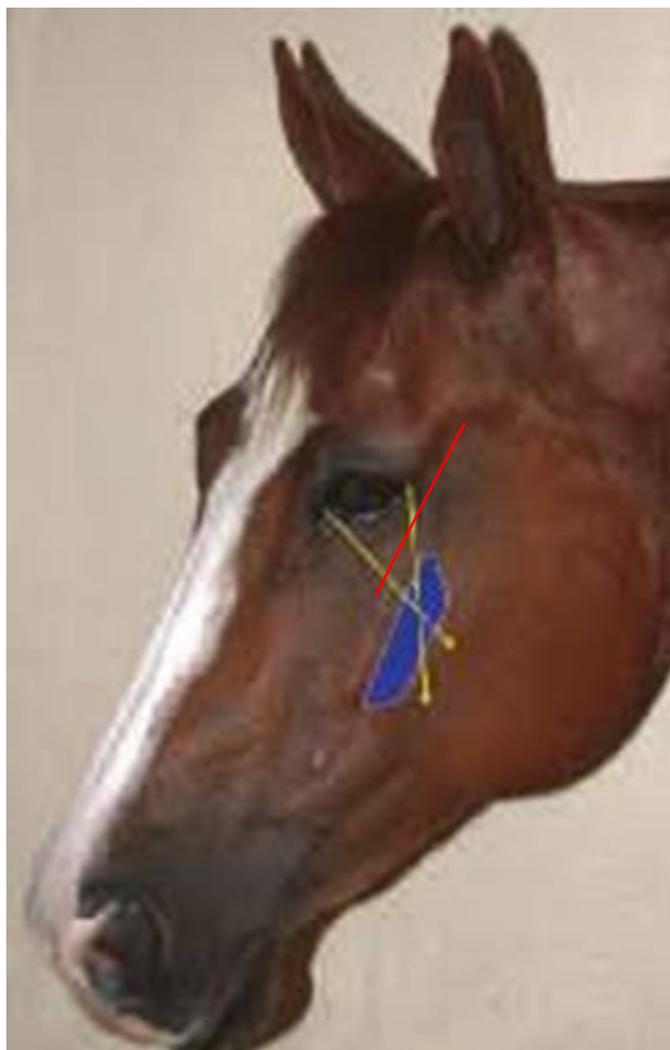


Рисунок 16 – Место прокола поперечной лицевой вены

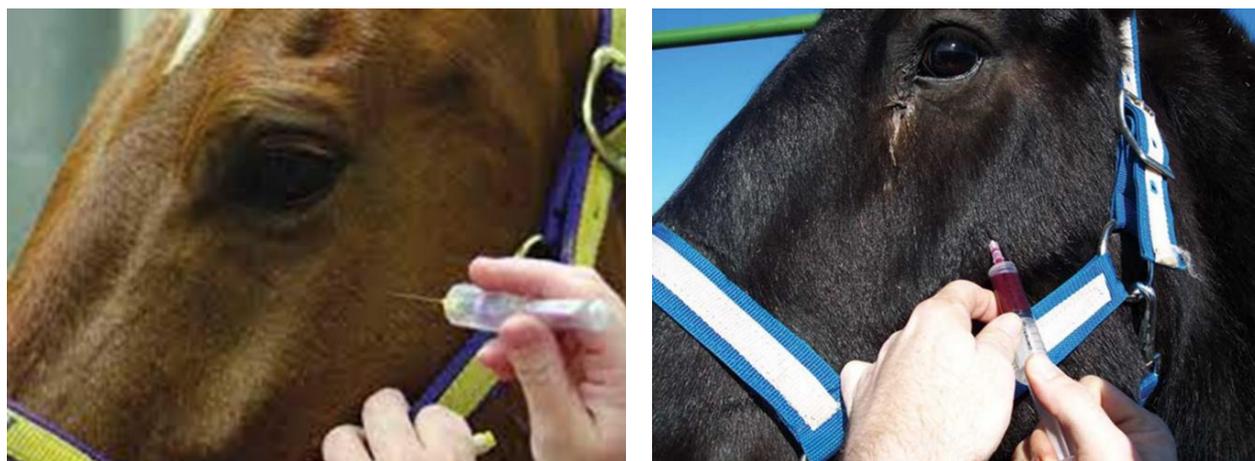


Рисунок 17 – Техника прокола поперечной лицевой вены

5.4. Методика взятия крови у свиней

У свиней венозную кровь можно взять:

- из крупных сосудов уха;
- яремной вены;
- краниальной полой вены;
- сосудов хвоста;
- орбитального венозного синуса.

Техника взятия крови из ушных вен

Крайние ушные вены – одни из немногих, которые легко обнаружить у свиней любого возраста и размера. Как правило, видны три вены (см. рис. 18, а). Обычно наиболее крупными являются латеральная (боковая) или центральная вены. Ушные вены представляют ответвления каудальной ушной и поверхностной шейной вены. Их рельеф, анастомозы и относительные размеры варьируют от животного к животному.

Способ 1

1. Поросят помещают в фиксационный станок, взрослых животных фиксируют щипцами или наложением петли на верхнюю челюсть.

2. Место пункции выстригают и обрабатывают спиртово-эфирной смесью или 70 %-м этиловым спиртом.

3. Кровеносный сосуд пережимают пальцем у основания уха (см. рис. 18, б).

4. Кожу ушной раковины разрезают лезвием безопасной бритвы или скарификатором в поперечном направлении (см. рис. 18, в). (Применение тупых колюще-режущих предметов травмирует ткани и сосуды, что приводит к быстрому образованию тромба.)

5. Ухо располагают таким образом, чтобы вытекающая кровь попадала в пробирку прямо из места разреза или проходила по поверхности уха наименьшее расстояние (см. рис. 18, с).

6. Если наступит преждевременная закупорка сосуда, то место разреза слегка протирают комочком стерильной ваты.

7. После взятия крови место разреза обрабатывают 5 %-м спиртовым раствором йода или другим антисептиком.



a



b

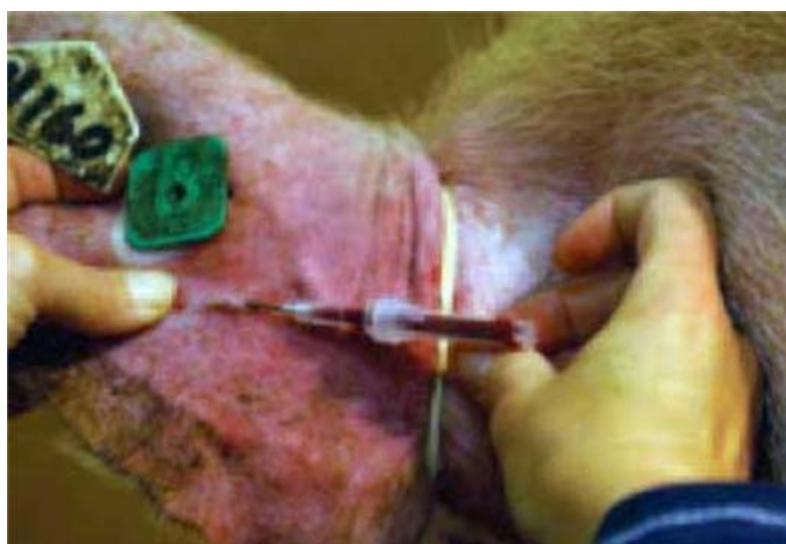


c

Рисунок 18 – Техника взятия крови из ушной вены у свиньи. Первый способ



a



b

Рисунок 19 – Техника взятия крови из ушной вены при помощи шприца у свиней

Способ 2

Перед пункцией вены ухо активно массируют, что приводит к расширению и кровенаполнению ушных вен. Это значительно облегчает процесс отбора крови. Для пункции ушной вены используют иглы калибра 22 G.

1. Ассистент фиксирует животное, одновременно зажимая вену у основания уха или на основание уха накладывают резиновый жгут (см. рис. 19, а).

2. Иногда процессу отбора крови может способствовать осторожное подкачивающее нажатие пальцем на сосуд.

3. Иглу вводят по направлению к голове под углом 30° (см. рис. 19, б).

4. Затем подставить пробирку к канюле иглы. Кровь должна стекать по стенке пробирки чтобы избежать разрушения эритроцитов до половины.

5. Кровь можно набрать шприцом и затем перелить в пробирку.

6. После извлечения иглы к месту прокола прикладываем вату с дезинфицирующим спиртом.

Техника взятия крови из краниальной полой вены

Краниальная полая вена расположена между листками средостения, вентрально от подключичных артерий (см. рис. 20). Она берет начало из общей яремной вены при входе в грудную полость. Краниальная полая вена впадает в правое предсердие. В зависимости от возраста свиней краниальная полая вена имеет длину от 1 до 8–10 см и расположена непосредственно под трахеей. Для взятия крови у взрослых свиней используют иглы диаметром 1,5–2,0 мм и длиной 8–10 см, у подсвинков – диаметром 1 мм и длиной 5–6 см, у поросят – сосунов – диаметром 0,45 мм и длиной 1–2 см. Животное фиксируют в положении стоя или сидя с высоко поднятой головой. Свиней массой < 20 кг фиксируют в спинном лежачем положении, передние конечности фиксируются вдоль туловища, а голова вытягивается вперед.

1. Место пункции выстригают и обрабатывают спиртово-эфирной смесью или 70 %-м этиловым спиртом.

2. Прощупывают краниальный выступ рукоятки грудной кости, а у молодых свиней – первую пару ребер (см. рис. 21, а).

3. Иглу вводят в область желоба, образовавшегося по сторонам рукоятки грудной кости, отступая на 0,5 см вправо или влево от сагиттальной линии и на 0,5–1,0 см вперед от краниального выступа грудной кости (см. рис. 21, б).

4. Острые иглы направляют по мысленно проведенной линии от места укола до каудального края противоположной лопатки (см. рис. 22).

5. После введения иглы под кожу, оператор осторожно аспирирует (создает отрицательное давление в шприце) вытягивая поршень.

6. При попадании в вену ощущается звук, напоминающий прокол тонкой пергаментной бумаги.

7. Кровь должна начать поступать после введения иглы на 10–25 мм.

8. После того как кровь начала поступать через иглу, необходимо крепко удерживать шприц, избегая дальнейшего движения.
9. Для опоры иглы оператор может упереть свою руку в тело животного.
10. Забор крови можно осуществлять при помощи вакутейнера.

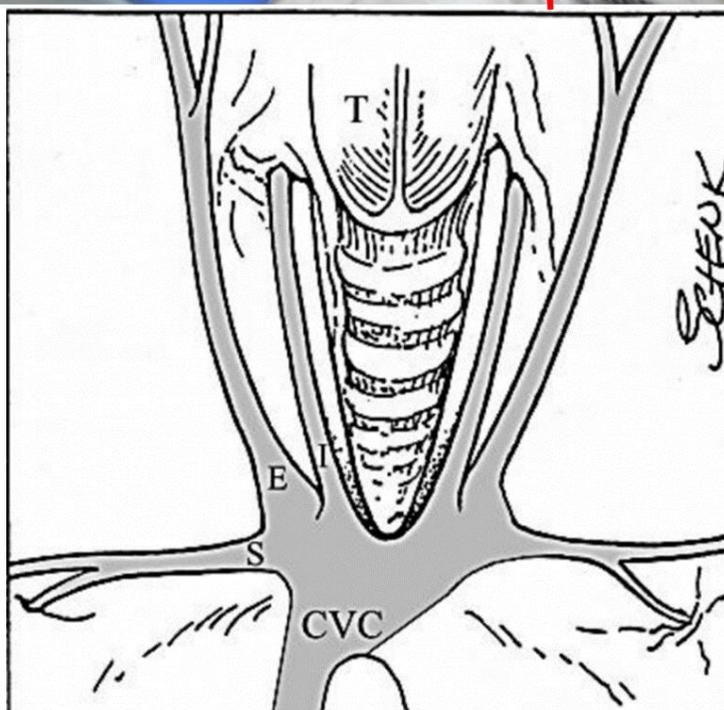
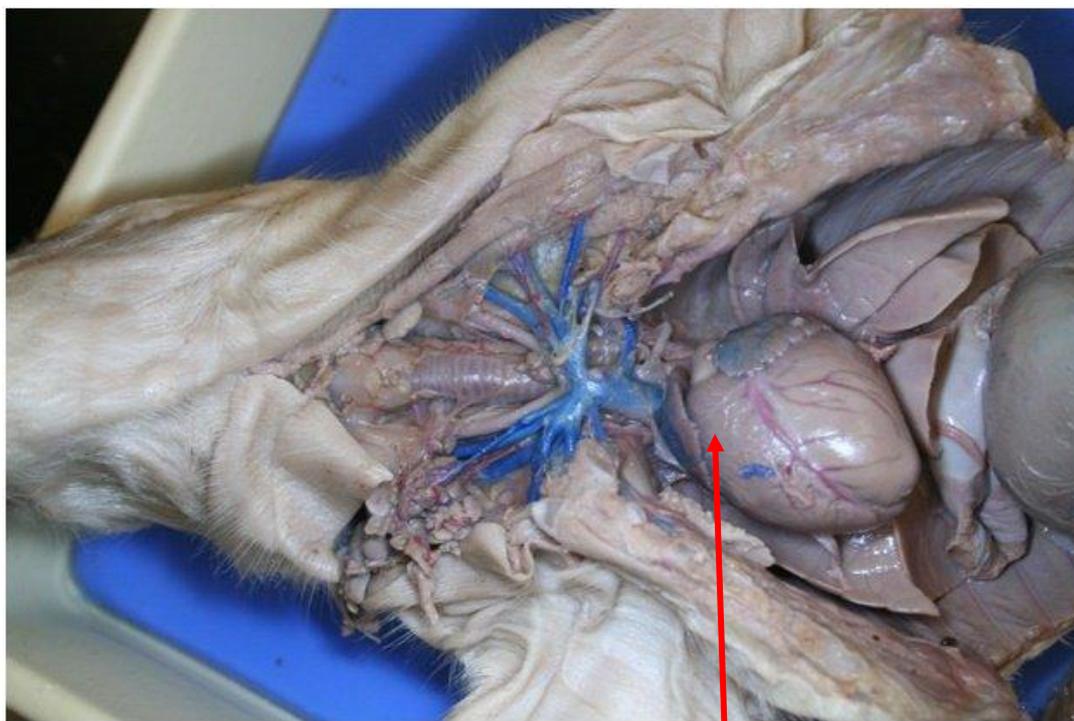
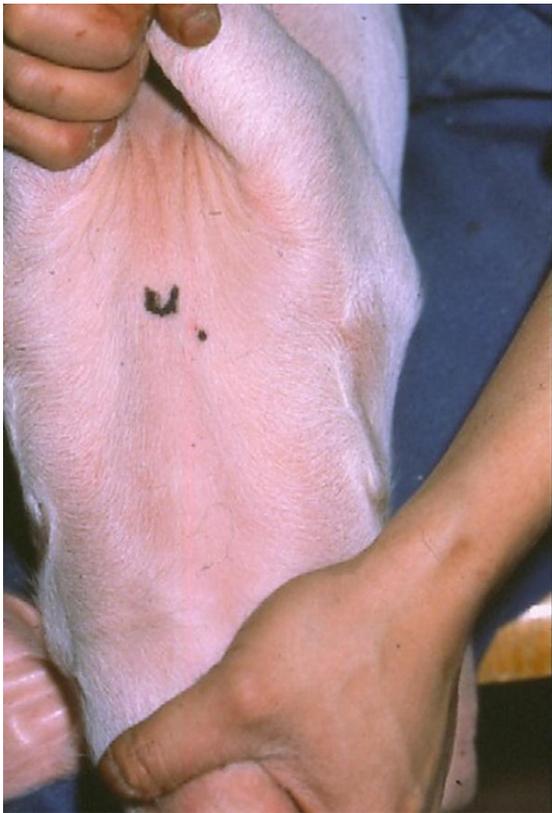


Рисунок 20 – Грудное венозное сплетение
(красная стрелка – верхняя полая вена)



a



b

Рисунок 21 – Взятие крови из краниальной полой вены у свиней

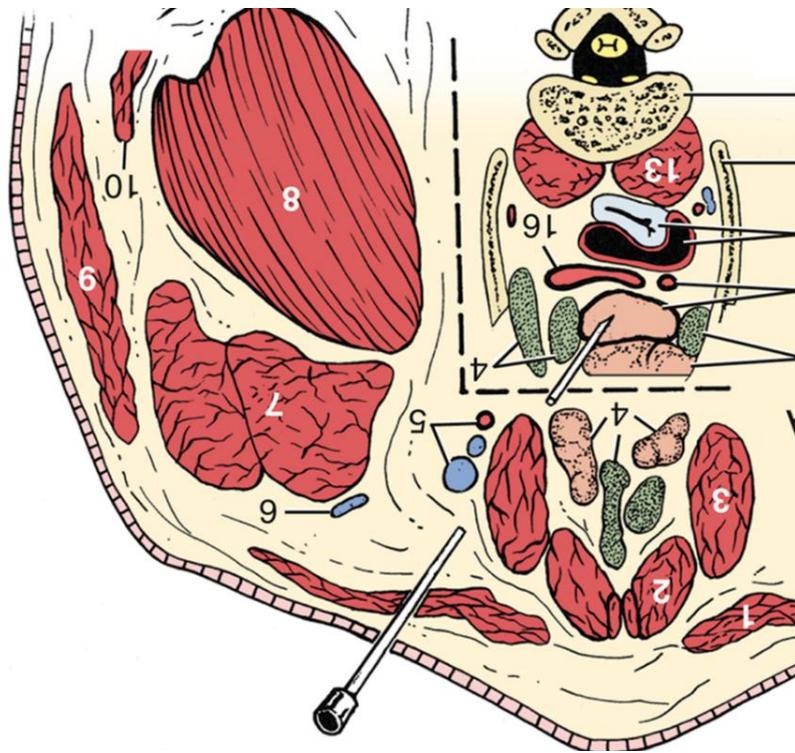


Рисунок 22 – Положение иглы при взятии крови из краниальной полой вены у свиней

Осложнения! При использовании длинных игл и при недостаточно освоенной технике у поросят и молодых подсвинков иногда возникает шоковое состояние из-за попадания иглы в артерию, которое снимается без последующих осложнений введением кофеина.

Техника взятия крови из поверхностной яремной вены

1. Правильная область венопункции находится приблизительно в 12 см выше точки плечевого сустава и расположена в самой глубокой точке яремного желоба, сформированного медиальной грудно-головной и латеральной плечеголовной мышцами (см. рис. 23, а, b).

2. Поверхностная яремная вена пролегает на глубине 2,5–4,0 см от поверхности кожи.

3. Животное фиксируют веревкой, или фиксатором за верхнюю челюсть, шея вытянута вверх. При этом желательно, чтобы животное стояло на всех четырех конечностях (см. рис. 23, с).

4. Иглу вводят перпендикулярно коже и направляют каудо-дорсально.

5. Жировая ткань, лежащая поверх вены, должна быть слегка прижата.

6. Игла вводится на всю длину и к иглодержателю присоединяется вакуумная пробирка.

7. Вакуумная пробирка силой удерживается только указательным пальцем оператора.

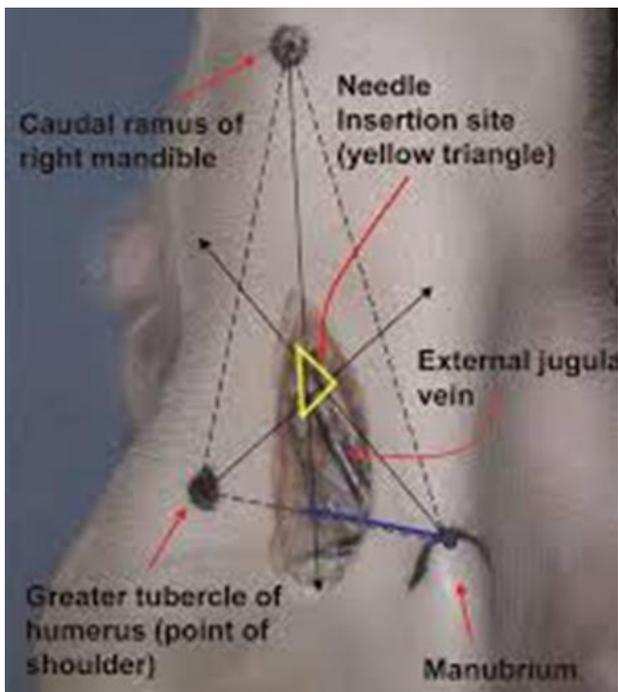
8. При попадании иглы в вену кровь начнет поступать в пробирку.

