

ПАТОЛОГИЯ ЖИВОТНЫХ, МОРФОЛОГИЯ, ФИЗИОЛОГИЯ, ФАРМАКОЛОГИЯ И ТОКСИКОЛОГИЯ

ANIMAL PATHOLOGY, MORPHOLOGY, PHYSIOLOGY, PHARMACOLOGY AND TOXICOLOGY



УДК 619:616-089.5-092.4

Оригинальное эмпирическое исследование

<https://doi.org/10.23947/2949-4826-2026-25-2-25-33>


EDN: RCHCEF

Оптимизация методов контроля общей анестезии лабораторных животных при разработке и экспериментальном изучении ветеринарных препаратов

С.К. Шебеко

Донской государственный технический университет, г. Ростов-на-Дону, Российская Федерация

shebeko_sk@mail.ru

Аннотация

Введение. Общая анестезия животных является важным элементом экспериментальных исследований при разработке и изучении новых ветеринарных препаратов. В силу своей специфики, необходимости применения сильнодействующих седативных и гипнотических средств, анестезия всегда представляет собой риск для лабораторных животных. В настоящее время в ветеринарных исследованиях остро стоит проблема грамотного анестезиологического сопровождения, особенно при работе с лабораторными грызунами. Цель данного исследования — разработка и оптимизация методов лабораторного контроля общей анестезии животных при проведении экспериментальных исследований новых ветеринарных препаратов.

Материалы и методы. Исследование проведено на базе научно-исследовательской лаборатории Института живых систем ДГТУ в период с января по май 2024 г. В эксперименте участвовало 20 крыс линии Wistar обоих полов массой 300–400 г, которых подвергали общей ингаляционной анестезии с использованием изофлурана и наркозного аппарата RWD R520. Протоколы лабораторного контроля разрабатывали на основе показателей электроэнцефалографии, электрокардиографии, частоты дыхания, артериального давления и температуры тела. Оценку состояния органов и систем животных проводили с помощью биохимических исследований крови, мочи и показателей выделительной функции животных.

Результаты исследования. В ходе исследований была сконструирована ингаляционная камера для крыс, подключаемая к наркозному аппарату, позволяющая проводить лабораторный контроль электрофизиологическими и функциональными методами в условиях ингаляционной анестезии. Апробация камеры при режиме подачи газа с концентрацией изофлурана 2,0 %, скоростью подачи 2,0 л/мин и отбора 8,0 л/мин, показала, что это оптимальный протокол осуществления общей анестезии у лабораторных крыс. Данные электрофизиологических, биохимических и функциональных параметров свидетельствовали о хорошей переносимости использованного анестезиологического протокола.

Обсуждение и заключение. Предложенная авторская разработка оптимизирует лабораторный контроль животных при проведении общей анестезии, способствует повышению качества результатов экспериментальных исследований, облегчает работу ученых-исследователей и может быть использована при разработке новых ветеринарных препаратов.

Ключевые слова: общая анестезия, лабораторный контроль, экспериментальные исследования, лабораторные крысы, ингаляционный наркоз, ингаляционная камера, электрофизиологические параметры

Для цитирования. Шебеко С.К. Оптимизация методов контроля общей анестезии лабораторных животных при разработке и экспериментальном изучении ветеринарных препаратов. *Ветеринарная патология*. 2026;25(2):25–33. <https://doi.org/10.23947/2949-4826-2026-25-2-25-33>

Optimization of General Anesthesia Monitoring Methods Used in Laboratory Animals during Development and Experimental Study of Veterinary Drugs

Sergei K. Shebeko  

Don State Technical University, Rostov-on-Don, Russian Federation

 shebeko_sk@mail.ru

Abstract

Introduction. Giving general anesthesia to animals is an important element of experimental research during the development and study of new veterinary drugs. Due to specific nature of general anesthesia and the need to use the potent sedatives and hypnotics, it has always been posing a risk to laboratory animals. In the frame of present-day veterinary research, the problem of proficient monitoring of anesthesia is extremely relevant, especially with regard to research involving laboratory rodents. The aim of the study is to develop and optimize laboratory monitoring methods of general anesthesia in animals during experimental studies of new veterinary drugs.

Materials and Methods. The study was conducted at the research laboratory of the Institute of Living Systems, DSTU, from January to May 2024. The experiment involved 20 Wistar rats of both sexes weighing 300–400 g that were subjected to inhalation anesthesia with isoflurane, using an RWD R520 anesthesia machine. The laboratory monitoring protocols were developed based on the electroencephalography (EEG), electrocardiography (ECG), respiratory rate, blood pressure, and body temperature parameters. The condition of animal organs and systems was assessed by means of biochemical blood and urine tests, as well as excretory function tests.

Results. An inhalation chamber connected to an anesthesia machine was designed for the study in rats. It allowed laboratory monitoring of animals' condition during inhalation anesthesia by electrophysiological and functional methods. A trial mode of the chamber using 2.0% isoflurane gas supply, at a flow rate of 2.0 l/min, and a withdrawal rate of 8.0 l/min had proved to be the optimal protocol for administering general anesthesia to laboratory rats. Electrophysiological, biochemical, and functional parameters demonstrated high tolerability of the anesthesia protocol used.

