

info@ozos.ru

Balyshev Andrey Vladimirovich, Ph. D. in Biology, Senior Researcher of the Federal state budgetary scientific institution (FSBSI) «Volga Region Research Institute of Manufacture and Processing of Meat-and-Milk Production»; house 6, Rokossovsky str., Volgograd city, Volgograd Region, Russian Federation, 400131; phone: +7 (8442) 39 10 48; e-mail: niimmp@mail.ru

Komarova Zoya Borisovna, Sc. D. in Agriculture, Professor, Leading Researcher of the Federal state budgetary scientific institution (FSBSI) «Volga Region Research Institute of Manufacture and Processing of Meat-and-Milk Production»; house 6, Rokossovsky str., Volgograd city, Volgograd Region, Russian Federation, 400131; phone: +7 (8442) 39 10 48; e-mail: niimmp@mail.ru

Mosolov Alexander Anatol'evich, Sc. D. in Biology, Leading Researcher of the Federal state budgetary scientific institution (FSBSI) «Volga Region Research Institute of Manufacture and Processing of Meat-and-Milk Production»; house 6, Rokossovsky str., Volgograd city, Volgograd Region, Russian Federation, 400131; phone: +7 (8442) 39 10 48; e-mail: niimmp@mail.ru

Krotova Olga Evgen'evna, doctoral candidate of the Federal state budgetary scientific institution (FSBSI) «Volga Region Research Institute of Manufacture and Processing of Meat-and-Milk Production»; house 6, Rokossovsky str., Volgograd city, Volgograd Region, Russian Federation, 400131; phone: +7 (8442) 39 10 48; e-mail: niimmp@mail.ru

Ermakov Aleksey Mikhailovich, Sc. D. in Biology, Professor, Head of the Department of Biology and General Pathology of the Federal state budgetary educational institution (FSBEI) of higher education (HE) «Don State Technical University»; house 1, Gagarin square, Rostov-on-Don city, Rostov Region, Russian Federation, 344000; phone: +7 (928) 214 33 44; e-mail: amermakov@yandex.ru

Zelenkov Aleksey Petrovich, Ph. D. in Agriculture, Head of the Department for the Coordination of Development of Livestock Industries of the Ministry of Agriculture and Food of the Rostov Region; house 33, Krasnoarmeyskaya str., Rostov-on-Don city, Rostov Region, Russian Federation, 344010; phone: +7 (951) 838 78 33; e-mail: zelenkovalex@rambler.ru

Zelenkova Galina Alexandrovna, Sc. D. in Agriculture, Professor of the Department of Biology and General Pathology of the Federal state budgetary educational institution (FSBEI) of higher education (HE) «Don State Technical University»; house 1, Gagarin square, Rostov-on-Don city, Rostov Region, Russian Federation, 344000; phone: +7 (863) 273 86 11, +7 (863) 273 86 18; e-mail: spu-39.3@donstu.ru

УДК 619:617

Аксенова П.В.

ПРОЛАПС ПРЯМОЙ КИШКИ: АМПУТАЦИЯ РЕКТАЛЬНОГО ПРОЛАПСА У РАВНИННОГО ТАПИРА (*TAPIRUS TERRESTRIS*)

Ключевые слова: тапир, дикие и зоопарковые животные, ректальный пролапс, прямая кишка, резекция, операция, слизистая оболочка, ущемление, ишемия, некроз, инвагинация, инъекционная анестезия, медетомидин, тилетамин, золазепам.

Резюме: В статье описывается ампутация застарелого пролапса прямой кишки у равнинного тапира. Диаметр и длина пролапса составляли 18–21 см х 17–18 см, имелся сильный индуративный отек, пролапс был ущемлен, покрыт гемorragиями, частично некротизирован, имелись разрывы и трещины. Инъекционную анестезию проводили комбинацией тилетамин/золазепам/медетомидин в дозе 1,0/1,0/0,06 мг/кг соответственно. Для местного обезболивания делали по-

верхностную анестезию 2 % новокаином в виде аппликаций на поверхность пролапса и внутрь прямой кишки, а также инфильтрационную анестезию по Вишневскому по месту разреза 0,5 % новокаином. Для фиксации прямой кишки при резекции использовали зажимы Кохера, которые укрепили на стенке кишки сразу за анусом по всему периметру пролапса. Резекцию проводили под контролем руки. Скальпелем последовательно иссекали прямую кишку по 2–2,5 см за раз и на иссеченный отрезок сразу же накладывали узловатые швы с частотой 5 мм. В ходе операции было отмечено, что прямая кишка у тапира обильно васкуляризирована, а мощный подслизистый слой содержит большое количество лимфатических узлов.

