

Peculiarities of anesthetic provision and techniques of surgical interventions in rats

B. Kyrychko✉ | K. Shepel

Article info

Correspondence Author

B. Kyrychko

E-mail:

kaf.chir@ukr.net

Poltava State Agrarian
University,
Skovoroda Str., 1/3, Poltava,
36000, Ukraine

Citation: Kyrychko, B., & Shepel, K. (2025). Peculiarities of anesthetic provision and techniques of surgical interventions in rats. *Scientific Progress & Innovations*, 28(3), 290–294. doi: 10.31210/spi2025.28.03.45

The contemporary approaches to anesthetic provision and surgical interventions in pet rats within veterinary practice are considered in the article, taking into account the animals' physiological and age-related characteristics. The aim of the study is to summarize clinically relevant anesthesia protocols based on international recommendations and practical experience, with an emphasis on humane treatment and ensuring animal welfare. The methodology included literature analysis, clinical observations, and testing of combined anesthesia schemes in rats during scheduled surgical interventions. It was found that the choice of anesthetic approach depends on the type of intervention, the physiological condition of the animal, equipment availability, and post-operative care requirements. For short-term procedures, injectable sedation using medetomidine, midazolam, or dexmedetomidine combined with buprenorphine is recommended, providing stable anesthesia without the need for specialized equipment. For medium-duration surgeries, analgesic injection protocols are expedient, while inhalation anesthesia with isoflurane or sevoflurane is optimal for prolonged or abdominal operations. Premedication with atropine, α_2 -agonists, and opioids helps reduce stress, stabilize vital indicators, and improve induction quality. Monitoring of vital functions (respiration, heart rate, thermoregulation, reflexes) is conducted every 5-15 minutes. Within the clinical practice of Poltava State Agrarian University (PSAU), castrations and excisions of neoplasms were carried out using inhalation anesthesia, demonstrating stable physiological parameters and rapid recovery of activity. Post-operative care includes thermal support, isolation, and analgesia, ensuring both humane treatment and clinical effectiveness of interventions. The obtained results enable to formulate practical recommendations for selecting anesthetic protocols depending on the type of surgery and the animal's condition, thereby contributing to the standardization of veterinary care for rats.

Keywords: rats, surgical operations, anesthetic support, surgical technique.

Особливості анестезіологічного забезпечення й техніки хірургічних втручань у щурів

Б. П. Киричко | К. Ю. Шепель

Полтавський державний
аграрний університет,
м. Полтава, Україна

У статті розглянуто сучасні підходи до анестезіологічного забезпечення та хірургічних втручань у декоративних щурів у межах ветеринарної практики, з урахуванням фізіологічних та вікових особливостей тварин. Метою роботи є узагальнення клінічно релевантних протоколів анестезії, що базуються на міжнародних рекомендаціях та практичному досвіді, з акцентом на гуманне поводження та забезпечення добробуту пацієнтів. Методологія включала аналіз літературних джерел, клінічні спостереження та апробацію комбінованих схем наркозу у щурів під час планових оперативних втручань. Встановлено, що вибір анестезіологічного підходу залежить від типу маніпуляції, фізіологічного стану тварини, доступності обладнання та потреби в післяопераційному догляді. Для короткотривалих процедур рекомендовано ін'єкційну седацію на основі медетомідину, мідазоламу або дексмедетомідину з бупренорфіном, що забезпечує стабільний рівень наркозу без потреби в спеціалізованому обладнанні. У випадках середньої тривалості доцільним є застосування анальгетичних ін'єкційних схем, тоді як для тривалих або абдомінальних втручань оптимальним методом є інгаляційна анестезія ізофлураном або севофлураном. Премедикація атропіном, α_2 -агоністами та опіоїдами дозволяє знизити стрес, стабілізувати життєві показники та покращити якість індукції. Моніторинг життєвих функцій (дихання, серцевий ритм, терморегуляція, рефлекси) здійснюється кожні 5–15 хвилин. У межах клінічної практики ПДАУ проведено кастрації та ексцизії новоутворень із застосуванням інгаляційної анестезії, що продемонструвало стабільність фізіологічних показників та швидке відновлення активності. Післяопераційний догляд включає термосупровід, ізоляцію, аналгезію, що забезпечує гуманність та клінічну ефективність втручань. Отримані результати дозволяють сформулювати практичні рекомендації щодо вибору анестезіологічного протоколу залежно від типу операції та стану тварини, сприяючи стандартизації ветеринарної допомоги щурам.