Discussion and Conclusion. The development proposed by the authors optimizes laboratory monitoring in animals during general anesthesia, contributes to improvement of quality of experimental research results, facilitates the work of researchers, and can be used during the development of new veterinary drugs.

Key words: general anesthesia, laboratory monitoring, experimental studies, laboratory rats, inhalation anesthesia, inhalation chamber, electrophysiological parameters

For Citation. Shebeko SK. Optimization of General Anesthesia Monitoring Methods Used in Laboratory Animals during Development and Experimental Study of Veterinary Drugs. *Russian Journal of Veterinary Pathology*. 2026;25(2):25–33. <https://doi.org/10.23947/2949-4826-2026-25-2-25-33>

Введение. Общая анестезия животных является неотъемлемым элементом не только ветеринарной практики, но и экспериментальных исследований лекарственных препаратов для ветеринарного применения. Лабораторный контроль в процессе осуществления анестезии является важным фактором ее успешного проведения [1]. Очевидно, что в силу своей специфики, необходимости применения сильнодействующих седативных и гипнотических средств, анестезия всегда представляет собой риск для лабораторных животных, особенно молодых, пожилых особей и животных с моделированными патологиями [2, 3, 4]. Осложнения в результате общей анестезии проявляются не только в виде ухудшения физиологических функций животного, состояния всех систем жизнеобеспечения, но и обострения патологического процесса, вплоть до летального исхода [5].

Согласно статистическим данным, плохая переносимость наркоза — весьма распространенное явление в ветеринарной практике [6]. Низкое качество выздоровления после общей анестезии у собак наблюдается в 29,1 % случаев, при этом 55,5 % из них необходима седация для контроля поведения [7]. Смертность больных животных в результате анестезии превосходит в 3,6 раза данный показатель в общей популяции животных (4,80 % против 1,35 %) [2], при этом у больных собак вероятность остановки сердца в результате анестезии в 23 раза выше, а вероятность смерти — в 24,5 раза больше, чем у здоровых [8]. Особое значение у больных животных имеет послеоперационная смертность, которая, по некоторым данным, достигает 47 % у собак, 61 % у кошек и 64 % у кроликов. В общей популяции животных летальности после анестезии и седации в наибольшей степени подвержены именно кролики, у

которых риск смерти больше в 8 раз, чем у собак (1,39 % против 0,17 %) [9].

В настоящее время остро стоит проблема грамотного анестезиологического сопровождения при работе с животными, надлежащего обследования и выполнения рекомендаций, как в экспериментальных исследованиях, так и в ветеринарной медицине [10, 11]. Особенно значима эта проблема при работе с мелкими грызунами, являющимися основными тест-системами в медико-биологических исследованиях, из-за их небольшого размера и особенностей метаболизма [12]. Возможности отечественных ученых в области экспериментальных ветеринарных исследований имеют существенные ограничения, связанные с доступом к современным технологиям, лекарственным препаратам и оборудованию, особенно при проведении контроля общей анестезии лабораторных грызунов. Таким образом, научный интерес представляет совершенствование подходов к осуществлению общей анестезии и лабораторному контролю ее проведения в экспериментальной практике для повышения безопасности животных.

Цель исследования — разработка и оптимизация методов контроля общей анестезии лабораторных животных для повышения эффективности и безопасности экспериментальных исследований новых ветеринарных препаратов.

Материалы и методы. Исследование проведено на базе научно-исследовательской лаборатории «Фармакология и экспериментальная патология» Института живых систем ДГТУ (г. Ростов-на-Дону) в период с января по май 2024 г. В эксперименте было задействовано 20 крыс линии Wistar обоих полов массой 300–400 г. Все животные содержались на стандартном рационе при свободном доступе к воде согласно действующим санитарным нормам [13].

При выполнении исследований придерживались общих принципов биоэтики [14] и Директивы 2010/63/EU Европейского Парламента и Совета ЕС «О защите животных, используемых в научных целях» (Брюссель, 2010) [15]. Все манипуляции, вызывающие боль и страдания, и выведение животных из опыта проводились с использованием адекватной анестезии и анальгезии [16]. Протокол исследования был рассмотрен Локальным независимым этическим комитетом ДГТУ (заключение № 4 от 09.10.2023 г.).

Общую анестезию животных осуществляли с помощью наркозного аппарата для животных RWD R520 (RWD Life Science, США) и изофлурана (Laboratories Karizoo, S.A., Испания).

