

12. Dzeshka, M.S. Specific risk scores for specific purposes: Use CHA2DS2-VASc for assessing stroke risk, and use HAS-BLED for assessing bleeding risk in atrial fibrillation / M.S. Dzeshka, G.Y. Lip // Thromb. Res. -2014. - Vol. 134. – P. 217–218.

ОБОСНОВАННЫЕ СПОСОБЫ ВЗЯТИЯ КРОВИ У ЭКСПЕРИМЕНТАЛЬНЫХ КРОЛИКОВ

Довнар А.И., Довнар Р.И.

Гродненский государственный медицинский университет

Актуальность. Согласно принятым в настоящее время морально-этическим представлениям, эксперименты на людях запрещены. Однако необходимость создания современных лекарственных средств, методов лечения и профилактики болезней требует от исследователя ответа на вопрос как тот либо иной препарат будет воздействовать на организм пациента. Ответ можно получить только выполняя эксперимент на лабораторном животном. Исследователь выбирает конкретный вид животного в зависимости от цели эксперимента, имеющегося финансирования, опыта работы и доступности необходимого оборудования.

Несмотря на разрешённость экспериментальной работы с животными, современные международные требования достаточно жёстко подходят к обоснованию необходимости эксперимента, содержанию, анестезии животных, квалификации исследователя, ходу эксперимента и эвтаназии. Достаточно подробно данные требования прописаны в «Европейской Конвенции о защите позвоночных животных, используемых для экспериментов или в иных научных целях» (Страсбург, 1986).

В процессе экспериментальной работы с животными можно выполнять различные методы исследования, как неинвазивные, так и основанные на взятии и микроскопическом изучении гистологических препаратов или крови. Если взятие гистологических препаратов, особенно внутренних органов, как правило, выполняется после выведения животного из эксперимента (эвтаназии), то забор крови можно осуществлять многократно в ходе исследования, не прибегая в ряде случаев даже к анестезии. Показатели общего, биохимического анализа крови, коагулограммы могут дать ценную информацию о функционировании внутренних органов, побочных, в том числе токсических действиях лекарств. Следует, однако, подчеркнуть, что несмотря на широкое использование различных способов забора крови у животных, детально проработанных рекомендаций, как правило, не существует и исследователям нередко приходится самостоятельно методом проб и ошибок определять наиболее подходящий способ взятия крови для эксперимента, причиняя этим дополнительную боль и страдания животному. Среди относительно крупных экспериментальных животных наиболее часто в настоящее

время используются кролики в связи с их дружелюбным характером, неприхотливостью к содержанию и послушным поведением [1].

Цель. На основе результатов анализа мировой литературы обосновать наиболее целесообразные способы взятия крови у экспериментальных кроликов.

Методы исследования. В процессе выполнения работы был произведён анализ мировой литературы по различным вариантам забора крови у экспериментальных кроликов с выработкой обоснованных рекомендаций.

Результаты и их обсуждение. Согласно литературным данным, перед забором крови у кроликов следует учесть их ряд физиологических особенностей. Во-первых, в сравнении с другими видами животных, у них наблюдается более высокий уровень кальция в крови, что требует добавления большего количества антикоагулянтов для предотвращения тромбообразования [2]. Во-вторых, у кроликов очень малое время свёртывания крови, составляющее от 1,1 до 2,2 минуты, что следует учитывать при заборе крови, например, в шприц без антикоагулянта [1]. В-третьих, кровяной сгусток у данных животных формируется быстро, после чего кровь может быть разделена центрифугированием при 1100 об/мин. После того как отстоится в течение не менее 30–45 минут при комнатной температуре, в противном случае фибриновые сгустки могут формировать безклеточную фракцию [3].

Кровь у кроликов наиболее часто забирают из краевой вены уха, латеральной подкожной вены задней конечности, яремной, подкожной головной вены передней конечности, центральной ушной артерии или путём кардиоцентеза [1].