9. При необходимости смены вакуумной пробирки необходимо крепко удерживать иглодержатель. Оператор удерживает иглодержатель левой рукой, одновременно осторожно надавливая на шею свиньи.

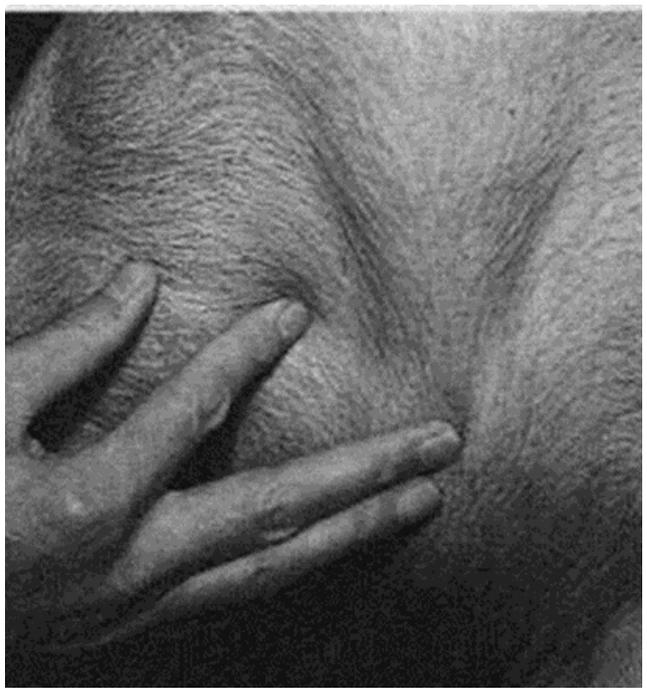
10. Правая рука используется для смены пробирки.

11. Настоятельно рекомендуется не перемещать иглу из стороны в сторону после введения в ткани, поскольку это может привести к серьезным повреждениям сосудов, кровотечению и смерти (у поросят).

12. При неправильном введении иглы или потере сосуда рекомендуется отсоединить вакуумную пробирку, вынуть иглу из тканей, ввести ее под другим углом, подсоединить вакуумную пробирку.



a



b



c

Рисунок 23 – Техника взятия крови из поверхностной яремной вены

Техника взятия крови из сосудов хвоста

Вентральная хвостовая артерия проходит сагиттально по вентральной поверхности хвостовых позвонков. Ее диаметр зависит от возраста животных: у 6–12-месячных подсвинков – 0,5–2 мм, у свиной старше года – 2,0–3,0 мм.



a



b

Рисунок 24 – Техника взятия крови из сосудов хвоста

Способ 1. Получение крови из кончика хвоста

1. Животное фиксируют в положении стоя.
2. На кончике хвоста (2–3 см) удаляют щетину.
3. Хвост помещают в теплую воду на 5 мин., высушивают полотенцем и протирают спиртово-эфирной смесью.
4. Отступив от конца хвоста 1 см при первичном и 0,5 см при повторных взятиях крови резким движением отсекают кончик хвоста. Для этого используют острые ножницы или садовый секатор (см. рис. 24, а).
5. Кровь набирают непосредственно в стеклянную пробирку.
6. После набора крови хвост обрабатывают 5 %-м спиртовым раствором йода, 5 %-м раствором калия перманганата или проводят прижигание кончика хвоста раскаленным металлическим предметом. Прижигание можно провести, используя порошок перманганата калия.
7. На кончик хвоста, отступив 0,3–0,5 см, накладывают лигатуру, которую снимают через 1,5–2 часа после окончательной остановки кровотечения. Вместо лигатуры можно использовать резиновые кольца шириной 1,5–2 мм, нарезанные из тонких трубок.
8. За группой животных, у которых брали кровь из хвоста, устанавливают наблюдение, чтобы предотвратить обгрызание хвостов другими свиньями и тем самым предупредить обескровливание организма.

Способ 2. Техника взятия крови из вентральной хвостовой артерий (см. рис. 24, б)

Хвост снабжается кровью правой и левой латеральными артериями, а также вентральной хвостовой артерией. Последняя имеет больший диаметр в сравнении с латеральными. Она проходит сагиттально по вентральной поверхности хвостовых позвонков. Диаметр ее зависит от возраста животных: у 6–12 – месячных подсвинков – 0,5–2 мм, у свиней старше года – 2,0–3,0 мм. Обычно используются иглы калибра 20G и вакуумные пробирки.

1. Животное фиксируют в положении стоя.
2. Оператор поднимает хвост одной рукой.
3. Областью пункции является первый, свободно двигающийся хвостовой сустав, расположенный около пятого хвостового позвонка. У взрослых свиней игла вводится под углом в 45° к коже.
4. У более мелких животных рекомендуется удерживать хвост почти горизонтально, а иглу вводить параллельно коже.

Техника взятия крови из орбитального венозного синуса

1. Орбитальный венозный синус располагается в глубине периорбитального пространства, за глазным яблоком (см. рис. 25). Имеет расширение в вентральной части глазной орбиты ближе к внутреннему углу глаза.

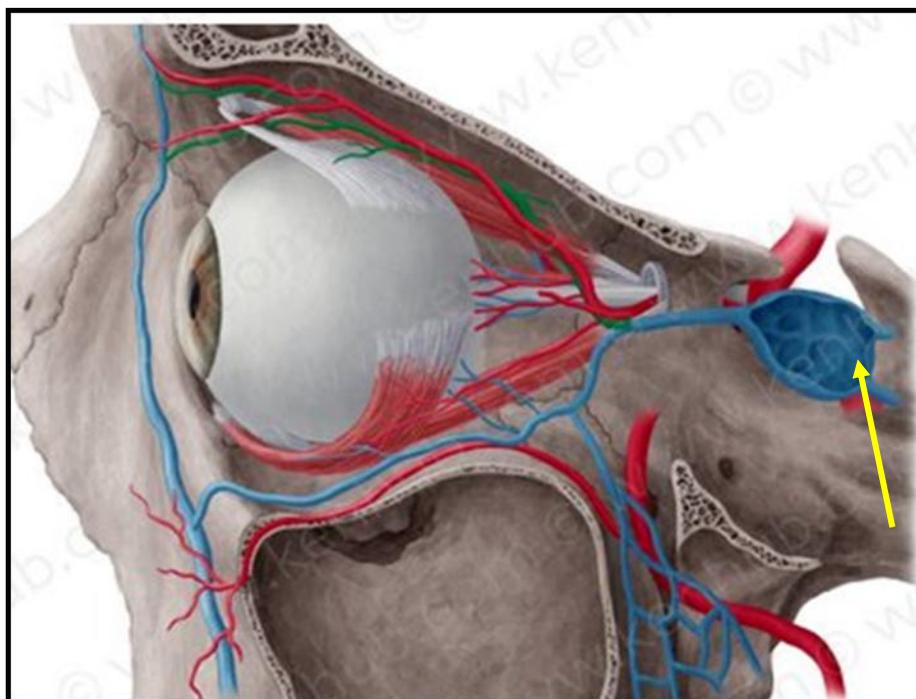


Рисунок 25 – Анатомическое расположение глазного синуса свиней

2. Поросят массой 10–15 кг фиксируют в кастрационном станке в спинном положении, взрослых животных – с помощью щипцов или петли, накладываемых на верхнюю челюсть. Для взятия крови используют иглы диаметром 1,2–2,0 мм и длиной 5–7 см.

3. Желательно перед выполнением этой процедуры под нижнее веко ввести одну каплю анестетика (см. рис. 26, а).

4. Животное фиксируют в положении стоя или в боковом положении.

5. Большим и указательным пальцами раздвигают верхние и нижние веки так, чтобы третье веко вышло из угла глазной орбиты и отделилось от глазного яблока (см. рис. 26, б).

6. Иглу обращают скосом к глазному яблоку, вводят в медиальный угол глаза между третьим веком и глазным яблоком на глубину 2–3 см перпендикулярно плоскости наружной поверхности глазного яблока.



a



b

Рисунок 26 – Техника взятия крови из орбитального венозного синуса



c



d

Окончание рисунка 26

7. Оттесняя глазное яблоко телом иглы, скользя по поверхности глазного яблока, ее вводят дальше, по направлению к противоположному локтевому бугру, пока игла не упрется в передне-боковую стенку

костной орбиты. Если кровь не выделяется, иглу оттягивают немного назад, пока кровь не начнет вытекать в виде струи или по каплям (см. рис. 26, с, d).

8. Если вместо крови появляется пенная жидкость, то иглу слегка извлекают и проводят новый укол по направлению к носовой перегородке или, напротив, за глазное яблоко, так как у отдельных животных синус оказывается несколько смещенным вперед или назад.

9. После окончания взятия крови и извлечения иглы кровотечения, как правило, не наблюдается.

Техника взятия крови из подкожной вены живота

1. Животное фиксируют веревкой, или фиксатором, за верхнюю челюсть, шея вытянута вверх. При этом желательно, чтобы животное стояло на всех четырех конечностях.

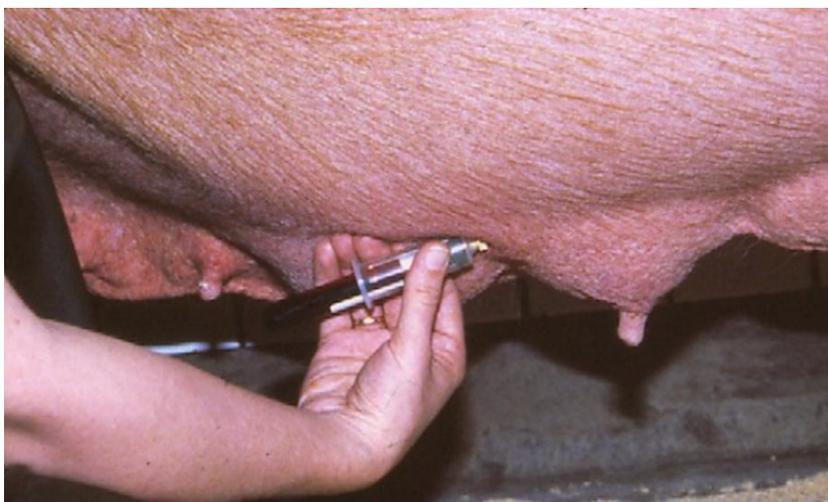
2. Молочная вена (подкожная брюшная вена) хорошо видна сбоку от сосков (см. рис. 27, а).

3. Место пункции выстригают и обрабатывают спиртово-эфирной смесью или 70 %-м этиловым спиртом.

4. Иглу вводят по направлению к голове под углом 30° (см. рис. 27, b).



a



b

Рисунок 27 – Техника взятия крови из подкожной вены живота

5. Кровь набирают непосредственно в стеклянную пробирку или при помощи вакутейнера.

6. После набора крови хвост обрабатывают 5 %-м спиртовым раствором йода, 5 %-м раствором калия перманганата.

5.5. Методика взятия крови у собак и кошек

Забор венозной крови у мелких домашних животных (собаки, кошки, хорьки и др.) доступен из следующих вен:

- яремная;
- подкожная головная вена предплечья;
- подкожная латеральная вена тазовой конечности;
- бедренная.

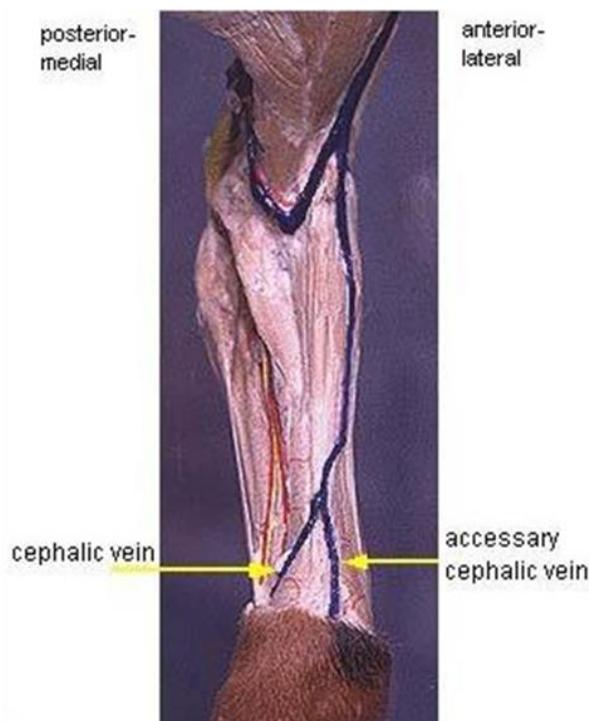


Рисунок 28 – Анатомо-топографическое расположение подкожной головной вены предплечья

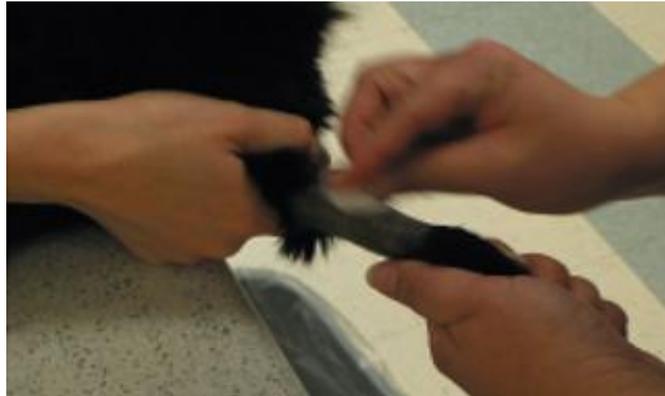
Техника взятия крови из подкожной головной вены предплечья

Общие рекомендации: использовать катетеры с наружным диаметром 24–22 G для новорожденных и экзотических пациентов, 22–20 G – для кошек и маленьких собак, 18–20 G – для средних собак, 16–18 G – для крупных собак, 14 G – для гигантских собак.

1. Животное фиксируют в грудном или боковом лежащем положении.
2. Грудную конечность вытягивают максимально вперед (см. рис. 29, а).
3. Место пункции выстригают и обрабатывают спиртово-эфирной смесью или этиловым спиртом (см. рис. 29, б).



a



b



c



d

Рисунок 29 – Техника взятия крови из подкожной головной вены предплечья

4. Жгут накладывают проксимальнее места введения катетера иглы. Или вену можно пережать большим пальцем ниже локтевого сустава.

5. Выбор размера иглы зависит от размера пациента.

6. Врач захватывает конечность каудально таким образом, чтобы вена в месте прокола находилась между большим и указательным пальцами.

7. В этом месте кожу слегка натягивая латерально для стабилизации вены.

8. Иглу вводят под углом в 30-45 ° к головной вене предплечья.

9. Одним быстрым движением проколоть кожу и продвинуть иглу в вену до тех пор, пока не увидите кровотока в канюле (см. рис. 29, d).

10. После того как кровь начала поступать через иглу, следует ввести в просвет вены на 1–3 см и необходимо крепко удерживать шприц, избегая дальнейшего движения.

11. После извлечения иглы к месту прокола приложить вату с дезинфицирующим спиртом.

Техника взятия крови из подкожной латеральной вены тазовой конечности (*V. saphena lateralis*)

1. Животное фиксируют в боковом лежащем положении.

2. Тазовую конечность сгибают в коленном суставе (см. рис. 30, a).

3. Место пункции выстригают и обрабатывают спиртово-эфирной смесью или 70 %-м этиловым спиртом.

4. Жгут накладывают проксимально по отношению к коленному суставу, или ассистент захватывает конечность двумя руками на уровне коленного сустава, максимально выпрямляет его и утапливает мягкие ткани в подколенную впадину.

5. Врач берет рукой конечность медиально так, чтобы вена в месте прокола находилась на уровне третьей дистальной части голени между большим и указательным пальцами (см. рис. 30, b). Кожа в этом месте слегка натягивается.

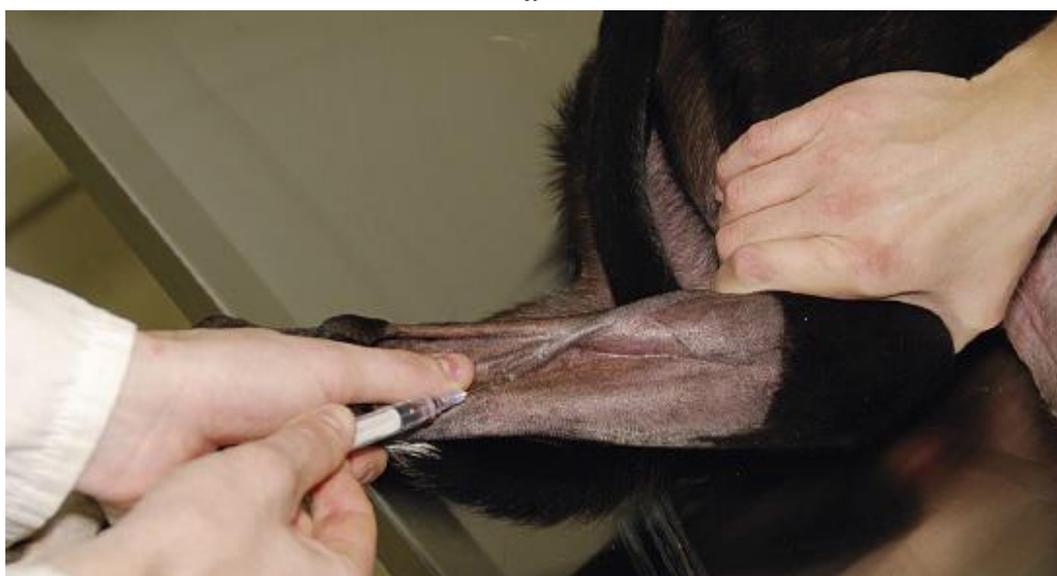
6. Иглу вводят под углом 30° к вене.

7. После прокола канюлю следует ввести в просвет вены на 1–3 см.

8. Если нельзя достаточно хорошо обозначить вену для пункции, можно сделать в месте прокола надрез ножницами длиной приблизительно 1 см, а вену освободить, разведя рыхлые подкожные ткани. Кожную рану следует обработать (наложить шов, повязку).



a



b

Рисунок 30 – Техника взятия крови из подкожной латеральной вены тазовой конечности

Техника взятия крови из бедренной вены и артерии

Взять кровь у собаки можно путем пункции одного из бедренных сосудов.

1. Животное фиксируют на столе в дорсо-вентральном положении (животом кверху).

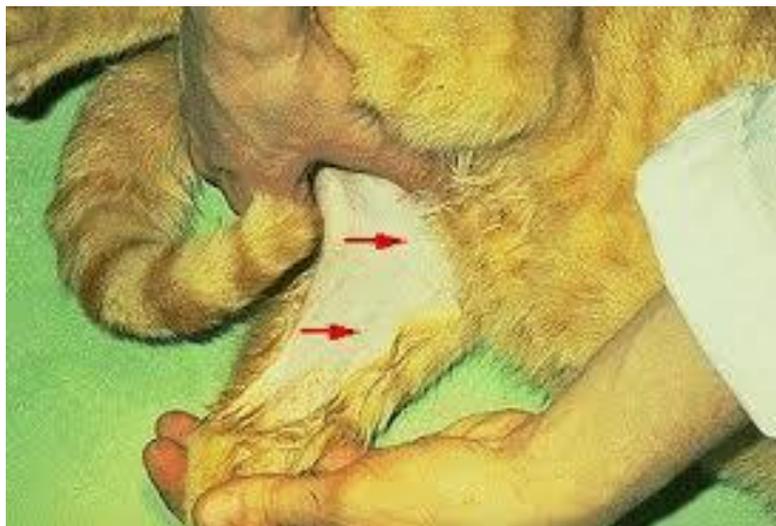
2. На одной из конечностей участок кожи ниже паховой связки (место укола) выстригают и дезинфицируют (см. рис. 31, а).

3. Пальцами левой руки определяют пульсацию бедренной артерии.

4. Отступив на 2–5 мм медиальнее от пульсирующей артерии и держа шприц с иглой в правой руке перпендикулярно сосудам, прокалывают кожу.