С помощью кардиореспираторного комплекса для мелких лабораторных животных «КОКС-2» (Medical Computer Systems Ltd., РФ) проводили электрокардиографию (ЭКГ) миокарда, оценивали

частоту сердечных сокращений (ЧСС) и частоту дыхания (ЧД) [17, 18]. Уровень артериального давления (АД) оценивали неинвазивным петизмометрическим методом [19] с помощью системы неинвазивного измерения кровяного давления грызунов «Систола» с подогревающей платформой «Флогистон» (ООО «Нейробиотикс», РФ). Интенсивность мозговой деятельности оценивали методом электроэнцефалографии (ЭЭГ) [20] с помощью компьютерного электроэнцефалографа для ветеринарии «Нейрон-Спектр-1В» (ООО «Нейрософт», РФ). Температуру (Т) тела животных оценивали с помощью ветеринарного ректального цифрового термометра Замер-1 в исполнении 2-ректальный (ООО «Замер», РФ). В ходе лабораторных наблюдений оценивали также pedalный, глотательный и зрачковый рефлекс у животных.

Для оценки функционального состояния органов и систем животных до и после анестезии проводили ряд биохимических исследований крови и мочи. Кровь получали из хвостовой вены в количестве до 0,5 мл за одно взятие. В нативной крови определяли концентрацию глюкозы с помощью глюкометра OneTouch Verio Reflect (LifeScan Europe GmbH, Швейцария). В сыворотке крови с помощью наборов «Диакон-ДС» и спектрофотометра SPECTROstar Nano (BMG Labtech, Германия) определяли содержание креатинина, активность аспаратаминотрансферазы (АсАТ) и аланинаминотрансферазы (АлАТ) [21]. Мочу получали с помощью обменных клеток («Открытая Наука», РФ) при длительности сбора 2 ч. В ней также определяли содержание креатинина, после чего рассчитывали скорость клубочковой фильтрации (СКФ) по клиренсу эндогенного креатинина [22].

Полученные результаты обрабатывали методами описательной статистики, проверяли на нормальность по критерию Шапиро-Уилка и представляли, как среднее арифметическое $\pm$ стандартная ошибка среднего ($M \pm m$). Статистический анализ межгрупповых различий проводили методом однофакторного дисперсионного анализа (ANOVA) с апостериорным тестом Тьюки [23]. Вычисления производили с помощью программ IBM SPSS Statistics v. 22 (IBM Corp., США) и MS Excel 2016 (Microsoft Corp., США). Различия показателей считали статистически значимыми при уровне вероятности $p < 0,05$.

Результаты исследования. Общая ингаляционная анестезия по показателям эффективности и безопасности является наиболее предпочтительным подходом для экспериментальных исследований, поскольку позволяет полностью контролировать состояние животного с помощью сочетания двух основных параметров: концентрации ингаляционного анестетика и скорости подачи газовой смеси. Данный метод позволяет не только быстро ввести животное в гипнотическое состояние, но и мгновенно вывести,

прекратив подачу газа, практически без негативных последствий. В связи с этим в представленной работе предложено усовершенствование методов лабораторного контроля именно для этого подхода.

Известно, что ингаляционные анестетики, особенно изофлуран, несут опасность для специалистов, постоянно контактирующих с ними в процессе работы [24]. Стандартные маски, входящие в комплектацию наркозного аппарата для животных RWD R520, не предполагают герметичности и характеризуются неизбежной утечкой газа. Для решения данной проблемы была сконструирована герметичная ингаляционная камера для крыс, которая позволяла использовать методы лабораторного контроля на основе съема электрофизиологических параметров. Объем камеры был рассчитан таким образом, чтобы обеспечить возможность установки ЭЭГ-электродов на поверхность головы животного и дыхательный датчик кардиореспираторного комплекса при минимальном рабочем объеме газовой смеси. При этом также сохранялась возможность установки ЭКГ-датчиков на туловище, манжеты для измерения артериального давления на хвост и ректального термометра в анальное отверстие животного. Реализация всех вышеперечисленных элементов контроля возможна только при использовании камеры, в которую помещается голова животного и свободной остается остальная часть тела, применение стандартных индукционных камер для ингаляционной анестезии с этой целью невозможно.

Камера была выполнена из прозрачного поликарбоната с наружными размерами 100×100×60 мм и внутренним объемом 500 см³ (рис. 1). Для подачи газовой смеси в камеру был использован штуцер стандарта DIN с внутренним диаметром 6 мм, а для отбора отработанного газа — штуцер стандарта 22М с внутренним диаметром 18 мм, которые располагались друг напротив друга, чтобы обеспечить однонаправленность газового потока, так чтобы в нем находились входные отверстия дыхательных органов

животного. Соотношение сечения входящего и выходящего штуцеров 1:3 обеспечивало поток газовой смеси от точки ввода к точке отбора газа. На этапе конструирования и сборки ингаляционной камеры были использованы 6 особей.

Решением данной задачи также послужила не только сама конструкция камеры, способа ввода в нее верхней части тела животного, но и применение принудительного отбора газа из неё с помощью аппарата эвакуации газов и сменных газовых фильтров, входящих в комплектацию наркозного аппарата. Данные приспособления предназначены для поглощения и связывания излишков ингаляционного анестетика, тем самым обеспечивая безопасность работы. В текущем эксперименте применяли два эвакуационных аппарата RWD Life Science, имеющих функцию взвешивания газового фильтра: R546-Pro с принудительным отбором газа и R548 без него, с соответствующими газовыми фильтрами R510-31-6 и R510-31S-6.