Ключові слова: щури, хірургічні операції, анестезіологічне забезпечення, хірургічна техніка.

Бібліографічний опис для цитування: Киричко Б. П., Шепель К. Ю. Особливості анестезіологічного забезпечення й техніки хірургічних втручань у щурів. *Scientific Progress & Innovations*. 2025. № 28 (3). С. 290–294.

Вступ

Незважаючи на різноманіття анестезіологічних схем, що використовуються у клінічній та експериментальній практиці, їх застосування часто потребує індивідуального підходу з урахуванням вікових, фізіологічних і порідних особливостей тварин. Відсутність універсальних протоколів анестезії та хірургії у щурів ускладнює стандартизацію ветеринарних втручань і може негативно позначитися на добробуті тварин [1–6].

Згідно з останніми міжнародними публікаціями [7–12], практика ветеринарної анестезії щурів базується на комбінованому підході, що поєднує інгаляційні засоби (ізофлуран, севофлуран) з ін'єкційними препаратами, такими як медетомідин та пропофол. Дослідники наголошують на важливості ретельного моніторингу життєво важливих показників, контролю терморегуляції та підбору дозування відповідно до віку, ваги та фізіологічного стану тварини [2, 5–15]. Крім того, практична ветеринарія стикається з необхідністю адаптації протоколів для різних типів оперативних втручань – від простих лапаротомій до тривалих хірургічних маніпуляцій [16–22]. Враховуючи значну варіативність хірургічних технік та анестетичних засобів, актуальним є створення узагальнених рекомендацій щодо практичного підходу до анестезії та оперативного втручання у щурів у ветеринарній практиці.

Мета дослідження

Метою дослідження є експериментальне обґрунтування й апробація клінічно релевантних методів анестезіологічного забезпечення та хірургічних втручань у декоративній і лабораторних щурів, враховуючи сучасні протоколи, доступні засоби й необхідність гуманного поводження з тваринами.

Таблиця 1

Порівняльна характеристика інгаляційної та ін'єкційної анестезії у декоративних і лабораторних щурів

Критерій	Інгаляційна анестезія	Ін'єкційна анестезія (без кетаміну)
Тип препаратів	Ізофлуран, севофлуран	Медетомідин, мідазолам, бупренорфін, пропофол
Шлях введення	Через дихальні шляхи (маска, камера)	Внутрішньом'язово, внутрішньочеревно, внутрішньовенно
Контроль глибини наркозу	Високий, титрується в реальному часі	Обмежений, залежить від дози та метаболізму
Індукція та пробудження	Швидкі, регульовані	Залежні від препарату, можуть бути тривалими
Тривалість дії	Регульована, залежить від концентрації	Фіксована, залежить від фармакокінетики
Безпека для пацієнта	Висока за належного моніторингу	Помірна, підвищений ризик передозування або гіпотермії
Потреба в обладнанні	Випарник, маска, система відведення газів	Не потребує спеціального обладнання
Можливість реверсії	Відсутня	Можлива при використанні медетомідину (атипамезол)
Анальгезія після пробудження	Відсутня, потребує додаткових анальгетиків	Можлива за використання бупренорфіну або мелоксикаму
Ризик гіпотермії	Високий, потребує термосупроводу	Високий, особливо за тривалого наркозу
Застосування у польових умовах	Обмежене	Зручне, особливо при відсутності газового обладнання
Підходить для тривалих втручань	Так	Обмежено, залежить від комбінації
Підходить для коротких процедур	Так	Так
Вплив на дихальну систему	Мінімальний, можливий бронходилатативний ефект	Можлива депресія дихання, зміни газообміну
Вартість застосування	Висока (обладнання + препарати)	Помірна, залежить від комбінації
Вплив на якість дослідження	Висока відтворюваність, стабільність параметрів	Варіативність, залежність від метаболізму