Введение

Ректальным пролапсом называется выпадение прямой кишки через анальное отверстие. В зависимости от степени патологии это может быть только слизистая оболочка либо полная инвагинация кишки. Пролапс прямой кишки иногда происходит вместе с выпадением влагалища и мочевого пузыря [1], также вместе с прямой может выпасть или инвагинировать в прямую кишку дистальная часть ободочной кишки [2–6]. Из-за сужения анального кольца происходит ущемление выпавшей кишки, нарушается венозный дренаж, возникает вторичный отек, уменьшение кровоснабжения, ишемия и некроз выпавшей ткани. В отсутствие лечения развивается эндотоксемия и соответствующие сердечно-сосудистые патологии.

Выпадение прямой кишки происходит в двух случаях. Либо при чрезмерном напирании брюшного пресса, что может произойти при родах, констипации или диарее, надсадном кашле, обструкции мочевых путей. Либо из-за слабости фиксирующего мышечно-связочного аппарата, потере тонуса анальных сфинктеров у больных животных или гипотрофиков.

В литературе описаны случаи пролапса прямой кишки у всех видов домашних животных (свиньи, лошади, ослы, жвачные и пр.) [7–9]. У свиней, по наблюдениям исследователей, две трети случаев происходит во время родов [10, 11] или в течение первых двух недель лактации [12]. У лошадей частой причиной выпадения прямой кишки является обструкция мочевых путей [13]. Описан случай ректального пролапса у двенадцатилетней пони, причиной которого был эозинофильный проктит [14]. Getachew с соавт. основную роль в этиологии выпадения прямой кишки у ослов отводит инвазии *Gasterophilus nasalis* с паразитированием в прямой кишке (83,6 % из 212-ти исследованных животных), остальные 10,7 % и 5,7 % приходились на тяжелую физическую нагрузку и на диарею соответственно [15]. Другие исследователи причинами ректальных пролапсов у ослов

определяли тяжелую стронгилятную инвазию [16], тяжелый затяжной кашель [17], мочекаменную болезнь [4]. У верблюдов выпадение прямой кишки чаще всего является результатом многократных половых актов во время гона [18]. Также причинами патологии могут быть паразитарные и бактериальные энтероколиты, заболевания мочеполовой системы, ректальные и параректальные опухоли, проктиты, микотоксикозы, особенно фузариотоксикозы [19], несбалансированные рационы и пр.

В ветеринарной практике зоопарков описаны случаи выпадения прямой кишки у орангутана [20], индийского носорога [21], карликового бегемота [22]. Однако наиболее часто среди зоопарковых животных данная патология встречается у тапиров [23–29]. Тапиры, по принципу переваривания целлюлозы, относятся к заднепроходным ферментёрам, т. е. ферментация и переваривание целлюлозы у них происходит главным образом в толстом кишечнике [30]. Вероятно, склонность к ректальному пролапсу обусловлена анатомическими особенностями прямой кишки этих животных: толстым и рыхлым подслизистым слоем, что определяет недостаточно прочное прикрепление слизистой оболочки к мышечному слою, большими размерами кишки и относительно слабым фиксирующим аппаратом, а также физиологией тапиров. В природе тапиры испражняются в воду [31–33]. Соответственно, в зоопарках для нормальной дефекации им необходимы бассейны с водой. При этом вода в бассейне не должна быть чересчур холодной, чтобы не вызвать спазм. Также вода должна быть проточной или часто меняться, так как загрязненная фекалиями вода способствует кишечным инфекциям, что, в свою очередь, также может стать причиной пролапса. Отсутствие или несоответствие воды для дефекации считается основной причиной выпадений прямой кишки у тапиров [23–26, 29]. Кроме того, причинами патологии могут быть нарушения рациона [23, 24, 34, 35] и стрессы [23, 26].

Ректальный пролапс обычно требует

хирургического вмешательства, так как даже благополучно вправленная кишка, как правило, выпадает снова и снова, пролапс становится хроническим.

Прогноз операции зависит от вида животного, степени инвагинации кишки, сроков выпадения и наличия осложнений. Так, при пролапсе у свиней и ослов прогноз чаще всего благоприятный, у более крупных домашних животных – от осторожного до сомнительного. У крупных диких животных прогноз варьирует от сомнительного до неблагоприятного. Тем не менее, в ветеринарной литературе описаны несколько благополучных операций на крупных зоопарковых животных по резекции прямой кишки [20–22].