В ходе общей анестезии животное подвергали воздействию изофлурана в индукционной камере, после чего укладывали на подогреваемый экспериментальный столик, фиксировали, помещали голову в ингаляционную камеру, накладывали ЭЭГ-электроды, устанавливали датчик дыхания, далее фиксировали ЭКГ-электроды, закрывали ингаляционную камеру и начинали подачу в нее газовой смеси (рис. 2). После этого хвост животного помещали на подогреваемый столик Флогистон, накладывали манжету для измерения АД и устанавливали ректальный термометр. В таком состоянии животное находилось в течение всей процедуры общей анестезии для осуществления лабораторного контроля, отработки данной методики и съема соответствующих физиологических показателей. Полученные данные подвергались анализу на предмет эффективности предложенных методов контроля и безопасности апробированного протокола общей анестезии.

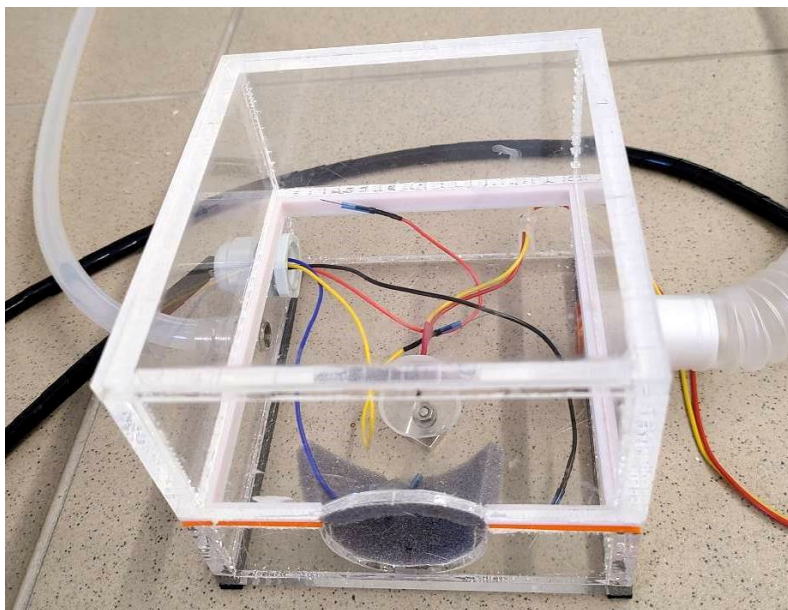


Рис. 1 Опытный образец ингаляционной камеры для проведения общей анестезии у крыс

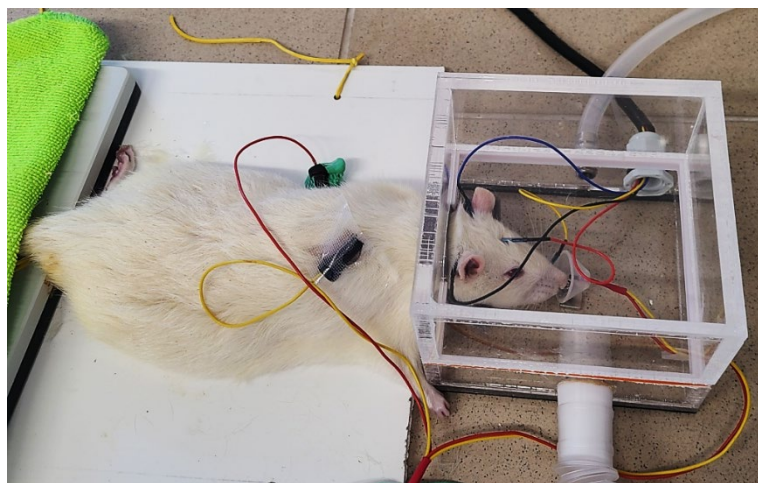


Рис. 2. Крыса Wistar под ингаляционным наркозом с применением разработанной ингаляционной камеры в контролируемом состоянии

В ходе выполнения исследования было применено два режима подачи наркоза — с использованием активного и пассивного отбора газов, при этом показатели концентрации и скорость подачи подбирались так, чтобы воздействие на животное было минимальным. В процессе подбора ориентировались на глубину наркоза крыс, определяя его стадии по состоянию животного, уровню рефлексов и физиологическим параметрам.

В результате было использовано два режима подачи газа:

1-й режим: концентрация изофлурана 2,0 %, скорость подачи 2,0 л/мин, скорость отбора 8,0 л/мин;

2-й режим: концентрация изофлурана 1,5 %, скорость подачи 2,0 л/мин, без принудительного отбора газа.