Матеріали і методи

Наукову роботу виконували в умовах навчально-наукової лабораторії та навчально-науково-виробничої клініки ветеринарної медицини кафедри хірургії та акушерства Полтавського державного аграрного університету.

Об'єктом дослідження були анестезіологічне забезпечення та оперативні втручання у декоративних та лабораторних щурів. Для загального знеболювання використовували набір ін'єкційних, інгаляційних анестетиків та засобів для премедикації.

Для виконання й моніторингу інгаляційного наркозу застосовували ветеринарний наркозодихальний апарат «VETA 5» (Mindray, Китай) та ветеринарний монітор пацієнта «Vetal 3» (Mindray, Китай). Хірургічні втручання виконували з допомогою височастотного електрохірургічного апарату EXBЧ-200 «Надія» (ТОВ «НДІ прикладної електроніки», Україна).

Дослідження виконували відповідно з вимогами Закону України «Про захист тварин від жорстокого поводження» та «Європейської конвенції про захист хребетних тварин, що використовуються для дослідних та інших наукових цілей» (Страсбург, 1986 р.).

Результати та їх обговорення

У ветеринарній практиці з щурами вибір анестезіологічного підходу ми ґрунтували на комплексній оцінці клінічних чинників, що включають характер хірургічного втручання, фізіологічний стан пацієнта, доступність обладнання та потребу в післяопераційному догляді. Раціональне рішення щодо типу наркозу дозволяє мінімізувати ризики ускладнень, забезпечити ефективну анальгезію та підтримати добробут тварини упродовж усього періопераційного періоду (*табл. 1*).

У разі короткотривалих діагностичних або малоінвазивних маніпуляцій, які не супроводжуються вираженим больовим синдромом, доцільним є застосування ін'єкційної анестезії. Комбінації, що не містять контрольованих речовин, зокрема медетомідину з мідазоламом або дексмететомідину з бупренорфіном, здатні забезпечити стабільний рівень наркозу та придатні для клінічного використання без спеціальної ліцензії. У випадках середньої тривалості та операцій з помірним інвазивним навантаженням рекомендуємо використовувати ін'єкційні схеми з анагетичним супроводом, які дозволяють уникнути використання обладнання та зберігають мобільність ветеринарного фахівця.

Натомість, за тривалих чи абдомінальних хірургічних втручань, що потребують точного

контролю глибини наркозу, оптимальним методом є інгаляційна анестезія з використанням ізофлурану або севофлурану. Цей тип наркозу забезпечує можливість титрування в реальному часі, дозволяє швидко адаптувати глибину анестезії до поточного стану пацієнта та значно знижує метаболічне навантаження, що особливо актуально для ослаблених або літніх щурів. Водночас потреба у спеціалізованому обладнанні обмежує застосування інгаляційного методу в умовах польової практики, де перевага надається ін'єкційним засобам.

Під час проведення маніпуляцій рекомендуємо проводити оцінку життєвих показників кожні 5–10 хв, залежно від тривалості процедури (*табл. 2*).