Выбор места взятия крови у экспериментального кролика будет зависеть от необходимого объёма, количества заборов крови в процессе эксперимента, а также от того проводится процедура при анестезии или без неё.

Для забора небольших доз крови (от 1 до 5 мл) наиболее часто используется краевая вена уха. К преимуществам следует отнести возможность взятия без анестезии, а также осуществимость повторных пункций при необходимости. Для облегчения забора рекомендуется предварительно согреть ухо кистью руки или электрической лампой, пережать вену проксимально (у основания уха), а взятие крови осуществлять медленно для предупреждения спадения вены. При этом первые проколы рекомендуется делать дистальнее, чтобы в случае неудачной попытки была возможность осуществить забор крови проксимальнее [1].

Забор крови из латеральной подкожной вены задней конечности или подкожной головной вены (*v. cephalica*) передней конечности осуществляется также без анестезии. Латеральная подкожная вена проходит поверхность и легко визуализируется при вытягивании задней лапы, если её удерживать в коленном суставе. Визуализации данной вены помогает стрижка и бритьё покрывающего меха. Подкожную головную вену можно использовать не только для забора крови, но и для постановки катетера типа «бабочки» [4].

При любом способе забора крови обязательно следует сдавить место пункции на 1,5–2 минуты для предотвращения образования гематомы [5].

Из центральной артерии уха производится взятие достаточно больших объёмов крови (до 30 мл) без применения анестезии, при этом также возможна постановка катетера типа «бабочки». Более быстрый забор крови производится при применении вакутейнеров [3].

Взятие крови из яремной вены рекомендуется производить под анестезией, при этом кролик поворачивается на спину и после стрижки меха у верхушки грудины данная вена чётко визуализируется [5].

При необходимости забора больших объемов крови (60-200 мл) применяется методика кардиоцентеза, при этом процедура осуществляется под анестезией и после неё кролик выводится из эксперимента. Забор при этом можно осуществлять как через грудную клетку, так и со стороны диафрагмы или ведя иглу крацио-каудально за грудиной.

Чрезвычайно актуальным становится вопрос о безопасном количестве крови, которую можно забрать у животного без последствий. Считается, что каждые 14 дней у животного можно брать кровь, массой 1 % от веса тела (до 20 мл для кролика массой 2 кг) [1].

Выводы.

1. Без последствий у экспериментального кролика можно производить забор крови, составляющей до 1 % от его массы каждые 2 недели.
2. При необходимости взятия большого объёма крови применяется методика кардиоцентеза с последующей эвтаназией животного.
3. Наиболее эффективной и быстрой с точки зрения взятия небольших объемов крови (1-5 мл) у кролика является методика пункции краевой вены уха, позволяющей производить данную процедуру без анестезии и в случае необходимости её повторять.

ЛИТЕРАТУРА

1. Suckow, M. A. The laboratory rabbit, guinea pig, hamster, and other rodents / M. A. Suckow, K. A. Stevens, R. P. Wilson. – Cambridge : Academic Press, 2012. – 1288 p.
2. BJORAKER, D. G. 3.8% sodium citrate (1:9) is an adequate anticoagulant for rabbit blood with high calcium / D. G. BJORAKER, T. R. KETCHAM // Thrombosis research. – 1981. – Vol. 24, № 5–6. – P. 505–508.
3. KURTZ, D. M. The clinical chemistry of laboratory animals / D. M. Kurtz, G. S. Travlos. – 3rd ed. – Boca Raton : CRC Press, 2017. – 1162 p.
4. MITCHELL, M. Manual of exotic pet practice / M. Mitchell, T. Tully. – Philadelphia : Saunders, 2008. – 506 p.
5. QUENSENBERY, K. Ferrets, Rabbits, and Rodents : Clinical medicine and surgery / K. Quensenberry, K. Quensenberry, J. Carpenter. – 3rd ed. – Philadelphia : Saunders, 2011. – 608 p.