5. Постепенно продвигают иглу в глубь тканей и слегка оттягивают поршень шприца. Насасывание в полость шприца темной ве-

нозной крови свидетельствует о том, что игла находится в бедренной вене (см. рис. 31, b).



a



b

Рисунок 31 – Техника взятия крови из бедренной вены и артерии

6. Таким же образом берут кровь из бедренной артерии. Укол делают в точке наилучшего ощущения пульса, отступив на 4–5 см от паховой связки. Появление алой крови и быстрое самостоятельное наполнение ею полости шприца указывают на то, что игла находится в бедренной артерии.

Пункция сердца

1. Животное вводят в наркоз.
2. Фиксируют на левом боку.
3. В третьем межреберном промежутке справа по парастернальной линии выстригают шерсть и кожу смазывают спиртом или раствором йода.
4. Для пункции берут иглу длиной около 8–10 см.
5. Иглу следует при этом держать перпендикулярно к поверхности кожи.
6. Можно проводить пункцию сердца в месте наиболее сильного сердечного толчка, ощущаемого при пальпации.
7. Если при первой попытке кровь в шприце не появляется даже при легком вытягивании поршня, то следует немного вытянуть иглу,

затем медленно продвигая ее внутрь, нащупать пульсацию сердца кончиком иглы и проколоть его.

8. У собаки средней величины можно взять без ущерба для ее здоровья до 150–250 мл крови.

9. После взятия крови нужно ввести подкожно физиологический раствор в количестве, в два раза превышающем объем взятой крови, или внутривенно ввести какой-либо кровезаменитель.

5.6. Методика взятия крови у грызунов

Допустимое количество и частота забора проб крови у грызунов зависит от объема циркулирующей крови у данного вида животных и скорости регенерации красных клеток крови (эритроцитов). Примерный ОЦК у грызунов колеблется от 55 до 70 мл/кг веса тела. Для животных безопасен забор 10 % ОЦК каждые 2–4 недели, 7,5 % – каждые 7 дней, 1 % – каждые 24 часа. Забор крови в объемах, превышающих рекомендованные, должен быть обоснован в плане исследования с привлечением лабораторных животных. При этом необходимо обеспечить замещение потерь жидкой части клеточных элементов крови. Пределы объемов крови, допустимых для забора и рассчитанных с учетом массы тела животного, указаны в табл. 4.

Таблица 4 – Допустимые объемы проб крови
в зависимости от веса тела животного

Вес тела (гр)	ОЦК* (мл)	1 % ОЦК (мл), забор каждые 24 часа+	7,5 % ОЦК (мл), забор каждые 7 дней+	10 % ОЦК (мл), забор каждые 2–4 недели+
20	1,10–1,40	0,011–0,014	0,082–0,105	0,11–0,14
25	1,37–1,75	0,014–0,018	0,10–0,13	0,14–0,18
30	1,65–2,10	0,017–0,021	0,12–0,16	0,17–0,21
35	1,93–2,45	0,019–0,025	0,14–0,18	0,19–0,25
40	2,20–2,80	0,022–0,028	0,16–0,21	0,22–0,28
125	6,88–8,75	0,069–0,088	0,52–0,66	0,69–0,88
150	8,25–10,50	0,082–0,105	0,62–0,79	0,82–1,0
200	11,00–14,00	0,11–0,14	0,82–1,05	1,1–1,4
250	13,75–17,50	0,14–0,18	1,0–1,3	1,4–1,8
300	16,50–21,00	0,17–0,21	1,2–1,6	1,7–2,1
350	19,25–24,50	0,19–0,25	1,4–1,8	1,9–2,5
*Объем циркулирующей крови		+ Максимальный объем пробы для данной частоты забора		

При необходимости можно взять больший объем крови. В этом случае дефицит должен быть восполнен инфузией полиэлектролитного раствора. Сбор меньших объемов (0,5 % BW) допустим от гериатрических (старых) больных или тех, у кого имеется подозрение на анемию или гипопроотеинемию. Рекомендуется использование 22–30 G иглы на 0,5–1,0 мл шприц, чтобы уменьшить риск венозного коллапса. Данные рекомендации относятся к наиболее часто используемым методам забора проб крови через:

- ретроорбитальный доступ;
- нижнечелюстной доступ;
- доступ через подкожные вены конечностей;
- доступ через хвостовые вены;
- яремный доступ.



Рисунок 32 – Техника взятия крови из медиальной подкожной вены

Техника взятия крови из медиальной подкожной вены

1. Животное фиксируют в вентральном или боковом лежащем положении.

2. Для улучшения визуализации в паховой области проводят массаж или применяют спиртовые прогревания по вене (см. рис. 32).

3. Заднюю лапку берут чуть выше или ниже вены, пережимают ее пальцем, можно наложить жгут, например, резинку с помощью кровоостанавливающего зажима.

4. Иглу вводят под углом 30–45° относительно вены.

5. В лабораторных условиях у маленьких пациентов, таких, как мыши, используют вазелин или силиконовые смазки (McNett), чтобы предотвратить подкожное кровотечение.

6. Кровь собирают в гематокритные трубки или инсулиновым шприцем.

Техника взятия крови из бедренной вены (рис. 33)



Рисунок 33 – Техника взятия крови из бедренной вены

Используют иглы 22–27 G и шприц на 1,0–2,0 мл.

1. Бедренная артерия проходит параллельно и немного впереди вены в верхней части бедра.

2. Положение животного в спинном лежачем положении.

3. Нижняя часть лапки должна быть расположена так, чтобы бедренная кость лежала под углом 90° к продольной оси тела.

4. Пропальпируйте пульс в бедренном треугольнике.
5. Импульс может быть найден немного позади бедренной кости вдоль верхней части бедра.
6. Иглу вводят или перпендикулярно к коже, или под углом 45° к бедренной кости.
7. Если собранная кровь ярко-красная, то попали в бедренную артерию, надо тут же начать забор, так как давление на сосуд допустимо лишь в течение 2–5 минут.

Техника взятия крови из орбитального синуса

Весьма удобно брать кровь у крыс, а также у других мелких лабораторных животных из ретробульбарного венозного сплетения (см. рис. 34) при помощи пастеровской микропипетки (кончик пипетки должен быть слегка заточенным и иметь в диаметре не более 1 мм).

1. Животное захватывают левой рукой за кожу шеи большим и указательным пальцами, а другими пальцами надежно удерживают за кожу спины (см. рис. 35, а).

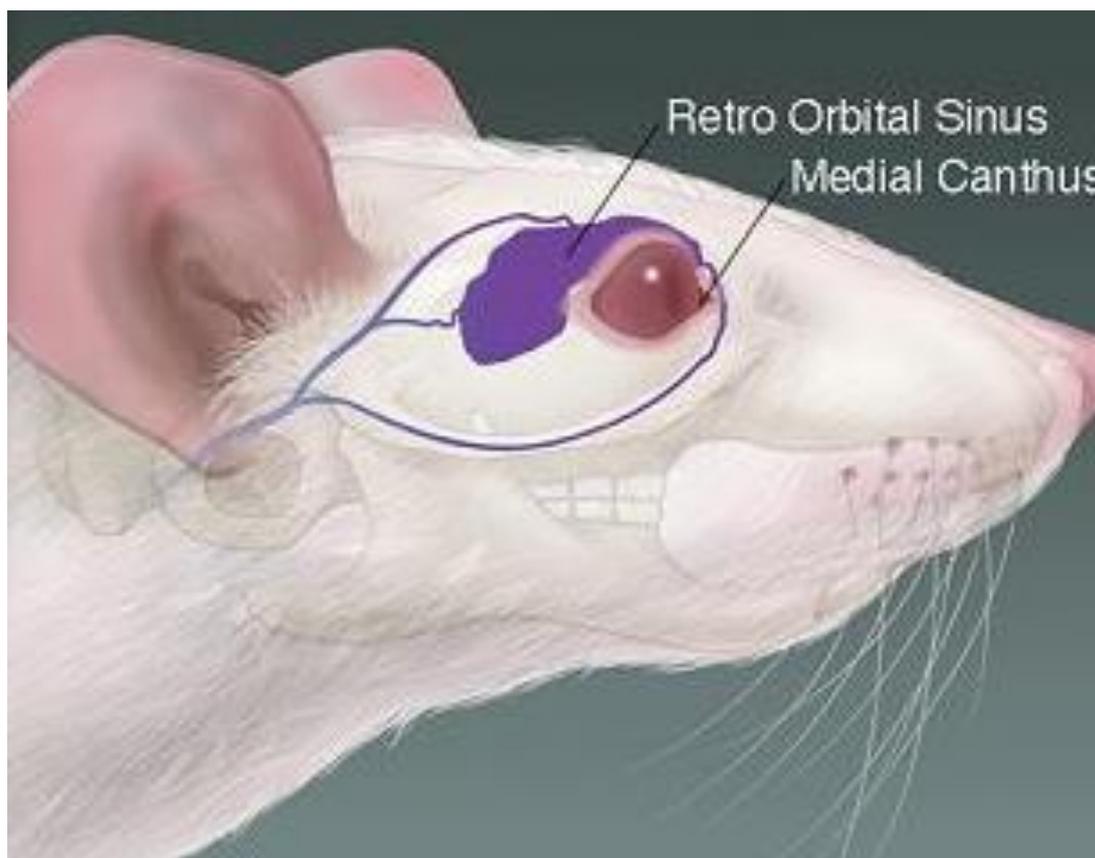
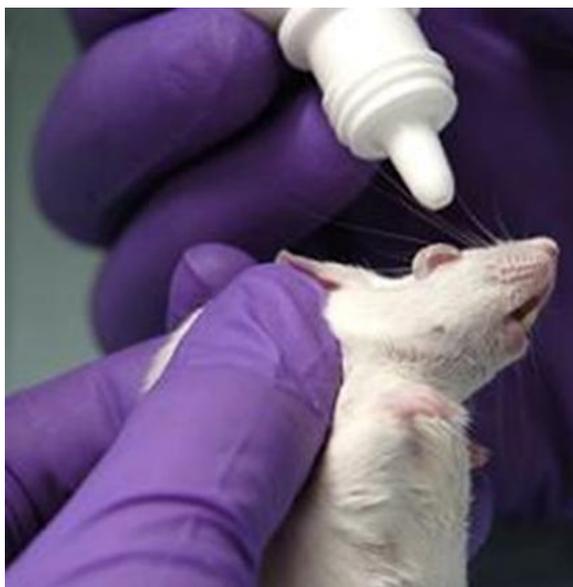
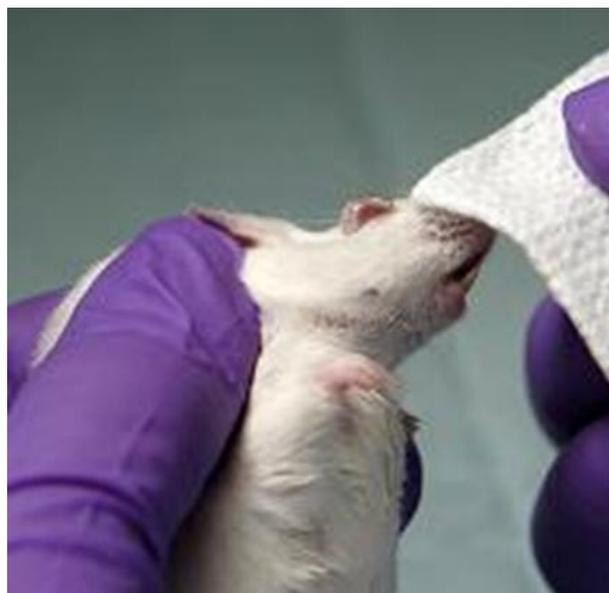


Рисунок 34 – Ретробульбарное венозное сплетение у крыс



a



b

Рисунок 35 – Подготовка животного к пункции орбитального синуса

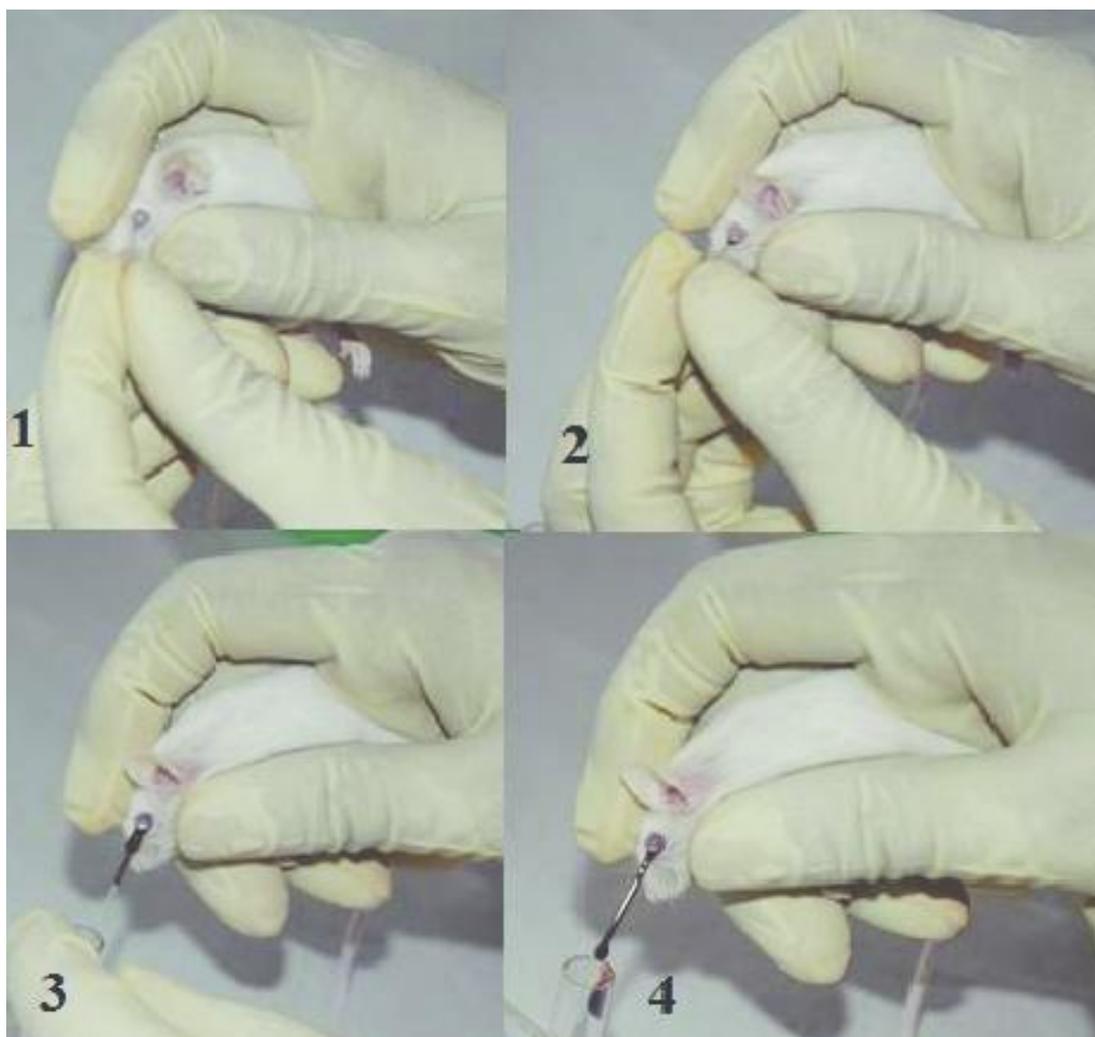


Рисунок 36 – Техника взятия крови из орбитального синуса у крыс

2. Желательно ввести животное в легкий наркоз либо ввести каплю анестетика под нижнее веко (пропаракаина или тетракаина гидрохлорид) (см. рис. 35, b).

3. В правую руку (если вы правша) взять микропипетку.

4. Большим и указательным пальцами осторожно открыть веки (см. рис. 36, 1).

5. Вставить трубку (пипетку) в медиальный угол глазной щели под углом 30 градусов от плоскости носа (см. рис. 36, 2).

6. Концом пипетки пробуравливающими движениями проколоть конъюнктиву внутреннего угла глаза и ввести ее на глубину 1–2 мм за глазное яблоко, где находится венозное сплетение.

7. При правильном введении в капилляр микропипетки из ретро-орбитального сплетения самотеком поступает кровь (см. рис. 36, 3).

8. Как только кровь начнет течь, сохраняйте давление, чтобы глаз оставался выпученным.

9. При необходимости взять большое количество крови, следует натянуть кожу в области шеи, чтобы сдавить яремные вены и создать венозный застой (см. рис. 36, 4).

10. При взятии крови из венозного сплетения глазницы необходимо следить, чтобы в пипетку не попала слезная жидкость.

11. После того как получают требуемое количество крови, капилляр выводят, а кровотечение обычно прекращается самостоятельно.

12. При необходимости кровотечение останавливают путем прямого прижатия век салфеткой.

13. Повторный забор крови из этой же глазницы должен проводиться не ранее чем через 10 дней. За это время ткани, поврежденные во время процедуры, должны восстановиться.

***Запомните!** Неправильное выполнение данной процедуры при отсутствии опыта проведения чаще приводит к осложнениям в сравнении с другими методиками.*

Техника взятия крови из хвостовой вены

Небольшое количество крови может быть собрано из боковой, задней и вентральной вен хвоста (см. рис. 37). Обычно кровь берут с помощью гематокритной трубочки или пластиковой иглы-капилляра. Используют иглы 22–27 G и шприц на 0,3–1,0 мл. Хвостовые сосуды, как правило, поверхностные, их можно легко увидеть, если животное не очень ослабленное или ожиревшее.

Способ 1. Забор крови с помощью кровобрательной иглы

1. Животное фиксируют в вентральном, дорсальном или боковом лежачем положении (см. рис. 38).
2. Предварительно вызывают гиперемию сосудов хвоста путем его растирания или нагревания.
3. На корень хвоста накладывают жгут.
4. Перед введением иглы можно немного надрезать кожу над областью вены.
5. Техника введения иглы как при проколе яремной вены.