Таблиця 2

Життєві показники декоративних та лабораторних щурів під час анестезії

Параметри	Нормальні значення	Ознаки порушень	Коментар
Частота дихання	70–110 дих. рух./хв	<70 – надмірна глибина >110 – поверхнева анестезія	Візуально оцінюється по грудних рухах
Серцевий ритм	260–500 уд./хв	<250 – кардіодепресія >550 – тахікардія	Можна моніторити стетоскопом або доплером
Температура тіла	35.9–37.5°C	<35°C – гіпотермія	Обов'язкове термозбереження
Колір слизових оболонок	Рожевий	Блідість, ціаноз	Оцінка перфузії та насичення киснем
Капілярний рефлекс (CRT)	<2 секунди	>2 секунди – погіршення периферичного кровообігу	Притискання хвоста або слизової
Педальний рефлекс	Відсутній при хірургічній глибині	Наявний – недостатній рівень анестезії	Щипання кінцівки для оцінки чутливості
Мигальний рефлекс	Відсутній при глибокій анестезії	Наявний – поверхнева анестезія	Оцінка проводиться ватною паличкою
Позиція тіла та поведінка	Розслаблена, без реакцій	Напруженість, спроби втечі	Необхідна для оцінки стабільності наркозу

У разі використання альфа-2-агоністів (медетомідин, дексмететомідин) рекомендуємо застосування атипамезолу для прискорення пробудження.

В залежності від обраного методу наркозу, важливим етапом є належний післяопераційний догляд, що включає терморегуляцію, ізоляцію тварини до повного пробудження, постійний моніторинг життєво важливих показників, а також обов'язкове призначення анагезії за допомогою бупренорфіну або мелоксикаму. Таке комплексне анестезіологічне забезпечення дозволяє не лише забезпечити гуманне поводження з щурами, а й досягти високої клінічної ефективності.

Таблиця 3

Препарати для премедикації у щурів

Препарат / комбінація	Клас препарату	Доза (мг/кг)	Основна дія	Коментар до застосування
Атропіну сульфат	Антихолінергік	0,05–0,1	Зменшення слиновиділення, профілактика брадикардії	Вводиться за 10–15 хв до індукції, коротка дія
Медетомідин	α 2-агоніст	0,2–0,5	Седація, анагезія, міорелаксація	Можна реверсувати атипамезолом, пригнічує ЦНС
Дексмететомідин	α 2-агоніст	0,05–0,1	Потужна седація, анагезія	Активний ізомер медетомідину, менше навантаження на печінку
Мідазолам	Бензодіазепін	1–2	Седація, анксиолітична дія	Можна комбінувати з медетомідином або опіоїдами
Бупренорфін	Опіоїд	0,01–0,05	Анагезія	Тривала дія, добре переноситься
Мелоксикам	НПЗЗ	0,2	Протизапальна дія, анагезія	Застосовується як доповнення до опіоїдів
Атипамезол	α 2-антагоніст	0,75–1,0	Реверсія медетомідину / дексмететомідину	Вводиться після завершення втручання

У навчально-науково-виробничій клініці ветеринарної медицини ПДАУ кастрації та видалення новоутворень у декоративних шурів становлять поширені планові та умовно-невідкладні втручання, що потребують ефективного анестезіологічного супроводу. Застосування інгалаційної анестезії на основі ізофлурану у поєднанні з премедикацією демонструє стабільність фізіологічних показників, низьку летальність та зручність проведення оперативних втручань.

Кастрація шурів (рис. 1) – короткотермінове хірургічне втручання, яке зазвичай виконується у віці 3–8 місяців, із тривалістю процедури 15–20 хвилин. Премедикацію атропіном у дозі 0,05–0,1 мг/кг проводили підшкірно за 10–15 хв до початку індукції, що дозволяє зменшити вагусну активність, стабілізувати серцевий ритм і уникнути гіперсалівації. Ізофлуран подається в індукційній камері на рівні 4–5 %, а для підтримки – через маску у концентрації 1,5–2 %. Всі пацієнти додатково отримують термосупровід, очні краплі та післяопераційну аналгезію мелоксикамом (0,2 мг/кг).