В соответствии с этими режимами было сформировано 2 группы животных по 7 голов, которые были подвергнуты воздействию общей анестезии с оценкой методов лабораторного контроля на основании снятых физиологических параметров.

В ходе исследования у животных, находящихся под ингаляционным наркозом, постоянно фиксировали электроэнцефалограмму (рис. 3) и с помощью программного обеспечения рассчитывали показатели ЭЭГ (таблица 1).



Рис. 3 Пример электроэнцефалограммы крысы, находящейся в состоянии общей анестезии

Таблица 1

Показатели электроэнцефалограммы крыс в состоянии общей анестезии через 30 мин после индукции

Показатели ЭЭГ	1-я группа (n=7)	2-я группа (n=7)
Максимальная амплитуда, мкВ	130,2±13,7	112,7±11,0
Средняя амплитуда, мкВ	19,3±2,2	15,8±1,6
Дельта-ритм, мкВ	45,6±4,5	58,7±5,5
Тета-ритм, мкВ	33,5±3,5	37,2±4,0
Альфа-ритм, мкВ	31,4±3,2	20,3±2,7*
Бета-НЧ-ритм, мкВ	11,7±1,5	10,2±1,3
Бета-ВЧ-ритм, мкВ	10,7±1,2	5,9±1,0*

Примечание: * — отличия достоверны относительно животных 1-й группы ($p < 0,05$).

Для анализа ЭЭГ использовали общие показатели максимальной и средней амплитуд, а также показатели средних амплитуд пяти основных ритмов: дельта-ритма с частотой 0,5-3,0 Гц, тета-ритма (4,0-6,0 Гц), альфа-ритма (8,0-13,0 Гц), низких частот бета-диапазона (13,0-18,0 Гц) и высоких частот бета-диапазона (18,0-32,0 Гц) [20]. Анализ амплитуд спектров позволяет определить преобладающий тип ритма ЭЭГ и на основании этого сделать вывод о степени погружения животного в наркоз, ослаблении гипнотического действия анестетиков, или наоборот, избыточной глубине анестезии с опасностью летального исхода, а также зафиксировать момент развития агонального состояния или клинической смерти.

Результаты, представленные в таблице 1, свидетельствуют о большей глубине наркоза у крыс, получавших анестезию при 2-м режиме подачи газовой смеси, по сравнению с первой группой. Это подтверждается недостоверным снижением максимальной и средней амплитуд ЭЭГ, повышением преобладания дельта-ритма ($p > 0,05$) и достоверным снижением амплитуд альфа- и бета-ритма высоких частот ($p < 0,05$).

Кроме того, при проведении общей анестезии у крыс снимали кардиореспираторные параметры (рис. 4), а также

показатели АД и температуры тела через 10 мин после индукции анестезии и через 30 мин — перед завершением эксперимента. Данные представлены в таблице 2.

Полученные результаты свидетельствуют, что при воздействии на животных общей анестезии при 2-м исследуемом режиме наблюдается достоверное снижение ЧСС на 18,5 %, вольтажа зубца R в 1,6 раза, а также частоты дыхания на 20,7 % ($p < 0,05$). Данная картина говорит об угнетении функций сердечно-сосудистой и дыхательной систем, которое было более выраженным, чем в первой группе (таблица 2).

При этом во второй группе также наблюдалось достоверное снижение у животных систолического и среднего показателей АД на 16,7 % и 14,3 % соответственно ($p < 0,05$). К концу эксперимента у крыс в этой группе показатель температуры тела достоверно снижался до 33,1 °С, что было статистически меньше, чем у животных первой группы ($p < 0,05$). Это также свидетельствует о снижении функционального состояния сердечно-сосудистой системы, общем угнетении функций организма, что было более характерно для животных под 2-м режимом общей анестезии, и коррелирует с предыдущими показателями.