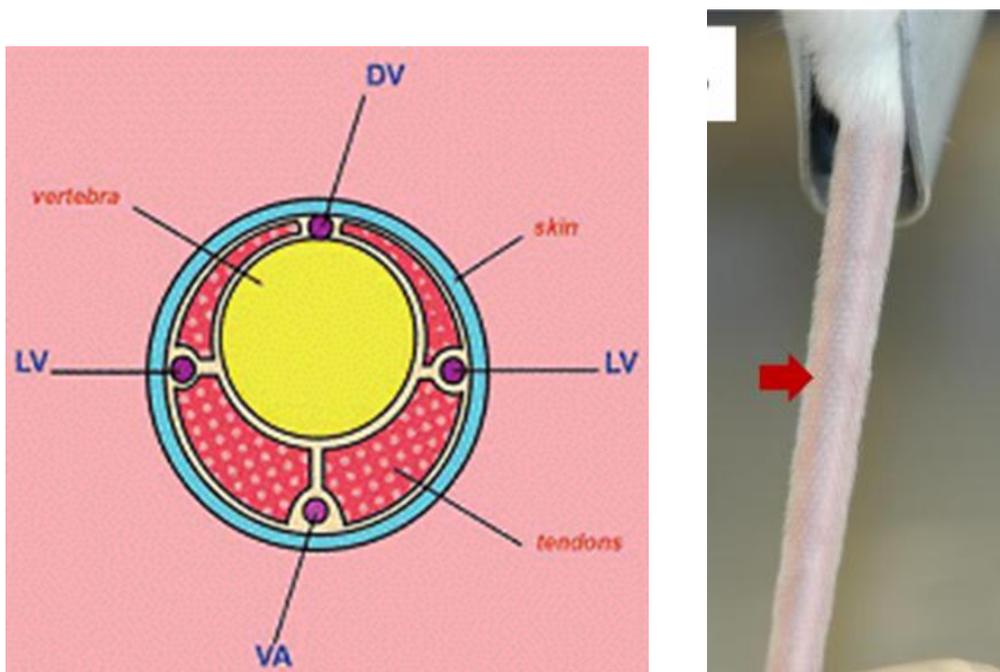


Рисунок 37 – Анатомо-топографическое расположение хвостовой вены у крыс

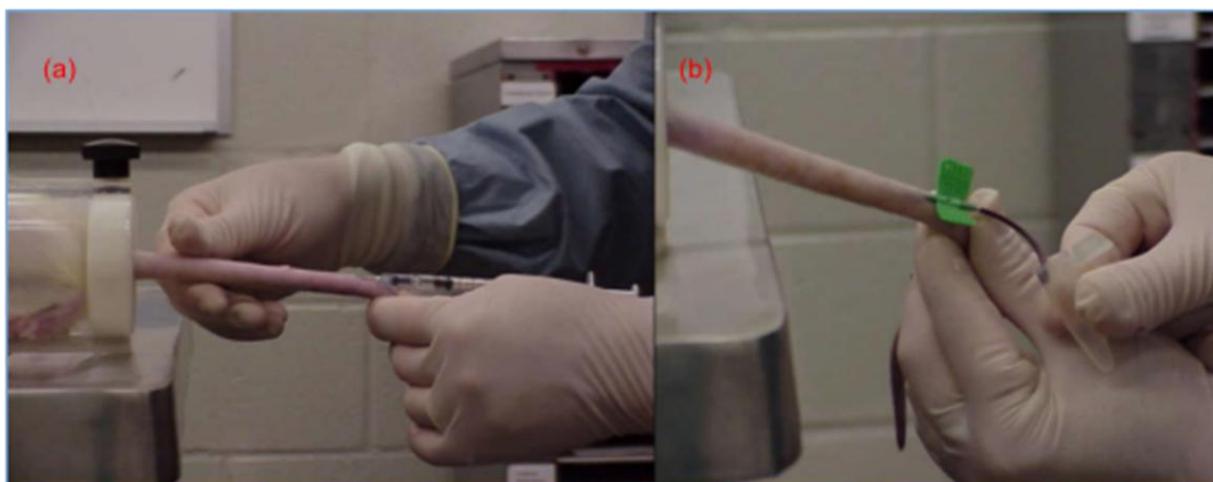


Рисунок 38 – Техника взятия крови из хвостовой вены у крыс



a



b

Рисунок 39 – Забор крови из кончика хвоста у мышки

Способ 2. Забор крови с помощью удаления кончика хвоста

1. Животное фиксируют в вентральном, дорсальном или боковом лежачем положении.
2. Необходимо согреть хвост заранее (хвост держат несколько минут в нагретой до 40–50 °С воде).
3. Острыми стерильными ножницами отсекают кончик хвоста длиной 4–5 мм (при повторном взятии крови отсекают 2–3 мм (см. рис. 39, а).

4. В первый момент вследствие возникающего спазма сосудов хвоста кровь не идет.

5. Через 1–2 минуты спазм проходит и начинается обильное кровотечение.

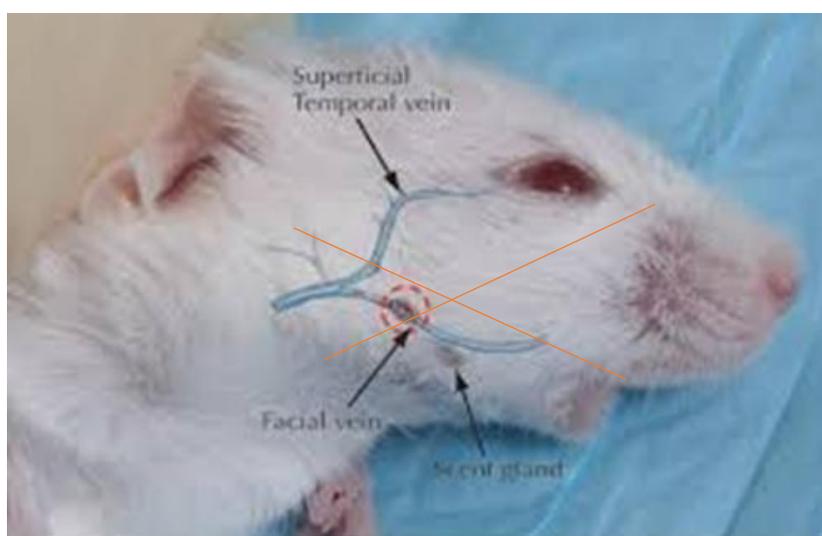
6. Выделение крови можно усилить, массируя хвост (см. рис. 39, b).

В ряде случаев, когда требуется взять кровь не более 1–1,5 мл, делают продольный разрез кончика хвоста лезвием.

Взятие крови из подчелюстной (лицевой) вены

1. Лицевая вена находится в подчелюстной области (см. рис. 40, a).

2. Животное фиксируют за кожу спины (см. рис. 40, b).



a



b

Рисунок 40 – Анатомо-топографическое расположение лицевой вены у крыс (мышей)

3. Место прокола находится немного каудальнее слюнной железы (не имеет волосяного покрова) (см. рис. 41, а).

4. По размеру подбирают ланцет и перпендикулярно коже резко прокалывают вену (см. рис. 41, б).

5. Собирают кровь в пробирку.

6. При необходимости кровотечение останавливают путем прямого прижатия век салфеткой (см. рис. 41, с).

Запомните! Получаемые образцы могут состоять из смеси артериальной и венозной крови.

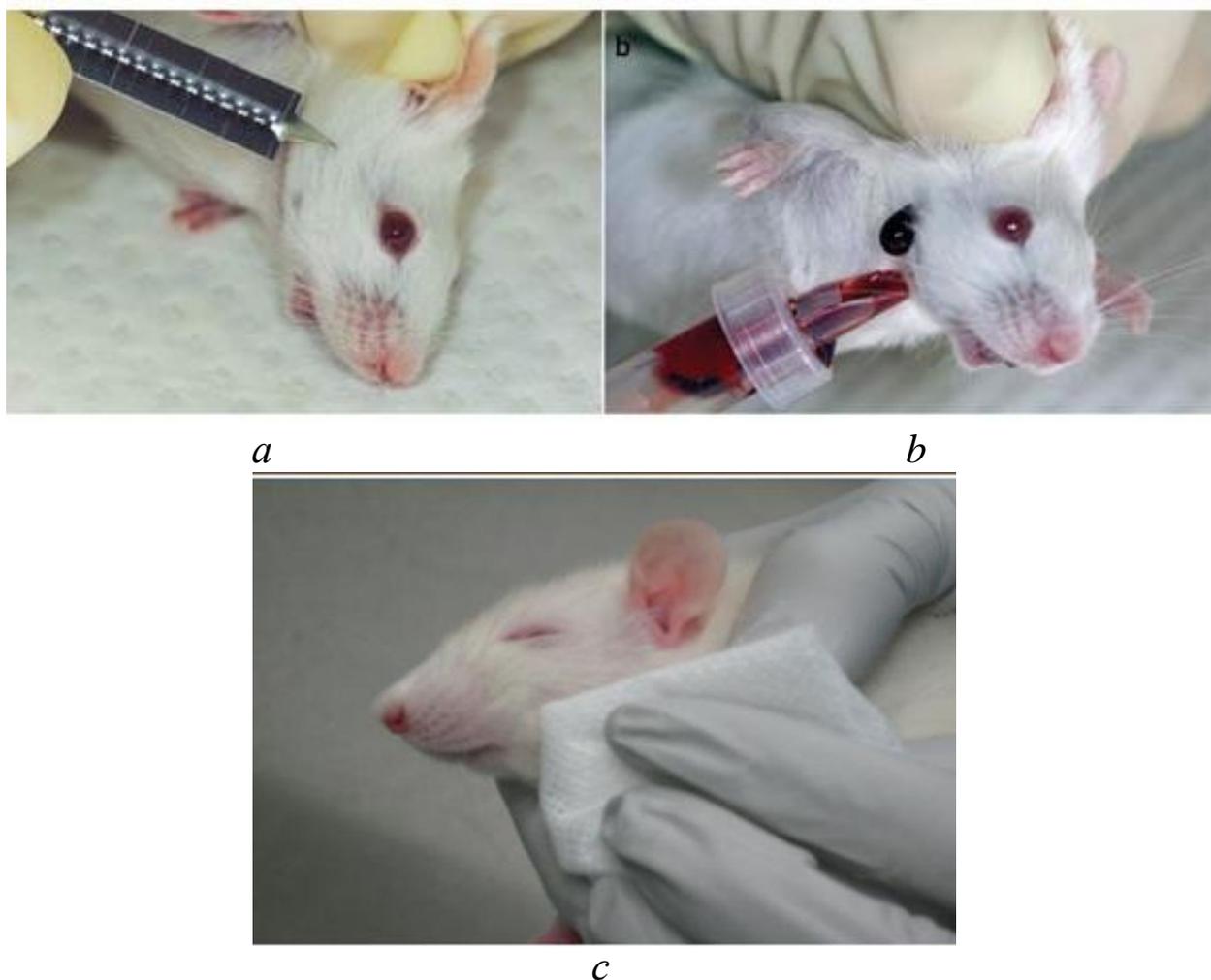


Рисунок 41 – Техника взятия крови из лицевой вены у крыс и мышей

Техника забора крови из краниальной полой вены

Краниальная полая вена собирает кровь от головы, шеи и грудных конечностей (см. рис. 42). Правая и левая краниальные полые вены образуются слиянием внутренней яремной и подключичной вен на уровне первого ребра, проходят каудально и впадают в правое предсердие. Правая вена короткая, открывается непосредственно в краниальную часть

предсердия. Левая вена расположена значительно каудальнее, впадает в предсердие снизу вместе с каудальной полой веной.

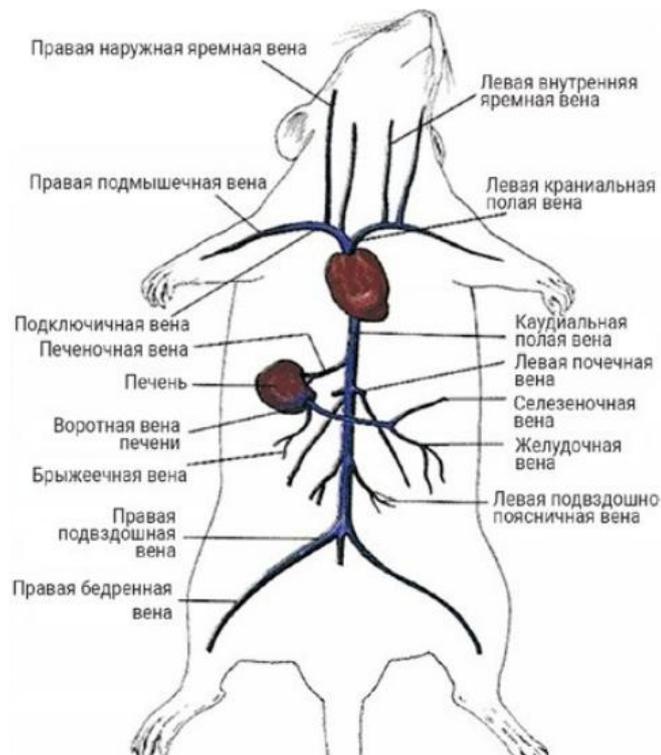


Рисунок 42 – Анатомо-топографическое расположение краниальной полой вены у морской свинки



Рисунок 43 – Техника взятия крови из лицевой вены у крыс и мышей

1. Животное необходимо ввести в легкий наркоз.
2. Животное фиксируют в положении лежа на спине, грудные конечности вытянуты вдоль туловища.
3. Шерсть раздвинуть и обработать предполагаемое место укола антисептиком.
4. Иглу ввести в грудную полость, в пространство между рукояткой грудины и первым ребром под углом 20–30 ° по направлению к противоположной головке бедра (см. рис. 43, а).
5. Затем следует аккуратно оттянуть поршень шприца и медленно продвигать иглу в обратном направлении (на себя) до появления крови в шприце (см. рис. 43, б).
6. После отбора образца крови необходимо аккуратно вытащить шприц с иглой и оказывать мануальное давление на место вкола в течение 20–30 сек. для предупреждения интраторакального кровотечения.

Техника взятия крови из вены сафенус

1. Животное удерживать в специальном устройстве головой вперед, так чтобы были свободны только тазовые конечности и хвост (см. рис. 44, а).
2. Чтобы приподнять вену, кожу на верхней части бедра осторожно, но крепко сжимают рукой.
3. Тазовую конечность вытянуть в естественное положение.
4. Шерсть удалить либо машинкой для стрижки, либо с помощью крема для депиляции. Крем для депиляции нельзя оставлять на коже более 1 минуты.
5. Протереть кожу небольшим количеством спирта, чтобы визуализировать вену (см. рис. 44, б).
6. Найти латеральную подкожную вену.
7. Нанести тонкий слой вазелина или глицерина, для предотвращения просачивания крови в мех, что позволяет образовываться каплям крови.
8. Используя иглу калибра 25–26 или ланцет для животных, проколоть сосуд под углом 90° на самое проксимальное (ближайшее к телу) видимое место (см. рис. 44, с).
9. Собрать образец в пробирку, не превышая отведенного 10 % потери объема крови (см. рис. 44, d).



a



b



c



d



e



f

Рисунок 44 – Техника взятия крови из вены сафенус

10. Использовать сухой кусок марли, чтобы прижать место прокола, ослабляя давление на бедро до остановки кровотечения (см. рис. 44, f).

11. Снять мышь или крысу с фиксатора и поместить ее обратно в клетку.

12. Наблюдать за животным в течение 5–10 минут, чтобы убедиться в гемостазе.

13. При повторных пробах струп можно смахнуть сухим куском марли или новой салфеткой. Место пункции можно сделать дистальнее предыдущего места (по направлению к стопе).

Техника взятия крови из сердца

Забор крови с помощью пункции сердца считается процедурой, равнозначной эвтаназии, и должен проводить только после достижения глубокой анестезии. Глубина наркоза подтверждается отсутствием реакции на болевое воздействие (щипок за лапу или хвост).



a



b



c



d

Рисунок 45 – Техника взятия крови из сердца – в спинном положении

Способ 1

1. Животное необходимо ввести в легкий наркоз.
2. Животное держат за загривок, тело висит вертикально. Важно, чтобы тело было прямым, не допускать отклонения сердца или перекручивания грудной клетки (см. рис. 45, а).
3. Альтернативным положением является положение лежа на спине (см. рис. 45, b).
4. Выстричь шерсть в области предполагаемого укола и продезинфицировать кожу.
5. Точка введения иглы находится в треугольнике между мечевидным отростком и левой реберной дугой (экстраплевральный доступ, который обходит коронарные и перикардальные сосуды, а также внутреннюю грудную артерию) (см. рис. 45, с).
6. Иглу срезом вверх ввести в выемку слева от мечевидного отростка животного параллельно позвоночнику непосредственно под ребрами.
7. Сердце расположено примерно на уровне локтя (см. рис. 45, d).
8. Применить небольшое обратное давление с помощью шприца. Если игла окажется в сердце, в шприц потечет кровь.
9. Взяв необходимое количество крови, быстрым движением, без рывка, вынуть иглу, и на место введения наложить спиртовой тампон.



Рисунок 46 – Техника взятия крови из сердца – в левом боковом положении

Способ 2

1. Животное необходимо ввести в легкий наркоз.
2. Зафиксировать в левом боковом положении (см. рис. 46).
3. Выстричь шерсть на правой части грудной клетки от грудины до середины груди.
4. Эту область обработать антисептическим раствором.
5. Кардиоцентез обычно выполняется в 5–м или 6–м межреберье справа, на уровне соединения хряща с ребром, краниальнее ребра.
6. Прокол делают в два приема. Вначале прокалывают кожу и через стенку грудной клетки попадают в грудную полость, создавая отрицательное давление с помощью шприца.
7. Затем иглу повернуть дорсокраниально по направлению к противоположному плечу до ощущения легкого сопротивления перикарда (на глубину 1–2 см).
8. При попадании иглы в полость сердца рука, в которой находится шприц, начинает ощущать ритмичные толчки, связанные с пульсацией сердца и приподнимающие иглу.
9. Взятие крови должно производиться по возможности быстрее во избежание ее свертывания.
10. Взяв необходимое количество крови, быстрым движением, без рывка, вынуть иглу, и на место введения наложить спиртовой тампон.

Запомните! При пункции сердца возможны повреждение коронарных артерий, что может привести к остановке сердца или последующему инфаркту; пневмотораксу.

5.7. Методика взятия крови у птиц

Кровь у птиц берут:

- из подкрыльцовой вены,
- внутренней или большой плюсневой вен,
- сердца.

Техника взятия крови из плечевой вены:

Плечевая вена расположена с внутренней стороны крыла и идет вдоль плечевой кости. Для забора крови используют иглы для подкожных инъекций или иглы-бабочки различного размера (22–30 G).

1. Птицу зафиксировать в боковом или спинном положении.
2. Крыло расправить внутренней поверхностью вверх.
3. На медиальной поверхности локтевого сустава выщипать перья.

4. Надавить на вену проксимально по отношению к месту венопункции (выше локтевого сустава). Подкрыльцовая вена ясно выступает на середине локтевого сустава (см. рис. 47, а, б).

5. Кожу протереть 96 %-м спиртом или дезинфицирующим средством.

6. Кровь взять в шприц через тонкую медицинскую иглу (диаметром 0,5 мм).

7. Иглу ввести под углом 45° к поверхности вены. Место взятия крови ближе к локтевому суставу (см. рис. 47, с).



a



b



c



d

Рисунок 47 – Техника взятия крови из подкожной головной вены предплечья

8. Убедиться, что игла вошла внутрь вены, осторожно потянув поршень на себя, чтобы набрать кровь в шприц.

9. В случаях, когда кровь течет плохо, поможет аккуратное массирование места венопункции пальцами.

10. Немедленно вылить кровь из шприца в пробирку-сепаратор сыворотки или плазмы.

11. В некоторых случаях можно рассекать лезвием бритвы кожу и стенку вены на длину 1,5–2,0 мм.

12. Если кровь собирать в пробирку, то, ввиду высокой свертываемости крови, место прокола протереть противосвертывающей жидкостью.

13. После того как отбор крови завершен, необходимо накрыть место венопункции марлевым тампоном и придавить его пальцами до полной остановки кровотечения, для чего обычно достаточно 30–60 секунд.

Техника взятия крови из медиальной плюсневой вены

Большая плюсневая вена у птиц проходит по медиальной поверхности плюсны, ближе к плантарному краю, располагаясь непосредственно под кожей. Не доходя 1 см до метатарзального сустава, вена направляется косо вперед и вверх, переходя на переднюю поверхность сустава. На этом участке она ясно выступает под кожей в виде косога валика (см. рис. 48). Эта вена наиболее заметна у водоплавающих, но ее можно использовать у любой птицы с достаточно крупными сосудами.

1. Птицу можно зафиксировать любым способом, позволяющим получить доступ к сосуду. Но лучше всего, если оператор будет удерживать птицу, спрятав ее под мышкой, со свисающими вниз конечностями.

2. Место венопункции обработать 70 %-м спиртовым раствором или дезинфицирующим средством.

3. Отбор проб из медиальной плюсневой вены лучше проводить путем пережатию вены проксимальнее по отношению к месту пункции.

4. Иглу соответствующего размера ввести отдельно от шприца или срезом вверх под углом 45° к поверхности вены.

5. Как только кровь появится в канюле иглы, присоединить шприц осторожно подтянуть поршень на себя, чтобы набрать нужный объем крови.



Рисунок 48 – Техника взятия крови из подкожной головной вены предплечья

6. Немедленно вылить кровь из шприца в пробирку-сепаратор сыворотки или плазмы.

7. Место венепункции пережать марлевым тампоном до полной остановки кровотечения.

5.8. Методика взятия крови у черепах

В зависимости от размера черепахи применяют иглы 22–27 G, 18–50 мм. Размер шприца также варьирует, но обычно используются шприцы 1–10 мл.

Мягкие катетеры-бабочки тоже могут быть использованы, в том числе для не полностью зафиксированных животных. Пробирка с антикоагулянтом предотвращает свертывание крови при длительной аспирации для получения достаточного объема пробы.

Техника взятия крови из затылочного синуса

Затылочный венозный синус расположен непосредственно позади затылочного гребня, вдоль средней линии. Можно использовать наркоз как вспомогательное средство, так как надежная фиксация в этом случае абсолютно необходима.

1. Тело животного должно быть хорошо зафиксировано ассистентом или при помощи механических приспособлений, обычно в грудном положении.
2. Шею необходимо полностью вытянуть.
3. Обычно голову черепахи немного перегибают через край стола, чтобы обнажить затылочную часть (см. рис. 49).
4. Далее пальпировать затылочный гребень.
5. Иглу ввести под углом 30° .