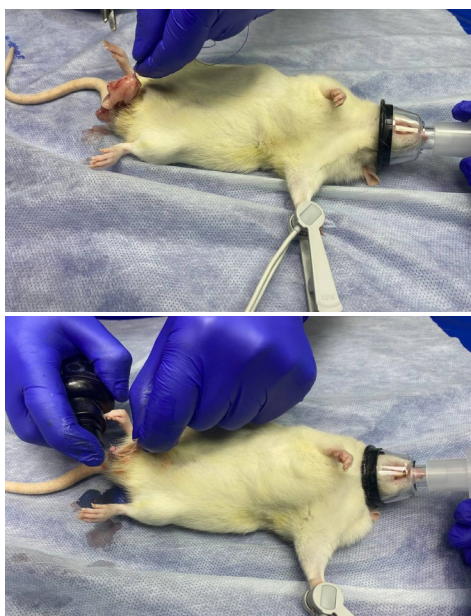


Рис. 1. Кастрація самця декоративного шура з використанням інгалаційної анестезії

Видалення підшкірних новоутворень є складнішим втручанням, яке нерідко супроводжується значною кровотечею, глибою травматизацією тканин та необхідністю ширшого доступу (рис. 2). При таких маніпуляціях атропін вводили у тій самій дозі як базова премедикація, а наркоз ізофлураном підтримували на рівні 2–2,5 % упродовж 20–40 хв. У разі очікуваного тривалого оперативного втручання додатково проводили аналгезію бупренорфіном (0,01–0,03 мг/кг), що забезпечує мультимодальний контроль болю без суттєвого пригнічення дихального центру.

Моніторинг життєвих функцій здійснювали кожні 5–10 хв: частота дихання, серцевий ритм, колір слизових, рефлекси та реакція на стимул. Після пробудження шурів переводили у теплу ізоляційну клітку без підстилки, із доступом до корму та води.

Повне відновлення активності, апетиту та соціальної поведінки спостерігали упродовж перших 1–3 годин після кастрації, та до 6–12 годин після видалення новоутворень.



Рис. 2. Видалення новоутворення в ділянці правої тазової кінцівки у декоративного шура з використанням інгалаційного наркозу

Висновки

Анестезіологічне забезпечення декоративних та лабораторних шурів у ветеринарній практиці потребує індивідуалізованого підходу з урахуванням віку, фізіологічного стану, типу хірургічного втручання та доступності обладнання. Комбіновані протоколи, що поєднують ін'єкційні та інгалаційні засоби, дозволяють досягти стабільної глибини наркозу, ефективної аналгезії та мінімізації стресу. Премедикація з використанням атропіну, α_2 -агоністів та опіоїдів значно покращує якість індукції та післяопераційного відновлення. Моніторинг життєвих показників кожні 5–10 хв є критично важливим для забезпечення безпеки пацієнта. Застосування інгалаційної анестезії на основі ізофлурану у поєднанні з мультимодальною аналгезією демонструє високу клінічну ефективність при планових втручаннях, таких як кастрація та видалення новоутворень. Отримані результати дозволяють сформулювати практичні рекомендації щодо вибору анестезіологічного протоколу залежно від клінічної ситуації, сприяючи стандартизації ветеринарної допомоги шурам та підвищенню рівня їх добробуту.

Конфлікт інтересів

Автори стверджують про відсутність конфлікту інтересів щодо їхнього викладу та результатів досліджень.