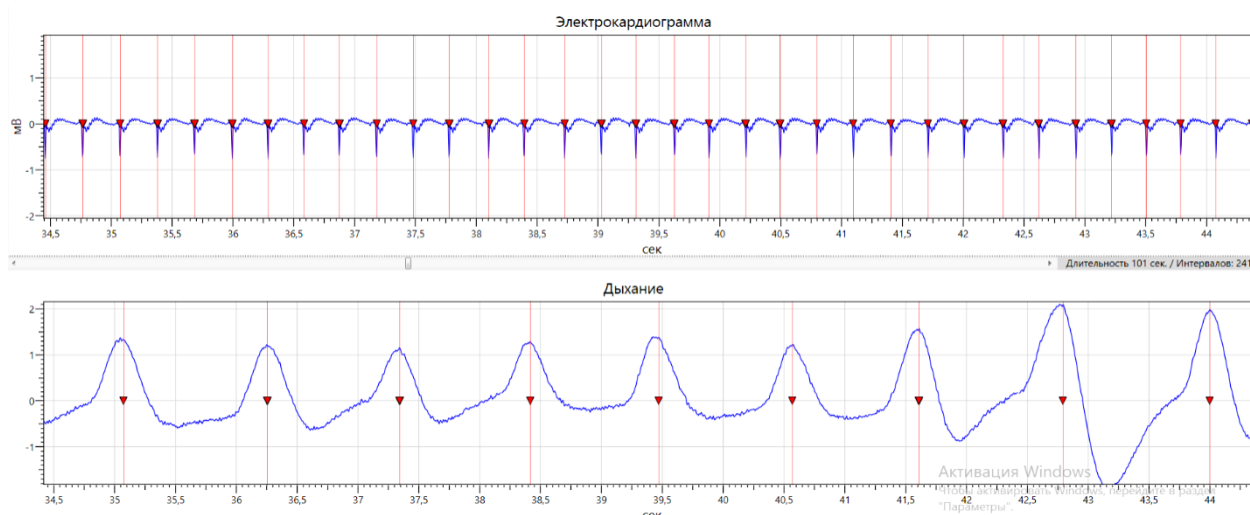


Рис. 4. Пример записи кардиореспираторных данных крысы, находящейся в состоянии общей анестезии

Таблица 2

Влияние исследуемых режимов ингаляционной анестезии на кардиореспираторные параметры и температуру крыс

Исследуемый показатель		1-я группа (n=7)		2-я группа (n=7)	
		10 мин	30 мин	10 мин	30 мин
ЧСС, уд/мин		225±12	215±10	222±13	181±11*/**
Вольтаж зубца R, мВ		0,85±0,03	0,78±0,05	0,80±0,05	0,52±0,07*/**
ЧД, дв./мин		55±3	50±4	53±5	42±3*
АД, мм рт. ст.	систолическое	121,2±4,4	115,1±3,5	119,7±3,8	99,4±2,3*/**
	диастолическое	78,1±2,8	75,6±2,5	79,2±3,0	71,3±3,3
	среднее	99,6±3,5	95,3±3,1	98,1±4,2	84,9±3,1*/**
Т, °С		37,8±0,2	35,2±0,2*	37,5±0,3	33,1±0,5*/**

Примечания: * — отличия достоверны относительно исходных данных ($p<0,05$);

** — отличия достоверны относительно животных 1-й группы ($p<0,05$).

Помимо этого, перед началом и после проведения параметров с оценкой функционального состояния анестезии у животных определяли ряд биохимических почек, которые представлены в таблице 3.

Таблица 3

Биохимические параметры и функциональные показатели почек крыс под воздействием общей анестезии

Исследуемый показатель	1-я группа (n=7)		2-я группа (n=7)	
	до анестезии	после анестезии	до анестезии	после анестезии
Глюкоза крови, ммоль/л	4,61±0,18	4,24±0,17	4,80±0,19	3,76±0,19*/**
Креатинин крови, мкмоль/л	45,65±3,17	39,04±2,68	42,15±2,89	55,56±3,86*/**
АсАТ, мккат/л	0,75±0,02	0,71±0,02	0,69±0,07	0,78±0,05
АлАТ, мккат/л	0,36±0,02	0,38±0,01	0,40±0,03	0,66±0,02*/**
Креатинин мочи, ммоль/л	2,64±0,37	2,11±0,18	2,26±0,18	3,54±0,32*
СКФ, мл/сут	410,4±28,5	380,5±18,6	389,4±14,3	315,6±8,2*/**

Примечания: * - отличия достоверны относительно исходных данных ($p<0,05$);

** - отличия достоверны относительно животных 1-й группы ($p<0,05$).

Полученные данные показывают, что под воздействием общей анестезии при 1-м режиме подачи газовой смеси у животных не наблюдается статистически достоверной динамики основных биохимических показателей крови и функциональных показателей почек. Наблюдаются только отдельные тенденционные изменения. Это говорит о хорошем

состоянии органов и систем, таких как печень, сердце и мочевыделительная система, после перенесенной общей анестезии. Данная картина свидетельствует о хорошей переносимости использованного анестезиологического протокола.

В то же время, при использовании 2-го режима введения газовой смеси наблюдалось достоверное

снижение уровня гликемии на 21,7 % ($p < 0,05$), повышение активности АлАТ в 1,7 раза ($p < 0,05$), увеличение креатинина крови на 31,8 % ($p < 0,05$), мочи — в 1,6 раза ($p < 0,05$) и соответствующее падение уровня СКФ на 18,8 % ($p < 0,05$). Все вышеизложенное говорит о поражении ряда органов и систем животных в результате проведения общей анестезии. Прежде всего, стоит отметить угнетение почечной функции, о чем свидетельствует показатель СКФ. А также активацию процессов цитолиза, что может возникнуть вследствие поражения печени под воздействием ингаляционного анестетика. Падение гликемии также укладывается в общую картину и свидетельствует об истощении животных в процессе проведения наркоза.