Рисунок 49 – Техника взятия крови из затылочного синуса водной черепахи

Техника взятия крови из яремной вены

У черепах яремная вена обычно проходит по латеральной стороне шеи несколько дорсальнее средней линии. Она может быть видна у сытых не обезвоженных животных со светлой кожей (см. рис. 50, а).

1. Надежная фиксация животного в вентродорсальном положении.
2. Полностью вытянуть шею и изогнуть ее.
3. Для визуализации вены следует пережать ее более проксимально и отвернуть голову черепахи.
4. Иглу ввести под углом каудально в направлении панциря 45° (см. рис. 50, b).



a



b

Рисунок 50 – Техника взятия крови из затылочного синуса у водной черепахи

Запомните! *Пробы крови из яремной вены могут быть значительно контаминированы лимфой.*

Техника взятия крови подкарапацциального синуса (суправертебральная вена)

Суправертебральная вена лежит по средней линии на вентральной стороне панциря, дорсальнее шейных позвонков. Следует использовать иглу 23–25 G и самый маленький из возможных шприцев.

1. Голову можно либо удлинить, а шею согнуть вентрально, либо отодвинуть обратно в раковину (см. рис. 51, а).

2. Игла вводится в срединную область кожи, в непосредственной близости от места соединения кожи с панцирем.

3. Иглу направляют каудально-дорсально, к соединению между шейными позвонками под углом 60° (см. рис. 51, b).

4. Затем, создавая отрицательное давление шприцем, сделать забор крови.

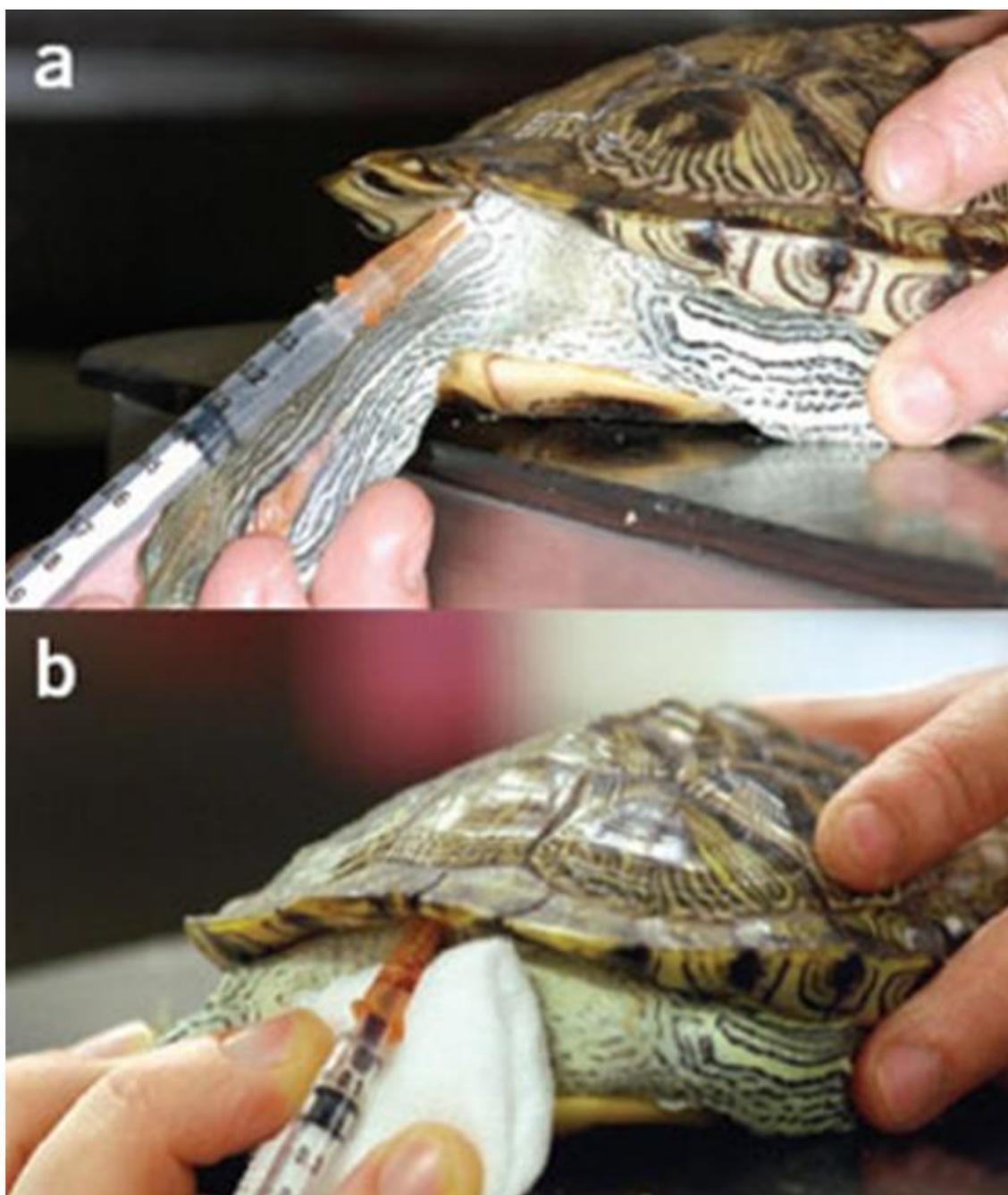


Рисунок 51 – Техника взятия крови из суправертебральной вены у водной черепахи

***Запомните!** Лимфатические сосуды в этой области увеличивают риск разжижения лимфы.*

Техника взятия крови из дорсальной копчиковой вены

Дорсальная копчиковая вена находится на срединной линии хвоста, дорсальнее позвонков. Взять кровь у самцов легче, чем у самок, так как их хвосты длиннее и толще.



Рисунок 52 – Техника взятия крови из суправертебральной вены у водной черепахи

1. Хвост максимально вытянуть (см. рис. 52).
2. Иглу медленно ввести под углом 45° к средней линии в месте соединения, где хвост встречается с панцирем.
3. Иглу продвинуть до касания копчиковых позвонков.
4. Затем, создавая отрицательное давления шприцем, сделать забор крови.

***Запомните!** Лимфатические сосуды в этой области увеличивают риск разжижения лимфы.*

Техника взятия крови из бедренных вен

Бедренная вена проходит непосредственно вдоль вентральной средней линии проксимальной части бедра (см. рис. 53).

1. Животное зафиксировать в положении на спине.
2. Необходимо выпрямить тазовую конечность (см. рис. 54)
3. Бедро пальпируют с вентро-медиальной стороны конечности.
4. Иглу ввести с внутренней поверхности бедра и направить каудолатерально в направлении головки бедренной кости.

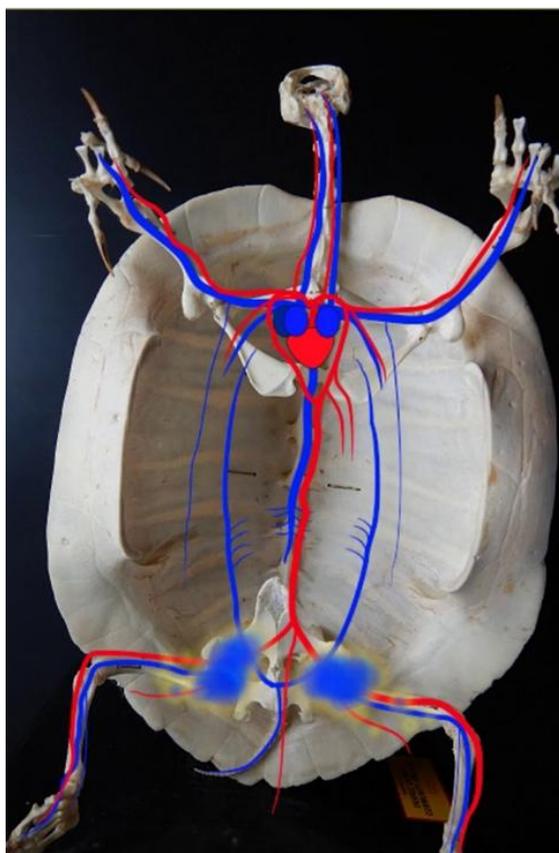


Рисунок 53 – Анатомо-топографическое расположение бедренных вен



Рисунок 54 – Техника взятия крови из бедренных вен

Техника взятия крови из плечевой вены

Плечевая вена проходит параллельно вентральному или дорзальному сухожилию трицепса (см. рис. 55).

1. Черепаху зафиксировать на краю стола таким образом, чтобы передняя лапа, из которой производят забор крови, свободно свисала, для доступа к локтевому сгибу (см. рис. 56).

2. В месте сгиба запястного сустава нащупать под кожей сухожилие.

3. После тщательной дезинфекции сделать укол между костными элементами сустава и сухожилием под углом 45°.

4. Острие иглы ориентировать в направлении противоположной задней конечности.

Иногда острием иглы задевают проходящий рядом с веной лимфатический сосуд. В этом случае взятие крови на этой конечности необходимо прекратить и продолжить процедуру на другой конечности, так как лимфа в крови приведет к неправильным результатам анализов.

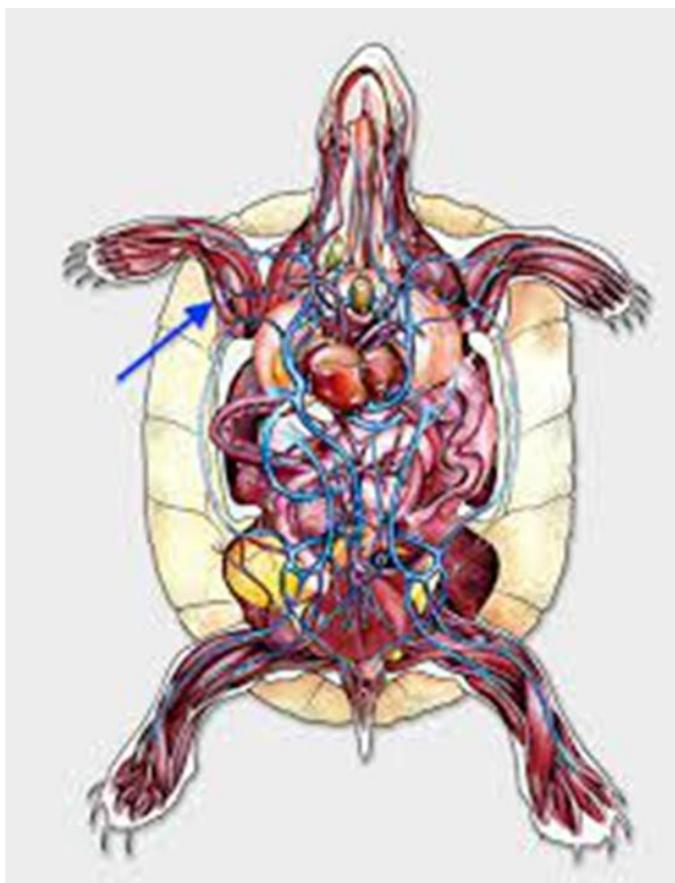


Рисунок 55 – Анатомо-топографическое расположение плечевой вены



Рисунок 56 – Техника взятия крови из плечевой вены у черепахи

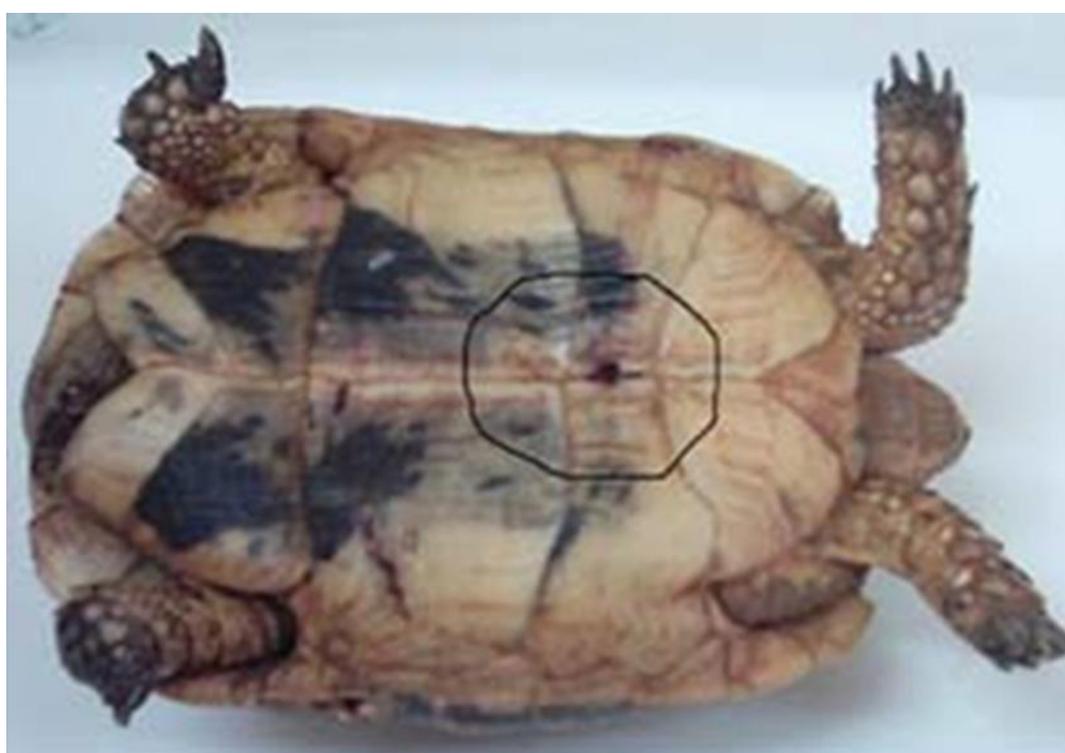


Рисунок 57 – Место кардиоцентеза и пункции сердца через пластрон

Техника взятия крови из сердца

Кардиоцентез используют для взятия крови у мелких черепах. Поскольку эта процедура является инвазивной, не следует применять эту методику в обычной практике.

Сердце расположено в точке пересечения вентральной средней линии с каудальным краем грудных щитков пластрона (см. рис. 57).

1. Животное зафиксировать в дорсо-вентральном положении.
2. Обязательно зафиксировать голову, так как расположение сердца может изменяться в зависимости от напряжения и смещения шеи.
3. После тщательной дезинфекции проколоть пластрон иглой 18–20 G прямо над сердцем.
4. Быстрого введения с небольшим усилием обычно достаточно для проникновения в желудочек сердца. Перед этим необходимо провести предварительную оценку положения.
5. Создавая отрицательное давления шприцем, сделать забор крови.

5.9. Методика взятия крови у змей

Перед сбором важно подготовить все материалы и оборудование: вату, антисептик (хлоргексидин или моющее средство на основе повидон-йода), иглу и шприц подходящего размера, материалы для работы с кровью.

У змей место сбора зависит от типа и размера змеи и наличия успокоительных или анестетиков. Асептика чрезвычайно важна при заборе крови. Место сбора должно быть подготовлено так, если бы оно предназначалось для операции.

Места для получения образцов крови у змей:

- вентральная хвостовая вена;
- небная вена;
- кардиоцентез.

Пункция вентральной копчиковой вены (см. рис. 58)

Вентральная копчиковая вена лежит вдоль вентральной средней линии копчиковых позвонков. Следует использовать калибры 23–25 G (в зависимости от размера змеи).

1. Помощник удерживает змею в положении лежа на спине, заботясь о стабилизации хвоста.
2. Находят точку, расположенную каудально от клоаки между окончанием первой и началом второй трети хвоста. (Если точку выбирают слишком близко к клоаке, существует опасность повреждения железы или гемипениса у самцов.)

3. Посередине вводят иглу под острым углом к коже прямо позади чешуйки, и направляют под углом 45° в глубину ткани до тех пор, пока игла не упрется в кость.

4. После этого иглу осторожно сдвигают назад и, создавая отрицательное давления шприцем, делают забор крови.



Рисунок 58 – Техника взятия крови из вентральной копчиковой вены у змеи



a



b

Рисунок 59 – Техника взятия крови из вентральной копчиковой вены у змеи

Пункция сердца

Кардиоцентез – атравматичная процедура под седацией, при которой берется достаточное количество крови для анализа.

1. Для проведения пункции сердца змею иммобилизируют и переворачивают на спину.

2. Верхушечный толчок сердца определяют с помощью наблюдения за признаками биения сердца или доплерографии (см. рис. 59, а).

3. Сердце необходимо стабилизировать большим и указательным пальцами (см. рис. 59, б).



Рисунок 60 – Техника взятия крови из небной вены у змеи

4. Иглу ввести за последней находящейся над сердцем чешуйкой под углом 45° в краниодорсальном направлении или под углом 90° в дорсальном направлении.

5. Кровь поступает с каждым ударом сердца.

6. Перикардальная жидкость была получена, если была извлечена только прозрачная жидкость.

Пункция небной вены (см. рис. 60)

Дорсальная небная вена проходит продольно вдоль вентромедиальной поверхности неба. Для получения небольшого количества крови можно использовать 2 вены в средней части верхней челюсти (*Vena palatina*) и две другие вены нижней челюсти в вентральной щечной области. Данная техника позволяет забирать кровь многократно, с интервалом между процедурами 10–14 сут. Разовый объем получаемой при этом пробы составляет 0,2–2,5 мл.

Небная вена лежит на медиальной поверхности небной кости. Риск получения травмы от укуса змеи велик. Следует использовать иглу калибра 25–27 G и шприц наименьшего размера. Метод используют в основном для более крупных змей. Рекомендуется получать этот образец только под наркозом.

1. Для проведения пункции сердца змею иммобилизуют и переворачивают на спину.

2. Ассистент открывает и фиксирует рот.

3. Иглу ввести под углом 45° в сторону затылка и набрать в шприц кровь.

4. Необходимо соблюдать осторожность при сдерживании и учитывать кровотечение. Это можно контролировать, надавливая ватным аппликатором, обработанным адреналином.

5.10. Методика взятия крови у ящериц и крокодилов

У крупных ящериц и крокодилов кровь можно брать:

- из вентральной копчиковой вены;
- затылочного синуса;
- краниальной поллой вены;
- сердца.



Рисунок 61 – Способ фиксации ящериц

Пункция вентральной копчиковой вены

Вентральная копчиковая вена лежит на срединной вентральной стороне позвонков и является предпочтительным и наиболее эффективным местом для забора крови.

1. Перед взятием крови животное необходимо успокоить. Для этого ватные шарики поместить на закрытые веки и зафиксировать эластичной повязкой вокруг головы (см. рис. 61). Этот метод позволяет успокоить пациента без использования седативных средств.

2. Доступ к копчиковой вене можно получить сбоку или снизу.

3. Хвост держать горизонтально или свешивать с конца диагностического стола (см. рис. 62, а).



a



b

*Рисунок 62 – Техника взятия крови из копчиковой вены игуаны:
a – вентральный доступ; b – латеральный доступ*

Пункция центральной брюшной вены у ящериц

Центральная брюшная вена может использоваться для забора крови у мелких видов ящериц (например, леопардовые гекконы, бородатые агамы). Вентральная брюшная вена лежит поверхностно на вентральной срединной линии и визуализируется как темная линия вдоль средней линии вентральной части брюшка у ящериц со светлой пигментацией (см. рис. 63).

1. Животное зафиксировать в дорсо-вентральном положении или провести анестезию.

2. Иглу ввести в проксимальные две трети средней линии живота поверхностно под кожей. Этот узел обычно не используется, за исключением случаев, когда хвост отсутствует (см. рис. 64).