References

1. Dispersyn, G., Pain, L., & Touitou, Y. (2009). Circadian disruption of body core temperature and rest-activity rhythms after general (Propofol) anesthesia in rats. *Anesthesiology*, 110 (6), 1305–1315. <https://doi.org/10.1097/aln.0b013e3181a10225>
2. Dispersyn, G., Pain, L., & Touitou, Y. (2010). Propofol anesthesia significantly alters plasma blood levels of melatonin in rats. *Anesthesiology*, 112 (2), 333–337. <https://doi.org/10.1097/aln.0b013e3181c920e2>
3. Drobish, J. K., Gan, Z. S., Cornfeld, A. D., & Eckenhoff, M. F. (2016). From the cover: Volatile anesthetics transiently disrupt neuronal development in neonatal rats. *Toxicological Sciences*, 154 (2), 309–319. <https://doi.org/10.1093/toxsci/kfw164>
4. Kikuchi, T., Tan, H., Mihara, T., Uchimoto, K., Mitsushima, D., Takase, K., Morita, S., Goto, T., Andoh, T., & Kamiya, Y. (2013). Effects of volatile anesthetics on the circadian rhythms of rat hippocampal acetylcholine release and locomotor activity. *Neuroscience*, 237, 151–160. <https://doi.org/10.1016/j.neuroscience.2013.01.062>
5. Rodrigues, A. J., Marmorstein, J. T., Kotamraju, B. P., McCallum, G. A., & Durand, D. M. (2025). Effect of anesthesia and diurnal variation on chronic vagus nerve activity in rats. *Journal of Neuroscience Research*, 103 (5), e70045. <https://doi.org/10.1002/jnr.70045>
6. Stratmann, G., May, L. D. V., Sall, J. W., Alvi, R. S., Bell, J. S., Ormerod, B. K., Rau, V., Hilton, J. F., Dai, R., Lee, M. T., Visrodia, K. H., Ku, B., Zusmer, E. J., Guggenheim, J., & Firouzian, A. (2009). Effect of hypercarbia and isoflurane on brain cell death and neurocognitive dysfunction in 7-day-old rats. *Anesthesiology*, 110 (4), 849–861. <https://doi.org/10.1097/aln.0b013e31819c7140>
7. Stratmann, G., Sall, J. W., Bell, J. S., Alvi, R. S., May, L. D. V., Ku, B., Dowlatshahi, M., Dai, R., Bickler, P. E., Russell, I., Lee, M. T., Hrubos, M. W., & Chiu, C. (2010). Isoflurane does not affect brain cell death, hippocampal neurogenesis, or long-term neurocognitive outcome in aged rats. *Anesthesiology*, 112 (2), 305–315. <https://doi.org/10.1097/aln.0b013e3181ca33a1>
8. Stratmann, G., Sall, J. W., May, L. D. V., Bell, J. S., Magnusson, K. R., Rau, V., Visrodia, K. H., Alvi, R. S., Ku, B., Lee, M. T., & Dai, R. (2009). Isoflurane differentially affects neurogenesis and long-term neurocognitive function in 60-day-old and 7-day-old rats. *Anesthesiology*, 110 (4), 834–848. <https://doi.org/10.1097/aln.0b013e31819c463d>
9. Stratmann, G., Sall, J. W., May, L. D. V., Loepke, A. W., & Lee, M. T. (2010). Beyond anesthetic properties: The effects of isoflurane on brain cell death, neurogenesis, and long-term neurocognitive function. *Anesthesia & Analgesia*, 110 (2), 431–437. <https://doi.org/10.1213/ane.0b013e3181af8015>
10. Yoon, S. S., Lee, B. H., Lee, S. H., Choi, S. H., Jeong, S.-J., Kim, S. C., & Yang, C. H. (2022). Effects of isoflurane anesthesia on addictive behaviors in rats. *Psychopharmacology*, 239 (11), 3621–3632. <https://doi.org/10.1007/s00213-022-06236-z>
11. Xiao, X., Wu, J., Zhang, H., Wang, Y., Zhang, J., Liu, L., Yu-Chen, Min-Li, Yang, P., Wu, X., & Liu, J. (2020). The neurotoxic effect of isoflurane on age-defined neurons generated from tertiary dentate matrix in mice. *Brain and Behavior*, 11 (1), e01949. <https://doi.org/10.1002/brb3.1949>