Данная картина коррелирует с результатами лабораторных наблюдений. Животные находились в очень глубокой стадии наркоза (ориентировочно 3-4), наблюдалось выраженное угнетение дыхания, которое становилось редким и глубоким, и сердечно-сосудистой функции. Показатели ЭЭГ также находились в угнетенном состоянии. В целом это свидетельствует о плохой переносимости 2-го режима наркоза при выбранной длительности его применения. Такое воздействие изофлурана может быть объяснено застоем газовой смеси в ингаляционной камере вследствие отсутствия принудительного отбора газа, снижением в ней содержания воздуха и, как следствие, парциального давления кислорода, что в итоге привело

к глубокой гипоксии животных и, как следствие, к ухудшению резистентности органов и тканей к условиям данного анестезиологического режима.

Обсуждение и заключение. Полученные результаты демонстрируют высокую эффективность разработанного приспособления — ингаляционной камеры для крыс, подключаемой к наркозному аппарату, — для лабораторного контроля животных в процессе проведения общей анестезии ингаляционным методом. Анализ результатов говорит о выраженной корреляции электрофизиологических, функциональных и биохимических показателей животных, которые в комплексе дают возможность осуществить разностороннюю оценку безопасности анестезиологического протокола.

Таким образом, предложенная ингаляционная камера позволяет осуществлять контроль проведения общей анестезии с помощью электрофизиологических методов, которые являются объективными, чувствительными, высокоинформативными и хорошо коррелируют с результатами биохимических и функциональных исследований животных. Данный подход перспективен для внедрения в практику экспериментального изучения лекарственных препаратов для ветеринарного применения, может способствовать повышению качества результатов научно-исследовательской работы и облегчению задач исследователей.

Список литературы / References

1. Бетшарт-Вольфенсбергер Р., Стекольников А.А., Племяшов К.В., Нечаев А.Ю. *Общая анестезия и эвтаназия в ветеринарии: учебное пособие*. Санкт Петербург: Проспект Науки, 2024. 376 с.
Betshart-Wolfensberger R, Stekolnikov AA, Plemashov KV, Nechaev AYU. *General Anesthesia and Euthanasia In Veterinary Medicine: A Textbook*. Saint Petersburg: Prospect Nauki; 2024. 376 p. (In Russ.).
2. Bille C, Auvigne V, Bomassi E, Durieux P, Libermann S, Rattez E. An Evidence-Based Medicine Approach to Small Animal Anaesthetic Mortality in a Referral Practice: The Influence of Initiating three Recommendations on Subsequent Anaesthetic Deaths. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 2014;41(3):249–258. <https://doi.org/10.1111/vaa.12116>
3. Baetge CL, Matthews NS. Anesthesia and Analgesia for Geriatric Veterinary Patients. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*. 2012;42(4):643–653. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2012.05.001>
4. Bille C, Auvigne V, Libermann S, Bomassi E, Durieux P, Rattez E. Risk of Anaesthetic Mortality in Dogs and Cats: An Observational Cohort Study of 3546 Cases. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 2012;39(1):59–68. <https://doi.org/10.1111/j.1467-2995.2011.00686.x>
5. Grubb T, Sager J, Gaynor JS, Montgomery E, Parker JA, Shafford H, Tearney C. 2020 AAHA Anesthesia and Monitoring Guidelines for Dogs and Cats. *Journal of American Animal Hospital Association*. 2020;56(2):59–82. <https://doi.org/10.5326/jaaha-ms-7055>
6. Pinho RH, Nasr-Esfahani M, Pang DSJ. Medication Errors in Veterinary Anesthesia: A Literature Review. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 2024;51(3):203–226. <https://doi.org/10.1016/j.vaa.2024.01.003>
7. Jones H, Robson K, Maddox T, Alderson B. Incidence of and Risk Factors for Poor Recovery Quality in Dogs Recovering from General Anaesthesia-A Prospective Case Control Study. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 2024;51(3):227–234. <https://doi.org/10.1016/j.vaa.2023.12.002>
8. Varkoulis K, Savvas I, Anagnostou T, Kazakos G, Pavlidou K. A Retrospective Study on Canine and Feline Mortality during Anaesthesia at a University Clinic in Greece. *Animals*. 2023;13(15):2486. <https://doi.org/10.3390/ani13152486>
9. Brodbelt DC, Blissitt KJ, Hammond RA, Neath PJ, Young LE, Pfeiffer DU, Pfeiffer DU. The Risk of Death: The Confidential Enquiry into Perioperative Small Animal Fatalities. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 2008;35(5):365–373. <https://doi.org/10.1111/j.1467-2995.2008.00397.x>
10. Reiser K, Schroers M, Reese S, Meyer-Lindenberg A. Gängige veterinärmedizinische Praxis in der Kleintieranästhesie – eine Onlineumfrage unter Kleintierpraktikern in Europa [Common Veterinary Practice in Small Animal Anesthesia — An Online Survey among Small Animal Practitioners in Europe]. *Tierärztliche Praxis Ausgabe K: Kleintiere Heimtiere*. 2021;49(5):325–334. <https://doi.org/10.1055/a-1543-5167>
11. Truchetti G, Otis C, Brisville AC, Beauchamp G, Pang D, Troncy E. Management of Veterinary Anesthesia in Small Animals: A Survey of Current Practice in Quebec. *PLoS One*. 2020;15(1):e0227204. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0227204>
12. Bennett K, Lewis K. Sedation and Anesthesia in Rodents. *Veterinary Clinics of North America Exotic Animal Practice*. 2022;25(1):211–255. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2021.08.013>
13. ГОСТ 33216-2014. *Руководство по содержанию и уходу за лабораторными животными. Правила содержания и ухода за лабораторными грызунами и кроликами*. Издание официальное. Москва: Стандартинформ; 2016. 16 с.
GOST 33216-2014. *Guidelines for the Care and Maintenance of Laboratory Animals. Rules for the Care and Maintenance of Laboratory Rodents and Rabbits*. Official Edition. Moscow: Standartinform; 2016. 16 p. (In Russ.).
14. Kalkan KK, Kekceoglu M. Ethical Principles and Rules in Experimental Animal Studies: A Comprehensive Review. *Duzce Medical Journal*. 2024;26(S1):1–13. <https://doi.org/10.18678/dtfd.1497730>
15. Directive 2010/63/EU of the European Parliament and of the Council of 22 September 2010 on the Protection of Animals Used for Scientific Purposes. *Official Journal of the European Union*. 2010; Document 32010L0063. URL: <https://eur-lex.europa.eu/eli/dir/2010/63/oj>
16. Flecknell P. *Laboratory Animal Anesthesia*. 4th Ed. London: Academic Press, 2015. 350p.
17. Лычева Н.А., Макарова М.Н., Макаров В.Г., Рыбакова А.В. Влияние различных видов анестезии на параметры электрокардиограммы у крыс. *Лабораторные животные для научных исследований*. 2018;2:16–23. <https://10.29296/2618723X-2018-02-02>
- Lycheva NA, Makarova MN, Makarov VG, Rybakova AV. Effect of Different Species of Anesthesia on Electrocardiogram Parameters in Rats. *Laboratory Animals for Science*. 2018;2:16–23. (In Russ.). <https://10.29296/2618723X-2018-02-02>
18. Caracciolo SF, Bertran GC, Arini PD. Electrocardiography in Wistar Rat Experimental Model: Analysis and Characterization. *Sistema Nacional de Repositorios Digitales*. 2018. URL: https://repositoriosdigitales.min-cyt.gob.ar/vufind/Record/CONICETDig_3359662e317b0cc411c85e6d4108a7da