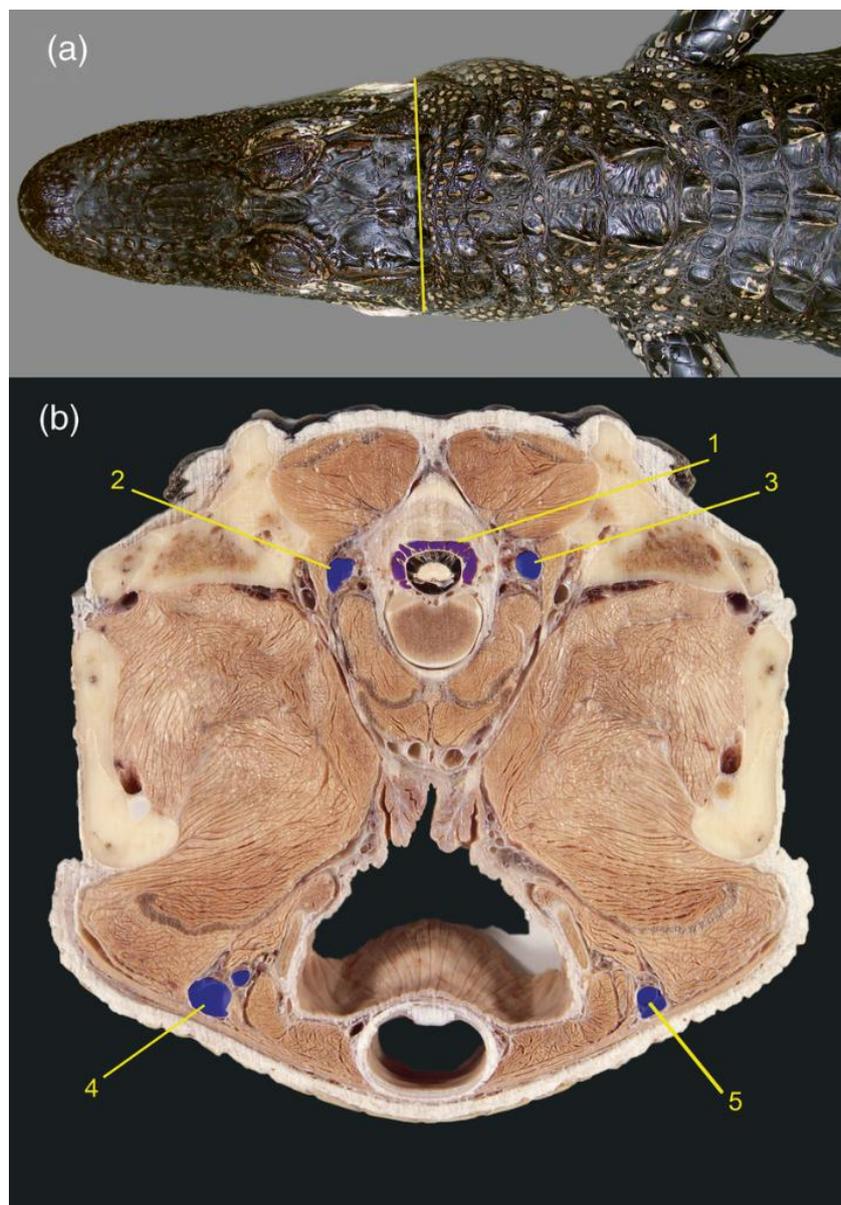
Рисунок 63 – Топография центральной брюшной вены у ящериц



Рисунок 64 – Пункция центральной брюшной вены у ящериц

При использовании этой техники следует соблюдать особую осторожность.

Запомните! Недостаток этого метода в том, что вену можно легко разорвать и в риске образования гематомы.



*Рисунок 65 – Топографические расположения затылочных синусов у аллигатора:
 а – вид сверху; в – в поперечном сечении: 1 – затылочный синус; 2 – левый
 латеральный затылочный синус; 3 – правый латеральный затылочный синус;
 4 – левая наружная яремная вена; 5 – правая наружная яремная вена*

Техника забора крови из спинномозгового венозного синуса у крокодила

Постзатылочный синус спинномозговой вены часто используется для взятия проб крови крокодилов. Спинномозговая вена проходит внутри позвоночного канала, дорсальнее спинного мозга и тесно связана с ним. Краниально в постзатылочной области вена переходит в венозный синус (см. рис. 65)

1. Животное фиксируют в дорсо-вентральном положении. Рот перевязывают. Глаза прикрывают (см. рис. 66).



Рисунок 66 – Правильная фиксация челюсти у крокодила

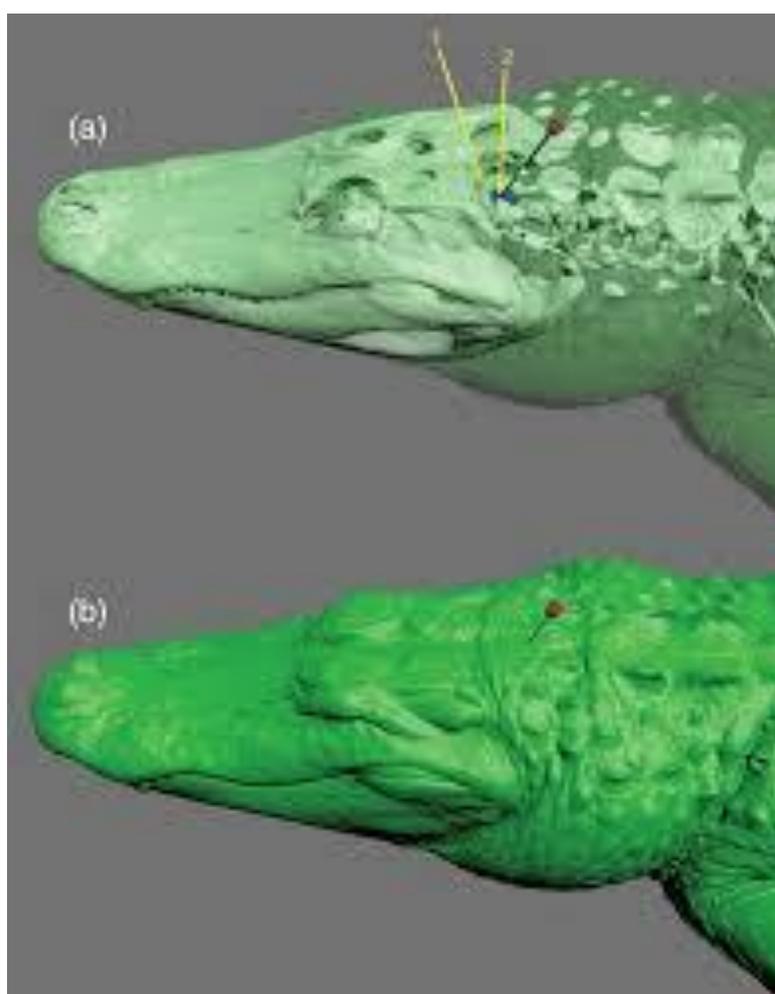


Рисунок 67 – Место пункции иглы в спинномозговой венозный синус



Рисунок 68 – Забор крови у аллигатора

2. Доступ к спинномозговому венозному синусу находится между C_1 и C_2 (см. рис. 67, а).

3. Иглу вводят почти перпендикулярно через кожу дорсальной части шеи по средней линии краниальнее границ спинномозгового венозного синуса.

4. Иглу вводят в глубину медленно, пока в шприце не появится кровь (см. рис. 68).

5. Глубина спинномозгового венозного синуса колеблется от 2,5 до 3,5 см у молодых крокодилов (длина 1,5–2,0 м) до 7 см у более крупных (длина более 3 м).

6. При пересечении межжаркуатной связки иногда ощущается легкий хруст, указывающий на то, что кончик иглы находится внутри или рядом с кровеносным сосудом.

7. Кровь собирают, создавая постоянный вакуум с помощью шприца.

8. Крайне важно предотвратить любое движение иглы как на начальном этапе, так и во время аспирации крови.

5.11. Методика взятия крови у рыб

Кровь берут у голодной рыбы, выдержанной в хорошо аэрированной воде в течение 5–10 минут после отлова. Если это невозможно, то пойманную рыбу следует сразу помещать в ведро с водой из водоема в соотношении 1:10, содержащей релаксирующую концентрацию одного из анестетиков: пропаксат (0,6–0,8 мг/л), хиналдин (25–30 мг/л), серный эфир (1–1,5 %) и др. Вода, в которой находится анестезированная рыба, должна постоянно аэрироваться. В зависимости от размера объекта и необходимого количества крови кровь берут несколькими способами:

- из сердца;
- жаберной вены;
- хвостовой вены;
- отсечением хвоста.

Техника взятия крови из хвостовой вены

При взятии крови из хвостовой вены место пункции находится в точке, образованной при условном пересечении средней линии и линии, идущей перпендикулярно от анального отверстия у сеголетков и от заднего края анального плавника у рыб старшего возраста для карповых и форели (см. рис. 69). У осетровых место пункции находится на брюшной стороне по средней линии позади анального отверстия.

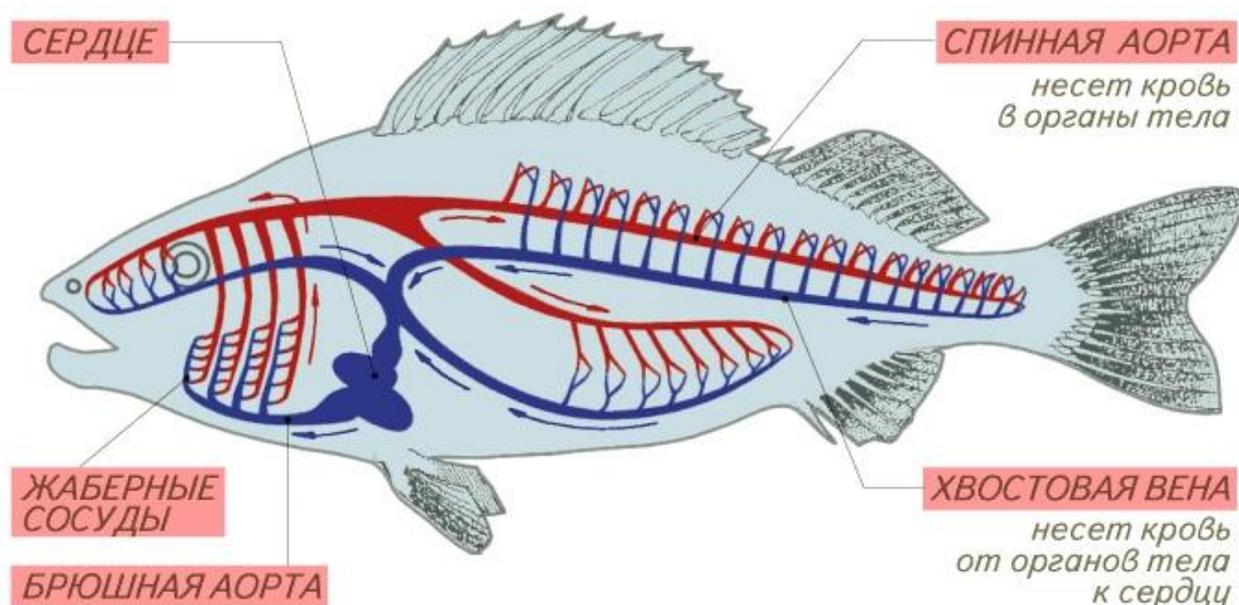


Рисунок 69 – Кровеносная система рыбы

1. При взятии крови отловленную рыбу обернуть стерильной салфеткой.
2. Место пункции после снятия чешуи обработать 70 %-м спиртом и высушить ватным тампоном для удаления слизи.
3. Место взятия крови не сжимать во избежание попадания тканевой жидкости.
4. Для взятия крови использовать шприц с инъекционной иглой либо пастеровскую пипетку. Размер иглы подбирают в зависимости от размера рыбы.
5. Инструменты предварительно обработать водным раствором антикоагулянтов.
6. Вначале проколоть кожу, а затем мышцы.
7. Как только игла вошла в мышцы, поршень шприца оттянуть на себя.
8. Удерживая шприц таким образом, медленно продвигать иглу в глубь тканей под углом 45° по направлению вперед к голове до встречи с позвоночным столбом (см. рис. 70).
9. Наклоненную вперед иглу вращают до появления в канюле шприца крови (см. рис. 71).
10. После пункции вены взять необходимое количество крови, затем извлечь иглу.
11. Место пункции обработать антисептиком, рыбу отпустить.

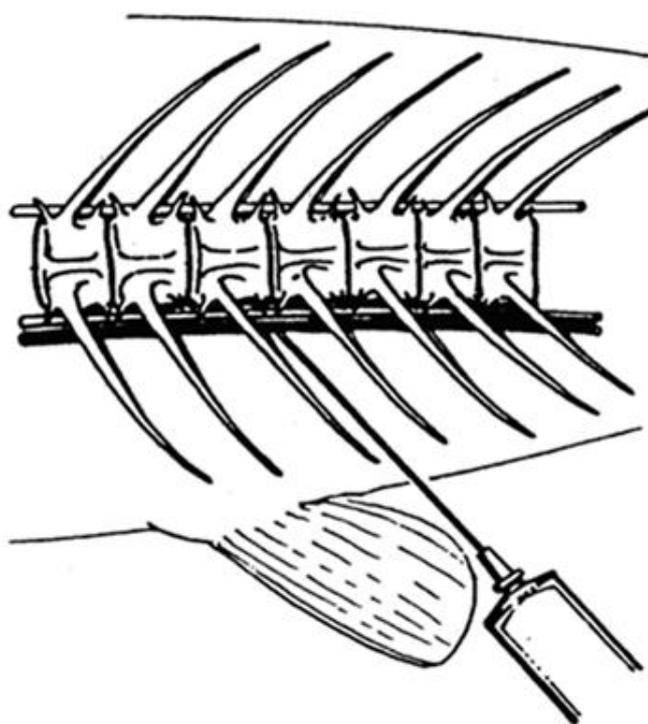


Рисунок 70 – Схема пункции хвостовой вены



Рисунок 71 – Забор крови из хвостовой вены у стерлядки

Техника взятия крови из хвостовой культы

1. При взятии крови из культы хвоста необходимо срезать спинной и анальный плавники.
2. Удалить чешую, слизь, затем протереть кожу спиртом.
3. Отсечь хвостовой стебель по медиальной линии позади анального плавника.
4. Как только появится кровь, собрать ее в стерильную посуду (см. рис. 72).

Техника взятия крови из сердца

1. Кровь из сердца берут при помощи пастеровской пипетки или инъекционной иглы и шприца.
2. Рыбу зафиксировать руками, используя салфетки, спиной вниз.
3. Место укола находится у форели в середине отрезка, соединяющего основание грудных плавников, и чуть выше этой точки у карповых рыб (см. рис. 73).
4. Место пункции после снятия чешуи обработать 70 %-м спиртом и высушить ватным тампоном для удаления слизи.
5. Пастеровскую пипетку или иглу ввести с брюшной стороны по сагиттальной линии под углом 45° относительно фронтальной плоскости в сторону головы.

6. После пункции сердца взять необходимое количество крови, затем извлечь иглу.
7. Место пункции обработать антисептиком, рыбу отпустить.



Рисунок 72 – Забор крови из хвостовой культы

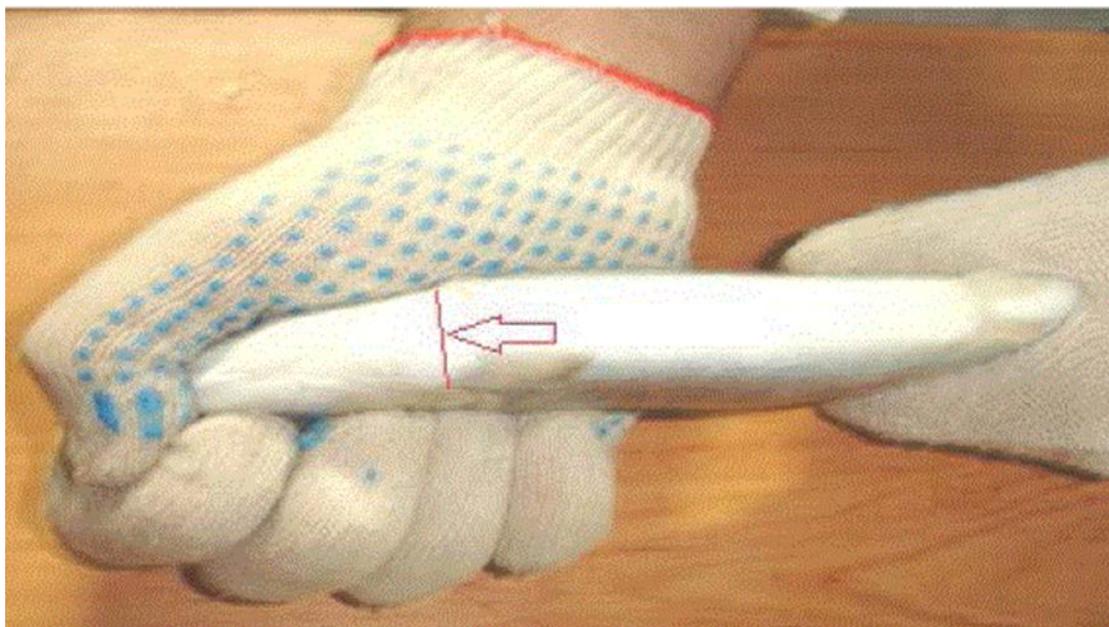


Рисунок 73 – Место пункции кардиоцентеза у форели

Техника взятия крови из подкожной артерии

1. Для взятия крови из подкожной артерии применять пастеровские пипетки или инъекционные иглы.

2. Рыбу зафиксировать на боку.

3. У сеголеток пункцию проводят в точке, образующейся при пересечении средней боковой линии и линии, идущей от заднего края спинного плавника перпендикулярно средней линии (см. рис. 74).

4. У рыб старших возрастов прокол делают в точке пересечения линии, идущей от задней границы анального плавника перпендикулярно боковой линии (лещ, вобла, густера и др.).

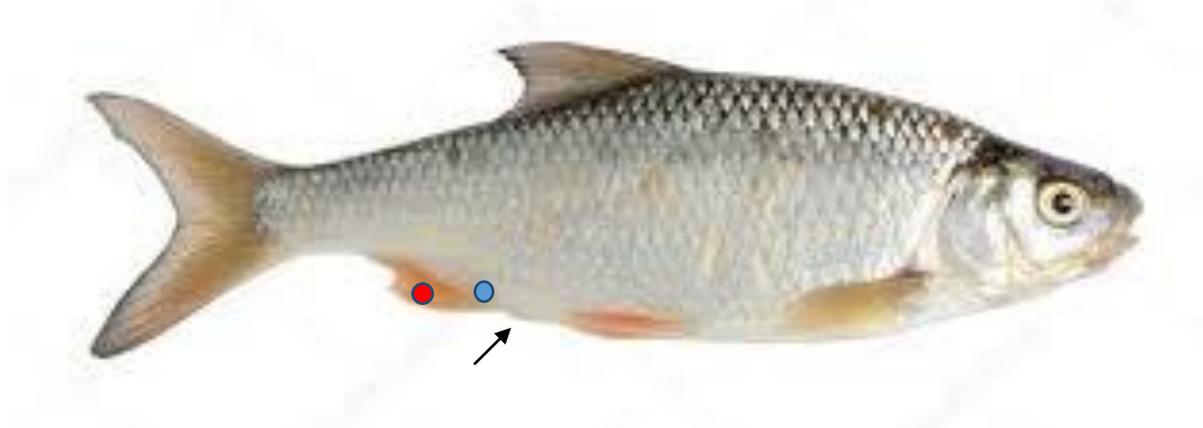


Рисунок 74 – Места пункции при взятии крови у рыб из подкожной артерии: красная точка – место пункции у сеголеток; синяя точка – место пункции у рыб старшего возраста; стрелка – анальное отверстие



Рисунок 75 – Техника взятия крови из подкожной артерии



Рисунок 76 – Взятие крови из жаберной вены

Взятие крови из жаберных вен

1. Большим и указательным пальцами левой руки слегка отвести жаберную крышку в сторону.
2. Пастеровскую пипетку или медицинскую иглу тщательно ополоснуть в растворе антикоагулянта (3,8 %-й раствор лимоннокислого натрия).
3. В области нижней трети жаберной дужки сделать укол в жаберную вену у основания жаберных лепестков (см. рис. 76).
4. В случае с пастеровской пипеткой ждут, когда она наполнится кровью, в случае с полой иглой под ее свободный конец подставляют пробирку, тщательно ополоснутую антикоагулянтом.

6. Постановка внутривенных катетеров

Существуют два вида внутривенных катетеров по месту введения: периферические и центральные. Катетеры типа «через стилет» (см. рис. 77) чаще используются в ветеринарной медицине мелких домашних животных. В таких катетерах игла – стилет из нержавеющей стали находится внутри катетера и выступает из него на 1–2 мм. Стиллет служит для прокола кожи и вены. После того как катетер введен в полость вены, стилет изымается.