12. Erasso, D. M., Camporesi, E. M., Mangar, D., & Saporta, S. (2013). Effects of isoflurane or propofol on postnatal hippocampal neurogenesis in young and aged rats. *Brain Research*, 1530, 1–12. <https://doi.org/10.1016/j.brainres.2013.07.035>
13. Tung, A., Herrera, S., Fornal, C. A., & Jacobs, B. L. (2008). The effect of prolonged anesthesia with Isoflurane, Propofol, Dexmedetomidine, or Ketamine on neural cell proliferation in the adult rat. *Anesthesia & Analgesia*, 106 (6), 1772–1777. <https://doi.org/10.1213/ane.0b013e31816f2004>
14. Erasso, D. M., Chaparro, R. E., Quiroga del Rio, C. E., Karlinski, R., Camporesi, E. M., & Saporta, S. (2012). Quantitative assessment of new cell proliferation in the dentate gyrus and learning after isoflurane or propofol anesthesia in young and aged rats. *Brain Research*, 1441, 38–46. <https://doi.org/10.1016/j.brainres.2011.11.025>
15. Zhang, Y., Deng, S., Jian, M., Zhang, X., Chen, Y., Wang, J., & Sui, X. (2025). Characterization of somatosensory evoked potentials through fine intrafascicular stimulation via flexible carbon nanotube yarn electrodes under different isoflurane anaesthetics. *Journal of Neuroscience Methods*, 421, 110496. <https://doi.org/10.1016/j.jneumeth.2025.110496>
16. Kortelainen, J., Al-Nashash, H., Vipin, A., Thow, X. Y., & All, A. (2015). The effect of anaesthesia on somatosensory evoked potential measurement in a rat model. *Laboratory Animals*, 50 (1), 63–66. <https://doi.org/10.1177/0023677215589514>
17. Hayton, S. M., Kriss, A., & Muller, D. P. R. (1999). Comparison of the effects of four anaesthetic agents on somatosensory evoked potentials in the rat. *Laboratory Animals*, 33 (3), 243–251. <https://doi.org/10.1258/002367799780578219>
18. Albrecht, M., Henke, J., Tacke, S., Markert, M., & Guth, B. (2014). Influence of repeated anaesthesia on physiological parameters in male Wistar rats: a telemetric study about isoflurane, ketamine-xylazine and a combination of medetomidine, midazolam and fentanyl. *BMC Veterinary Research*, 10 (1). <https://doi.org/10.1186/s12917-014-0310-8>
19. Secher, N., Malte, C. L., Tønnesen, E., Østergaard, L., & Granfeldt, A. (2017). Comparing anesthesia with isoflurane and fentanyl/fluanisone/midazolam in a rat model of cardiac arrest. *Journal of Applied Physiology*, 123 (4), 867–875. <https://doi.org/10.1152/jappphysiol.00998.2015>
20. Abdelkhalik, A. S., Youssef, H. A., Saleh, A. S., Bollen, P., & Zvara, P. (2021). Anesthetic protocols for urodynamic studies of the lower urinary tract in small rodents – A systematic review. *PLOS ONE*, 16 (6), e0253192. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0253192>
21. Moheban, A. A., Chang, H. H., & Havton, L. A. (2016). The Suitability of Propofol compared with urethane for anesthesia during urodynamic studies in rats. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 55 (1), 89–94.
22. Chang, H.-Y., & Havton, L. A. (2008). Differential effects of urethane and isoflurane on external urethral sphincter electromyography and cystometry in rats. *American Journal of Physiology-Renal Physiology*, 295 (4), F1248–F1253. <https://doi.org/10.1152/ajprenal.90259.2008>

ORCID

B. Kyrychko 

<https://orcid.org/0000-0003-1463-5501>

K. Shepel 

<https://orcid.org/0009-0005-7574-2732>



2025 by the author(s). This is an open-access article distributed under the Creative Commons Attribution License <http://creativecommons.org/licenses/by/4.0>, which permits unrestricted use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original author and source are credited.