19. Allen PS, Dell'Italia LJ, Esvelt M, Conte ML, Cadillac JM, Myers DD. Cardiovascular Research. In: Suckow MA, Hankenson FC, Wilson RP, Foley PL (Eds). *The Laboratory Rat*. 3rd Ed: Elsevier; 2020. P. 927–965. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814338-4.00025-8>
20. Каркищенко Н.Н., Грачев С.В. *Руководство по лабораторным животным и альтернативным моделям в биомедицинских технологиях*. Москва; 2010. 344 с.
- Karkischenko NN, Grachev SV. *Handbook on Laboratory Animals and Alternative Models in Biomedical Technologies*. Moscow; 2010. 344 p. (In Russ.).
21. Rifai N, Horvath AR, Wittwer CT. *Tietz Fundamentals of Clinical Chemistry and Molecular Diagnostics*. 8th Ed. St. Louis: Elsevier Health Science; 2019. 1062 p.
22. Koeppen BM, Stanton BA. *Renal Physiology*. 6th Ed. Philadelphia: Elsevier; 2019. 248 p.
23. Islam MA, Al-Shiha A. *Foundations of Biostatistics*. Singapore: Springer; 2018. 474 p.
24. Pokhrel LR, Grady KD. Risk Assessment of Occupational Exposure to Anesthesia Isoflurane in the Hospital and Veterinary Settings. *Science of the Total Environment*. 2021;783:146894. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.146894>

Об авторе:

Шебеко Сергей Константинович, доктор фармацевтических наук, профессор, заведующий кафедрой «Биотехнические и медицинские системы и технологии» Донского государственного технического университета (344003, РФ, г. Ростов-на-Дону, пл. Гагарина, 1), [ORCID](#), shebeko_sk@mail.ru

Конфликт интересов: автор заявляет об отсутствии конфликта интересов.

Автор прочитал и одобрил окончательный вариант рукописи.

About the Author:

Sergei K. Shebeko, Dr.Sci.(Pharmacy), Professor, Head of the Department of Biotechnical and Medical Systems and Technologies, Don State Technical University (1, Gagarin Square, Rostov-on-Don, 344003, Russian Federation), [ORCID](#), shebeko_sk@mail.ru

Conflict of Interest Statement: the author declares no conflict of interest.

The author has read and approved the final manuscript.

Поступила в редакцию / Received 28.04.2026

Поступила после рецензирования / Reviewed 25.05.2026

Принята к публикации / Accepted 28.05.2026