Таблица 5 – Виды внутривенных катетеров по размеру

Цвет	Размер	Пропускная способность катетера
Оранжевый	14G (2,0 x 45 мм)	270 мл/мин.
Серый	16G (1,7 x 45 мм)	180 мл/мин.
Белый	17G (1,4 x 45 мм)	125 мл/мин.
Зеленый	18G (1,2 x 32– 45 мм)	80 мл/мин.
Розовый	20G (1,0 x 32 мм)	54 мл/мин.
Голубой	22G (0,8 x 25 мм)	31 мл/мин.
Желтый	24G (0,7 x 19 мм)	13 мл/мин.
Фиолетовый	26G (0,6 x 19 мм)	12 мл/мин.



a



b

Рисунок 77 – Виды внутривенных катетеров:

a – портовые; *b* – непортовые

Катетеры такого типа бывают разных размеров (см. табл. 6), обычно с наружным диаметром от 24 до 14 G и длиной от $\frac{3}{4}$ до 2 дюймов (1 дюйм = 2.54 см).

Другой тип катетеров – «через иглу» – используют реже. Эти катетеры находятся внутри иглы, которая используется для введения в кровеносный сосуд. После введения иглы в сосуд катетер продвигается через иглу в вену. Игла выводится из сосуда, на иглу крепится защитный кожух, чтобы предотвратить разрез катетера или порез пациента. Длина катетера от 8 до 12 дюймов, они могут быть использованы для внутривенного вливания растворов и лекарств, а также для забора крови. Такие катетеры могут быть использованы как периферически, так и центрально. Одно- и многопросветные центральные венозные катетеры предназначены для одновременного внутривенного вливания нескольких лекарственных растворов, сбора крови, а также измерения центрального венозного давления.

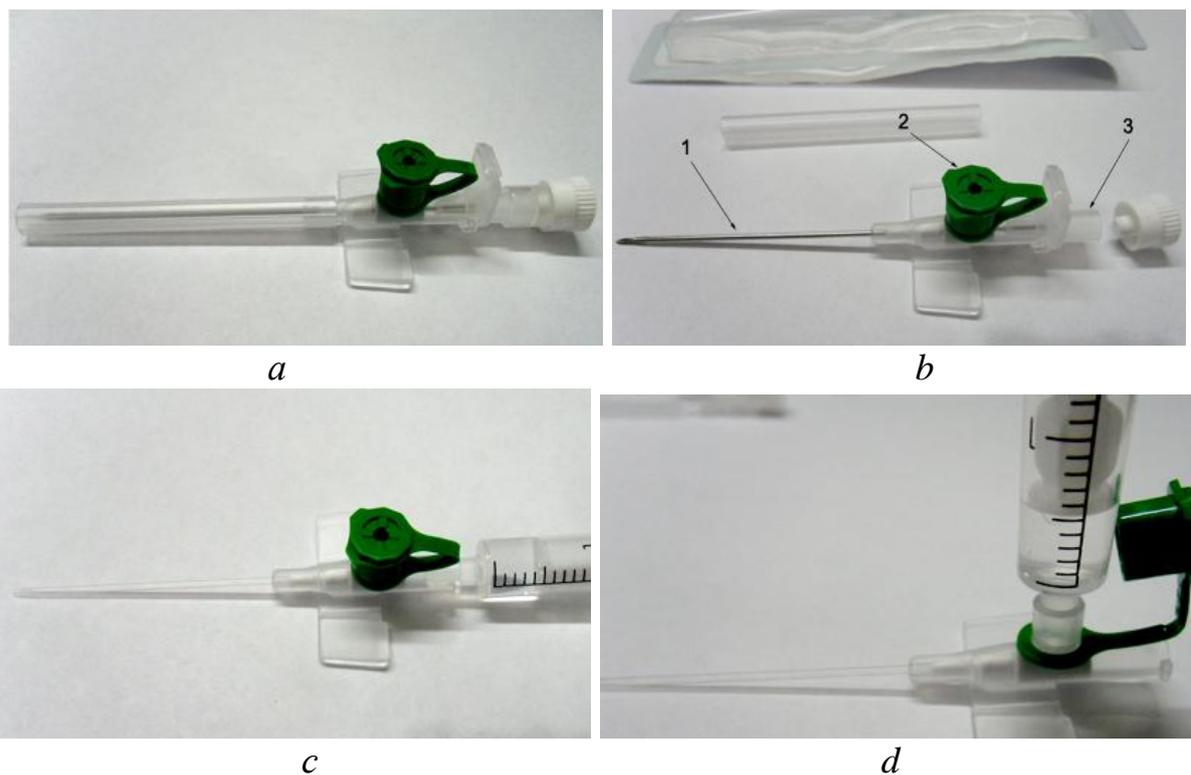


Рисунок 78 – Строение внутривенного катетера:

a – в собранном виде; b – разобранном виде (1– игла с пластиковой трубкой (собственно катетером); 2 – клапан для введения «гепаринового замка»; 3 – канюля для введения лекарственных веществ); c – введение лекарственных веществ через катетер; d – введение раствора гепарина через катетер

Теоретически катетер можно ввести в любую поверхностную вену. Наиболее часто используемые вены – головная (подкожная) вена (*v. cephalica*), медиальная и латеральная вена сафена (*v. saphena medialis et lateralis*). Центральный венозный доступ может быть получен через яремную вену и вену сафена. Латеральная вена сафена более доступна у собак, тогда как у кошек проще ввести центральный катетер через медиальную вену сафена. Катетеры, введенные в заднюю ногу, труднее поддерживать в чистоте, они не рекомендованы для пациентов с недержанием мочи или поносом.

Техника постановки периферического катетера

Введение внутривенного катетера должно проводиться асептически, чтобы предотвратить возможные инфекции.

1. Шерсть вокруг вены выстригают, кожу дезинфицируют 4 %-м раствором хлоргексидина и 70 %-м спиртом. Некоторые врачи рекомендуют состригать шерсть на вентральной стороне конечности для упрощения и более надежного закрепления катетера (см. рис. 79).

2. Ассистент, фиксирующий пациента, должен пережать сосуд большим пальцем руки проксимально от места введения катетера. Жгут может быть использован как альтернативный метод пережатия сосуда.

3. Выбор размера катетера зависит от размера пациента, места введения и планируемого использования. Общие рекомендации: использовать катетеры с наружным диаметром 24–22 G для новорожденных и экзотических пациентов, 22–20 G для кошек и маленьких собак, 18–20 G для средних собак, 16–18 G для крупных собак, 14 G для гигантских собак.

4. Конечность должна быть зафиксирована с одновременным натяжением кожи латерально для стабилизации вены.

5. Врач должен держать лапу животного в недоминирующей руке (левой для правшей), немного натягивая кожу латерально. Это поможет увидеть и стабилизировать вену.

6. Катетер вводить как можно дистальнее. Держа катетер со стилетом внутри в доминирующей руке, расположить его параллельно вене.

7. Проколоть кожу быстрым движением, держа катетер под углом в 15–30°, предварительно убедившись, что срез иглы находится в верхнем положении.

8. Ввести катетер в вену до тех пор, пока не увидите кровотока в индикаторной камере.

9. После того как кровь появилась в индикаторной камере катетера, продвинуть его еще на 1–2 мм вдоль вены, чтобы сам катетер, а не только игла-стилет находились в просвете вены.

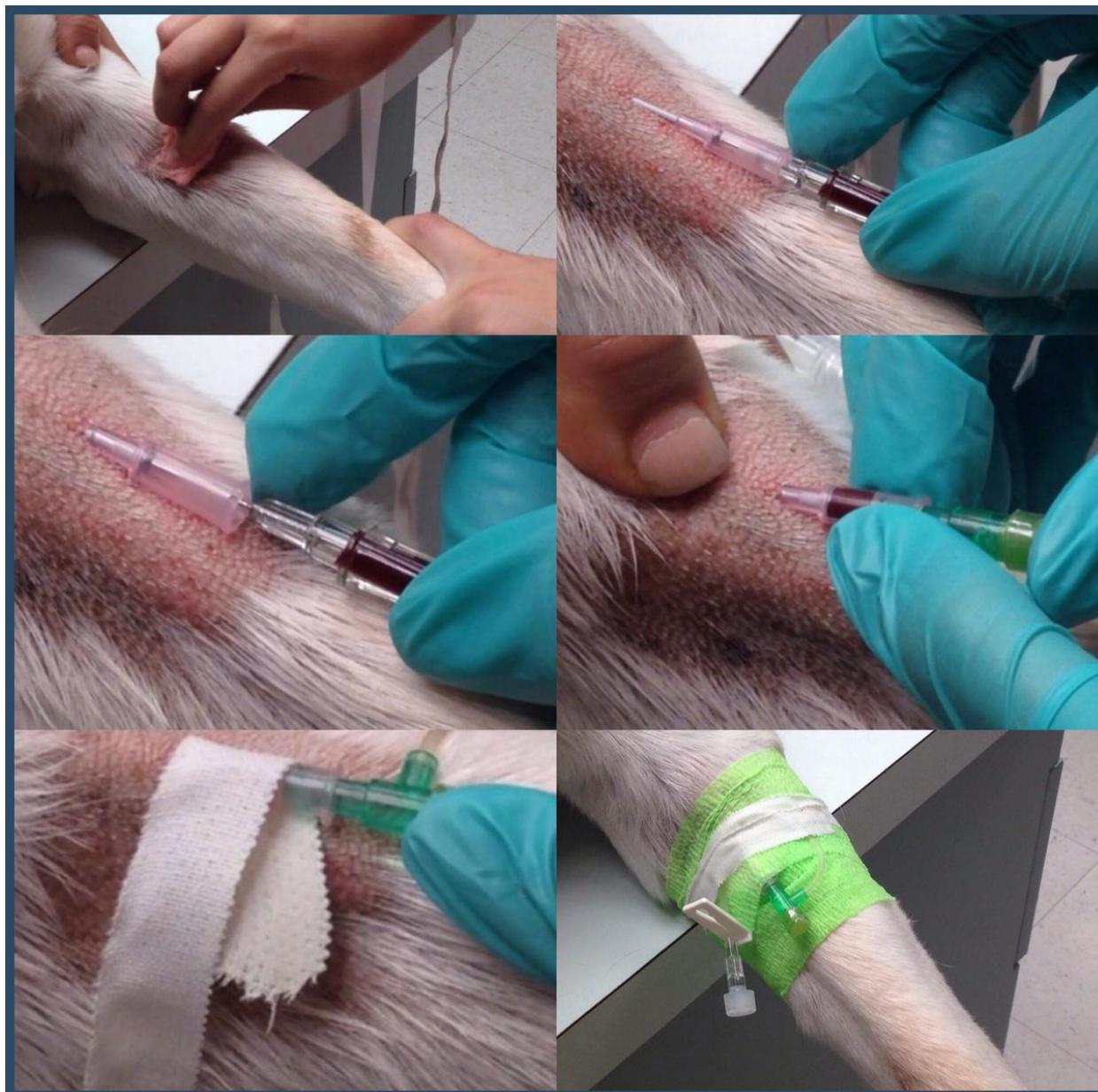


Рисунок 79 – Техника катетеризации периферических вен

10. Убедившись, что кровь поступает в индикаторную камеру, зафиксировать иглу-стилет и продвигать канюлю катетера в вену до тех пор, пока основание катетера не достигнет кожи.

11. Если катетер находится в просвете вены, он должен продвигаться с минимальным сопротивлением. Если катетер не продвигается в вену легко, нужно его удалить и начать заново.

12. Повторная попытка может быть проведена на той же вене, проксимально от первого места введения.

13. Если кожа животного толстая (самцы котов, собаки породы Шарпей, очень обезвоженные пациенты), ее можно сначала проколоть с помощью стерильной иглы или кончика лезвия скальпеля. Если используется скальпель, разрез должен быть длиной 0,5–1 мм. При разрезе нужно быть осторожным, чтобы не проколоть стенку сосуда.

14. Если катетер правильно введен и канюля находится внутри сосуда, у больного с нормальным давлением крови и адекватным кровенаполнением кровь будет медленно капать из просвета катетера.

15. Как только вы убедились, что катетер находится внутри вены, ассистент должен убрать палец, пережимающий сосуд.

16. Поставьте заглушку или заглушку-порт, заполненную гепаринизированным физиологическим раствором, на катетер, или присоедините инфузионную систему.

17. В катетер вводят физраствор или гепаринизированный физраствор для предотвращения образования тромба.

18. Физраствор должен проходить через катетер без сопротивления.

19. Если при введении физраствора вы заметили отек или гематому, удалите катетер и наложите временную давящую повязку, используя ватный тампон и лейкопластырь.

20. После установки катетера зафиксируйте его лейкопластырем вокруг лапы. Не накладывайте лейкопластырную ленту слишком туго, это может привести к отеку конечности. Если это произошло, лейкопластырная повязка должна быть снята и наложена по новой, либо катетер должен быть удален.

21. Катетер необходимо промывать физраствором или гепаринизированным физраствором один раз в течение 4–6 часов. Если физраствор не проходит в катетер без особого усилия, не пытайтесь промыть тромб в вену. Если катетер закупорен тромбом, он (катетер) должен быть удален. Для удаления периферического катетера ножницами разрежьте лейкопластырную повязку на боковой или вентральной стороне конечности, соблюдая осторожность и не перерезая катетер.

22. Снимите лейкопластырную повязку вместе с катетером. Наложите временную давящую повязку на 15–20 мин.

23. Владельцы должны наблюдать, чтобы животное не начало зализывать кожу, выбритую под введение катетера. Елизаветинский воротник может быть назначен для предотвращения зализывания.

24. Периферийные катетеры могут быть оставлены на 24–72 часов или дольше, если катетер был введен в строго асептических условиях, и никаких осложнений (инфекция, флебит, тромбоз, экстравазация) не наблюдается.

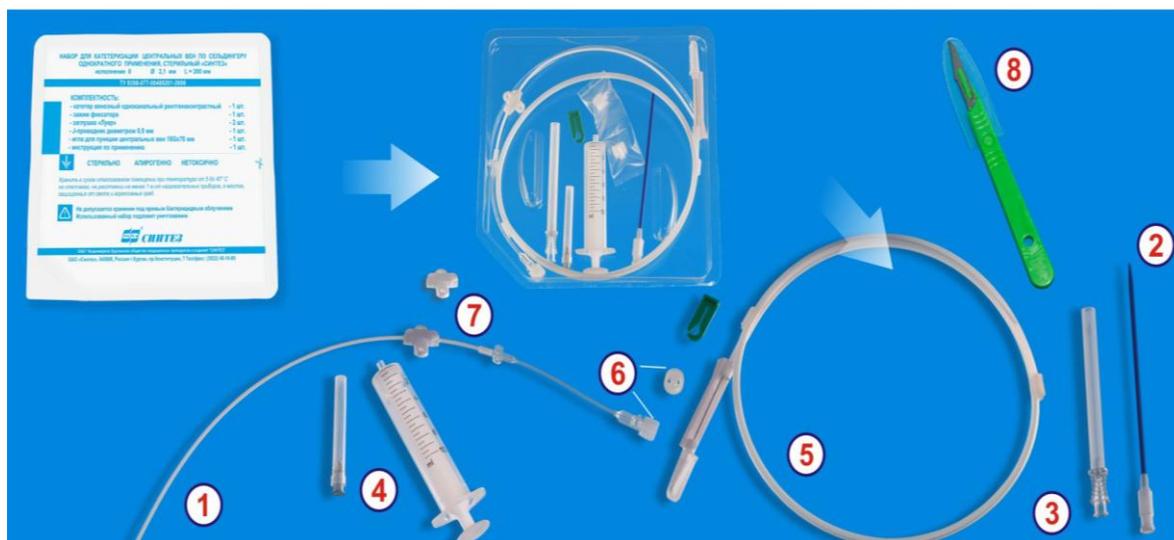


Рисунок 80 – Состав набора:

1 – катетер венозный одноканальный рентгеноконтрастный 1,7 мм (5F) или 2,1 мм (6F) длиной 200 мм; 2 – расширитель (дилататор) 2,3 мм (7F); 3 – игла для пункции центральных вен 18G x 70 мм; 4 – шприц «Луер» 10 см³ с иглой «Луер»; 5 – металлический J-проводник в разматывающем устройстве 0,8–0,9 мм (0,35) длиной 500 – 700 мм; 6 – две заглушки инъекционные «Луер»; 7 – зажим фиксатора; 8 – инструкция по применению набора

Техника постановки центрального катетера

Центральный венозный доступ может быть получен через яремную или медиальную вену сафена. Введение центрального венозного катетера показано для пациентов, нуждающихся в измерении центрального венозного давления, длительного и внутривенного введения лекарственных растворов в больших объемах, введения гипертонических растворов, частого забора крови. Центральный внутривенный катетер, введенный через яремную вену, должен быть такой длины, чтобы кончик катетера располагался в соединении краниальной ветви полой вены и правого предсердия. Правильное расположение катетера подтверждается рентгенографически. Обычно необходима седация животного для введения центрального внутривенного кате-

тера. Введение центрального внутривенного катетера противопоказано пациентам с коагулопатиями, поскольку трудно будет контролировать кровотечение в месте введения катетера. Также не рекомендуется введение катетера, если имеются инфекционные поражения кожи на месте введения. При введении центрального внутривенного катетера необходимо соблюдать правила асептики.

Техника постановки центрального катетера

При введении внутривенного катетера строго соблюдают правила асептики, чтобы предотвратить возможные инфекции.

1. Ассистент фиксирует мелких животных в боковом лежачем положении с вытянутой шеей и отводит каудально грудные конечности.

2. Шерсть вокруг вены выстригают, кожу дезинфицируют 4 %-м раствором хлоргексидина и 70 %-м спиртом.

3. Для введения центральных катетеров используют методику Сельдингера. Ассистент пережимает сосуд большим пальцем руки проксимально от места введения катетера (см. рис. 81, а). Жгут может быть использован как альтернативный метод пережатия сосуда.

4. Ввести короткий катетер в вену под углом в 30–45° и так, чтобы острое иглы было направлено по направлению к сердцу (см. рис. 81, b).

5. Ввести стерильный гибкий металлический проводник через катетер (см. рис. 81, c).

6. Вывести из вены короткий катетер и ввести длинный в вену через проводник (см. рис. 81, d). Если эта методика используется для введения катетера с большим наружным диаметром, пластиковый расширитель должен быть предварительно введен в сосуд. Если производится чрезкожное введение, то перед введением расширителя нужно сделать небольшой разрез кожи над проводником, так как расширитель не способен растянуть кожу до нужного диаметра.

7. После расширения отверстия в стенке сосуда выведите расширитель и через проводник введите длинный катетер в венозный сосуд (см. рис. 81, e). Выведите проводник после того, как конец катетера достиг предполагаемого места расположения.

8. При помощи стерильного шприца отсосите воздух из всех портов многопросветного катетера и убедитесь в наличии крови в каждом просвете.

9. Рентгенограмма необходима, чтобы убедиться, что катетер введен правильно (см. рис. 82).



a



b



c



d



e



f

Рисунок 81 – Техника катетеризации центральных вен

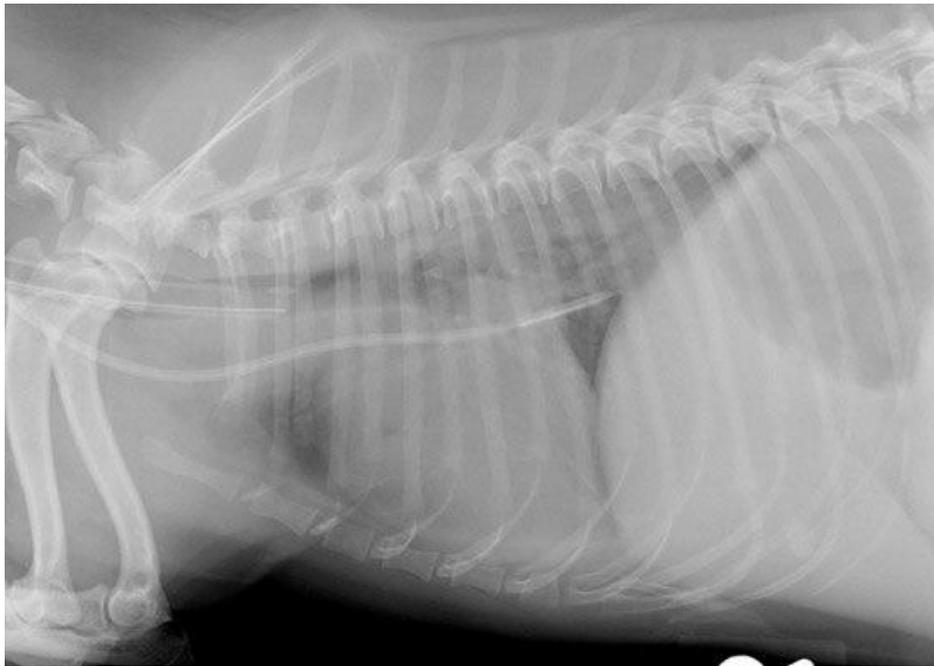


Рисунок 82 – Рентгенограмма катетеризации яремной вены

10. Промыть катетер гепаринизированным физраствором и вставить заглушку или заглушку-порт.

11. Закрепить катетер при помощи кожных швов и наложить стерильную повязку (см. рис. 80, f).

12. Заглушка или заглушка-порт всегда должны находиться вне повязки для быстрого доступа к катетеру.

13. При накладывании повязки на шею убедиться, что она надежна, но не слишком тугая. Закрепить эластичный бинт поверх повязки, чтобы избежать соскальзывания повязки и смещения катетера.

14. Проводить инспекцию места введения катетера, уделять особое внимание любым признакам инфекции, увлажнения, кровотечения, воспаления, флебита и тромбоза.

15. Отек или затрудненное дыхание могут указывать на то, что повязка наложена слишком туго.

16. Не используйте ошейник для выгула собак с центральным внутривенным катетером в яремной вене, используйте шлейку или поводок, одетый вокруг грудной клетки.

17. В случаях, когда введение центрального внутривенного катетера в яремную вену противопоказано (тромбоэмболизм, затрудненное дыхание, операции или травмы в области шеи, нарушение свертываемости крови), но пациент нуждается в центральном внутривенном катетере, можно использовать длинный (8–12 дюймов) катетер,

введенный в медиальную вену сафена. Эта процедура представляет собой введение длинного катетера типа «через иглу». Данный катетер позволяет получить доступ к центральной венозной системе при условии, что катетер достаточно длинный и достигает каудальной полой вены.

18. Медицинские показания для постановки данного типа катетера такие же, как и для центрального внутривенного катетера через яремную вену. У кошек лучше всего использовать медиальную вену сафена, а у собак – латеральную вену сафена.

Введенный с использованием правил асептики центральный внутривенный катетер может быть оставлен в вене на 5–7 дней или дольше. Для забора крови из центрального катетера используется метод «три шприца». Работать с центральным катетером необходимо в перчатках. С помощью стерильного шприца наберите от 3 до 5 мл крови и отложите в сторону. С помощью второго шприца сделайте забор крови в объеме, необходимом для анализа (1–3 мл). Введите кровь из первого шприца обратно в катетер, введите в катетер 3 мл гепаринизированного физраствора.

Место введения катетера должно регулярно проверяться на наличие признаков инфекции, увлажнения, кровотечения, инфильтрации, воспаления, флебита и тромбоза. Если при проверке катетера физраствор не проходит через катетер или проходит с заметным сопротивлением, катетер может быть согнут, закупорен тромбом или находится вне сосуда. Отек выше повязки указывает на инфильтрацию вводимых препаратов в подкожную клетчатку, отек ниже повязки указывает на то, что повязка слишком туга. Набухание повязки выше свидетельствует о инфильтрации, отек ниже показывает, что лента упаковки является слишком жесткой. Елизаветинский воротник должен быть одет на животных одновременно с введением внутривенного катетера.

Веносекция при катетеризации периферических вен

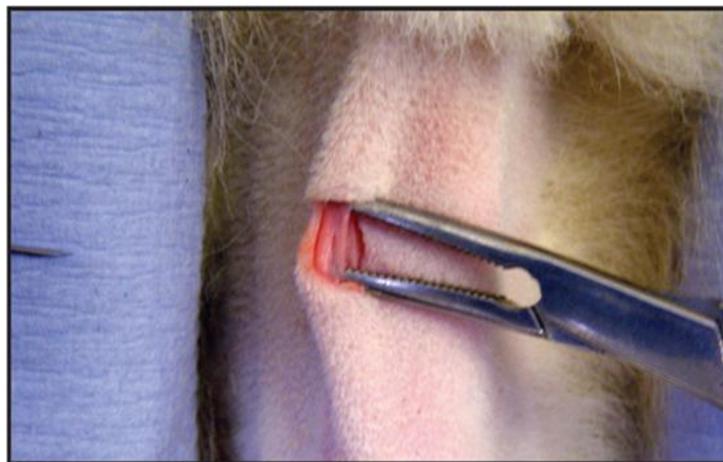
Эту процедуру используют для доступа к сосудам у пациентов с острой гиповолемией и недостаточным артериальным давлением для нормального подъема вены. Необходимыми инструментами является игла для подкожных инъекций, обычно 21-го калибра, и пара небольших изогнутых гемостатических зажимов. Никакого специального внутривенного катетера не требуется, достаточно обычного катетера 20 или 22 размера, устанавливаемого над иглой. Процедуру лучше проводить на грудной конечности пациента, где еще не предпринимались попытки катетеризации.



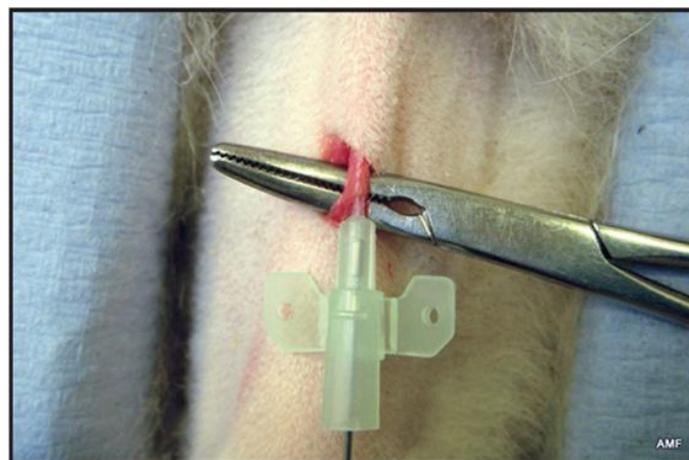
a



b



c



d

Рисунок 83 – Веносекция
105

1. Ведущей рукой через обычное местонахождение головной вены провести диагональный надрез кожи острием кромки скоса иглы или скальпелем (см. рис. 83, а). При этом противоположную руку подводят под грудную конечность, большим и указательным пальцами натягивают кожу, чтобы была видна линия вены.

2. С помощью иглы сделать небольшие надрезы параллельно вене с обеих сторон (см. рис. 83, б).

3. Отпрепарировать вену от прикрепления к подкожной клетчатке.

4. С помощью небольших изогнутых кровоостанавливающих зажимов выполнить дальнейшую тупую диссекцию с обеих сторон вены и освободить ее от подлежащей ткани (см. рис. 83, с).

5. Ввести банши зажима под вену, вытягивая ее наружу (см. рис. 83, d).

6. Используя кровоостанавливающие зажимы для стабилизации вены, ввести катетер обычным способом.

7. Снять кровоостанавливающие зажимы и надежно закрепить катетер бинтом.

8. Катетер следует удалить через 6–12 часов. Для закрытия кожного разреза использовать тканевый клей или швы.

Осложнения при катетеризации периферических вен

Наиболее частыми причинами неудач и возникновения осложнений при катетеризации периферических вен являются отсутствие практических навыков у медицинского персонала, а также нарушение методики постановки венозного катетера и ухода за ним. Все осложнения, связанные с катетеризацией периферической вены, можно разделить на общие и местные. Местные развиваются в месте установки катетера или в непосредственной близости от него (например, по ходу вены). К ним относятся гематома, инфильтрация, флебит и тромбоз вены. Общие осложнения связаны с генерализацией местных осложнений или исходно развиваются вдали от места нахождения внутривенного катетера (это воздушная эмболия, тромбоэмболия, катетерный сепсис). Они вызывают тяжелое нарушение общего состояния организма.

Местные осложнения

Гематома (см. рис. 84) – это скопление крови в тканях. Гематома может образоваться в результате вытекания крови из сосуда в ткани, которые прилегают к месту установления катетера. Это может

произойти в результате неудачной пункции вены непосредственно в момент установления ПВК или в результате следующего удаления катетера. Поэтому во избежание образования гематомы, обусловленной установлением ПВК, необходимо обеспечить адекватное наполнение вены, а также тщательным образом выбирать место установления катетера.



Рисунок 84 – Гематома в области яремной вены у лошади

Профилактика: не делайте венепункцию слабоконтурируемых сосудов. Образование гематомы при удалении катетера можно избежать, если прижать место венепункции в течение 3–4 минут после удаления ПВК. Также можно поднять конечность.

Тромбоз вены (см. рис. 85) возникает при формировании тромба в просвете сосуда. Это может случиться при несоответствии диаметра вены и размера катетера, дефектах ухода.



Рисунок 85 – Тромбоз яремной вены

Профилактика. Во избежание развития тромбоза необходимо правильно выбрать размер катетера в соответствии с величиной пунктируемой вены, придерживаться правил ухода. Канюли из качественных материалов (полиуретан, политетрафторэтилен, фторэтиленпропилен – кополимер) обладают меньшей тромбогенностью, чем полиэтиленовые и полипропиленовые катетеры. Профилактикой тромбоза также является смазывание участка кожи над местом предполагаемого нахождения катетера в вене гепариновыми гелями («Лиотон»).

Инфильтрация образуется в случае, если лекарственные препараты или вливаемые растворы поступают под кожу, а не в вену.

Проникновение в ткань некоторых растворов, таких как гипертонический, щелочной или раствор цитостатиков, может вызывать некроз тканей. Поэтому важно выявить инфильтрацию на ранних стадиях. При возникновении первых признаков инфильтрации необходимо немедленно удалить ПВК. Чтобы избежать инфильтрации, используйте гибкие капиллярные катетеры и тщательным образом их фиксируйте.

Профилактика: используйте турникет для стабилизации катетера, если последний установлен в месте изгиба. Проверяйте, не снизилась ли температура тканей, а также наличие отека вокруг места введения катетера.

Флебит (см. рис. 86, 87) – воспаление интимы вены, которое может возникнуть в результате химического, механического раздражения или инфекции. Наиболее частыми возбудителями катетерных инфекций являются коагулазонегативные стафилококки и *Staphylococcus aureus*, энтерококки, *Candida* (часто на фоне антибиотикотерапии), резистентных ко многим антимикробным препаратам.



Рисунок 86 – Флебит яремной вены у лошади



Рисунок 87 – Тромбофлебит яремной вены

Кроме воспаления, может сформироваться также тромб, что приводит к развитию тромбофлебита. Среди всех факторов, которые содействуют развитию флебита (таких как размер катетера, место венепункции и т. д.), особенно важными являются длительность пребывания катетера в вене и тип вводимой жидкости. Важна осмолярность препарата (выраженные флебиты развиваются при осмолярности более 600 мОсм/л) и рН вводимого раствора (лимитирующие значения рН влияют на развитие флебита). Все внутривенные доступы должны регулярно контролироваться для выявления симптомов флебита. Любой случай флебита должен быть документирован. Обычно случаи флебита составляют 5 % и менее.

Первыми признаками возникновения флебита является покраснение и боль в месте стояния катетера. На более поздних стадиях наблюдаются отечность и образование пальпируемого «венозного тяжа». Повышение температуры кожи в месте установления катетера может свидетельствовать о наличии локальной инфекции. В особенно тяжелых случаях эритема распространяется более чем на 5 см проксимальнее места нахождения конца катетера, при этом в месте установления катетера и при удалении его может отмечаться выделение гноя. Это может привести к гнойному флебиту и/или септицемии, являющихся одними из самых тяжелых осложнений внутривенной терапии, обуславливающих высокую смертность. При наличии тромба и/или подозрении на инфицирование катетера после его извлечения кончик канюли иссекается стерильными ножницами, помещается в стерильную пробирку и отсылается в бактериологическую лабораторию на исследование. При возникновении гнойного флебита или септицемии необходимо взять на исследование культуру крови и исследовать *cito*.

Для предупреждения флебита: при постановке ПВК следует строго придерживаться правил асептики и антисептики; отдавать предпочтение наименьшему из возможных размеров катетера для осуществления конкретной программы терапии; осуществлять надежную фиксацию ПВК; выбирать катетеры высокого качества; разводить лекарственные препараты перед введением, практиковать медленную инфузию. Кожу над местом предполагаемого нахождения катетера в вене смазывать противовоспалительными с гепаринизированными гелями («Фастум-гель», «Лиотон»). Перед нанесением геля обезжирить кожу спиртовым раствором. С профилактической целью рекомендуется регулярно менять вену, в которой располагается катетер (каждые 48–72 часа), однако в клинических условиях это требо-

вание соблюдать сложно, поэтому если нет признаков флебита или других осложнений, современные периферические венозные катетеры высокого качества могут находиться в вене все необходимое для осуществления инфузионной терапии время.

Общие осложнения

Тромбоэмболия развивается в случае, если кровяной сгусток на катетере или стенке вены отрывается и с кровотоком продвигается к сердцу или системе легочного кровообращения. Риск образования тромбов может быть существенно снижен путем применения катетера малого размера, что постоянно обеспечивает удовлетворительный кровоток вокруг катетера.

Профилактика: избегайте установления ПВК в вены нижних конечностей, потому что в этом случае риск тромбообразования выше. В случае прекращения инфузии, обусловленной образованием кровяного сгустка на конце катетера, его стоит удалить и вставить новый соответственно схеме изменения места его установления. Промывание обтурированного тромбом катетера может привести к отрыву сгустка и его миграции в направлении сердца.

Воздушная эмболия может возникнуть при проведении любого вида внутривенной терапии. Однако при периферической катетеризации риск возникновения воздушной эмболии ограничен положительным периферическим венозным давлением. Отрицательное давление может образоваться в периферических венах при условии, что место установления катетера находится выше уровня сердца.

Профилактика: воздух должен быть полностью удален из всех элементов инфузионной системы перед ее присоединением к ПВК. Можно удалить воздух, опустив исходное отверстие системы ниже уровня флакона с инфузионным раствором и слив некоторое количество раствора, тем самым прекратив поступление воздуха в инфузионную систему. Кроме того, важную роль в предупреждении воздушной эмболии играет надежная фиксация всех соединений Луер-Лок. Наиболее редким осложнением является отрыв и миграция периферического венозного катетера.

Заключение

Лабораторные исследования являются одним из необходимых этапов наблюдения за больным животным, играя важную роль в прямой и дифференциальной диагностике заболеваний, оценке эффективности лечения. Важное значение при получении достоверных результатов имеют условия взятия крови и ее сохранность до начала лабораторных исследований.

Достоверность и точность гематологических исследований, проводимых из венозной крови, во многом определяются техникой взятия крови. Есть несколько мест венепункции, которые различаются у разных видов животных и птиц, знание их жизненно важно для получения диагностического образца.

Перед получением образца важна тщательная очистка места введения и выбор иглы правильного размера, чтобы не порвать вену и не повредить эритроциты. Необходимо соблюдать осторожность при обращении с животными, чтобы предотвратить травмы как оператора, так и животного.

Список литературы

1. Гачева, О. А. Методы взятия крови у разных видов животных, птиц и рыб / О. А. Гачева, Г. А. Пахомов, А. В. Елдашев. – Казань: ГКАВМ, 2008. – 33 с.
2. Дженкинс, Дж. Базовая гематология птиц: методы сбора, подготовки и идентификации. В: Экзотические животные. Справочник по ветеринарии: сборник статей от ветеринарного техника. Ярдли, Пенсильвания: Ветеринарные обучающие системы; 1995: 126–130, 135.
3. Дженкинс, Дж. Основы гематологии земноводных: изучение методов сбора, подготовки и идентификации // Proc Assoc Zoo Vet Tech Meeting 1997: 13–23.
4. Ди Джузеппе М. Техника венепункции яремной вены у мелких видов ящериц / М. Ди Джузеппе, М. Моричи, А. Мартинес Сильвестре, Ф. Спадола // Практика по работе с маленькими животными. – Epub, 11 февраля 2017.
5. Ди Джузеппе, М. Техника пункции яремной вены у мелких ящериц / М. Ди Джузеппе, М. Моричи, А. Мартинес Сильвестре // Материалы международной конференции по герпетологии птиц и медицине экзотических млекопитающих. – 2017. – С. 572–573.
6. Заволока, А. А. Методические рекомендации по проведению гематологических исследований у экзотических животных / А. А. Заволока. – Харьков, 1990. – 54 с.
7. Ковтунович, Л. Г. Получение крови от белых мышей из ретроорбитального венозного сплетения / Л. Г. Ковтунович, Е. И. Лискевич // Лабораторное дело. – 1981. – № 8. – С. 50–57.
8. Конопелько, П. Я. Методические указания по взятию крови у животных / П. Я. Конопелько, К. П. Клименков, Ю. Н. Шляпин. – Витебск: ВВИ, 1989. – 36 с.
9. Курдеко, А. П. Методы диагностики болезней сельскохозяйственных животных: учебное пособие / А. П. Курдеко. – Санкт-Петербург: Лань, 2018. – 208 с.
10. Кэмпбелл, Т. Гематология и цитология птиц и экзотических животных / Т. Кэмпбелл, С. Эллис. – 3-е изд. – Эймс, Айова: Блэквелл, 2007. – С. 51–81.
11. Лучко, И. Т. Биологический материал. Отбор и подготовка к исследованию в ветеринарии: учебное пособие / И. Т. Лучко, Д. В. Воронов. – Гродно: ГГАУ, 2015. – 38 с.

12. Соколина, Ф. М. Гематология пресмыкающихся: методическое пособие / Ф. М. Соколина. – Казань, 1997. – 31 с.
13. Шажко, Ж. А. Взятие крови из глазничного венозного сплетения / Ж. А. Шажко, В. А. Мищенко, Н. А. Яременко // Свиноводство. – 1981. – № 4. – С. 29.
14. Якобсон Э. Методы забора крови у рептилий: лабораторные исследования / М. Фаулер. – 1993.
15. Alleman A., Jacobson E., Raskin R. Morphologic, cytochemical staining, and ultra – structural characteristics of blood cells from eastern diamondback rattlesnakes (*Crotalus ad – amanteus*)// Amer. J. Vet. Res., 1999. V. 60. № . 4. С. 507.
16. Coles, T. Veterinary clinical pathology / T. Coles. – London, 1986. – P. 37 13. Kerr, M. G. Veterinary Laboratory Medicine: clinical biochemistry and hematology / Morgan. G. Kerr. – 2-nd ed. – W. Sussex, 2002.
17. Hernandez – Divers Sonia M., Hernandez – Divers Stephen J., Angiographic, Anatomic and Clinical TechniGue Descriptions of A Subcarapacial Venipuncture Site for Chelonians, Journal of Herpetological Medicine and Surgery, Vol.12, No.2, 2002.
18. Janis Ott Joslin: Blood Collection TechniGues in Exotic Small Mammals / Journal of Exotic Pet Medicine Volume 18, 117–139 p., 2009.
19. Jekl Vladimír, Hauptman Karel: Blood sampling from the cranial vena cava in the Norway rat (*Rattus norvegicus*) / Lab Anim, 39: 236, 2005.
20. James Yeates: Companion Animal Care and Welfare / 185–203 p., 2019.
21. Martinez – Silvestre A., Venipuncture TechniGue of the Occipital Venous Sinus in Freshwater AGuatic Turtles, Journal of Herpetological Medicine and Surgery, Vol.12, No.4, 2002.

АЛГОРИТМ ВЗЯТИЯ КРОВИ У РАЗНЫХ ВИДОВ ЖИВОТНЫХ

Учебное пособие

Петрова Элина Анатольевна

Редактор М. М. Ионина

Электронное издание

Подписано в свет 09.07.2024. Регистрационный номер 39
Редакционно-издательская служба Красноярского государственного аграрного университета
660017, Красноярск, ул. Ленина, 117
e-mail: rio@kgau.ru