Несмотря на многочисленные указания на частоту данной патологии в Руководствах по содержанию тапиров, мы смогли найти только одну работу об излечении ректального пролапса у трехмесячной самки тапира [34]. Причиной возникновения патологии авторы считали нарушение дефекации в результате перекорма животного желудями и дубовыми листьями.

В настоящей статье описывается случай успешного хирургического лечения застарелого пролапса у взрослой самки равнинного тапира (*Tapirus terrestris*).

Материалы и методы исследований

Описанная ниже операция была проведена семилетней самке равнинного тапира по кличке Калипсо. Самка содержалась в зимнем вольере с самцом, в вольере имелся бассейн со сменной водой. Условия содержания были достаточно благополучными, однако был нарушен рацион. В анамнезе у Калипсо двое благополучных родов, на момент операции она находилась на 8-и месяцах беременности. Из перенесенных ранее заболеваний отмечены бронхопневмония, солнечный ожог 2 степени, на момент операции также подозревалась патология мочевыводящих путей.

Решение об операции было принято владельцем животного через 3 дня после выпадения и самостоятельных безуспешных попыток вправить инвагинацию. Владелец был предупрежден о сомнительном прогнозе операции для самой самки и наиболее вероятной потере плода. Резекцию прямой кишки проводили в условиях вольера, операционным столом служили резиновые маты, покрытые стерильными полотенцами. Осложняло ситуацию то, что у животного не было предварительной голодной диеты, однако принимая во внима-

ние ухудшающееся общее состояние тапира, было принято решение делать резекцию немедленно.

Диагностика ректального пролапса не представляет затруднений. Диагноз был поставлен на основании визуального осмотра. Ревизия пролапса проводилась после иммобилизации животного.

Иммобилизация и анестезия. Инъекционная анестезия проводилась комбинацией тилетамин/золазепам/медетомидин в дозе 1,0/1,0/0,06 мг/кг соответственно (препараты «Золетил», «Домитор», внутримышечно). Для местного обезболивания делали поверхностную анестезию 2 % новокаином в виде аппликаций на поверхность пролапса и внутрь прямой кишки, а также инфильтрационную анестезию по Вишневскому по месту разреза 0,5 % новокаином.

Осмотр и ревизия пролапса. Самка тапира была зафиксирована в правом боковом положении. При осмотре диаметр и длина пролапса составляли 18–21 см x 17–18 см, кишка была отечна, индурирована, ишемична, покрыта геморрагиями и частично некротизирована, имелись разрывы и трещины. Поверхность пролапса очистили от мусора и обработали 3 % перекисью водорода. Попытка уменьшить отек с помощью 40 % раствора глюкозы не привела к каким-либо результатам.

Техника операции. Кишку зафиксировали 5-ю зажимами Кохера на равном расстоянии друг от друга по периферии у края анального отверстия. Под контролем руки скальпелем последовательно иссекали пролапс по 2–2,5 см за раз. На иссеченный отрезок сразу же накладывали узловатые швы с частотой 5 мм. Так как толщина стенок пролапса из-за сильного отека и особенностей строения составляла около 10 см, то накладывали по два узловатых шва, которые соединяли третьим швом. Капиллярное кровотечение останавливали аппликацией раствора адреналина, сосудистые – гемостатическими зажимами с последующим лигированием сосудов. После удаления пролапса культю присыпали трициллином и вправили в анальное отверстие.

Послеоперационное ведение.

Перед операцией:

Айнил – в дозе 0,03 мл/кг, в/м, однократно;

Амоксициллин 15 % (Инвеса) – в дозе 15 мг/кг, в/м, однократно.

Со следующего дня после операции:

Доксициклин – в дозе 2,0 мг/кг, пер-

орально, два раза в день, 10 дней;

Метронидазол – в дозе 15 мг/кг, перорально, два раза в день, 10 дней;

В бассейн добавляли перманганат калия в течение месяца;

Голодная диета в первые 24 часа после операции и диета с ограничением грубых кормов в течение месяца;

TRM Calphormin – 50 г в день с кормом в течение 3-х месяцев.

Результаты и обсуждение

Не существует схемы лечения ректального пролапса у тапиров или других диких животных. Поэтому, планируя операцию, мы опирались на методики, разработанные для сельскохозяйственных животных, выбирая наиболее подходящую для нашего случая.

В несложных случаях для коррекции свежего пролапса его дезинфицируют, снимают отек осторожным массажем и орошением гипертоническими растворами, репозиционируют и накладывают на анальное отверстие кисетный шов или шов с использованием валиков на 14 дней [9, 12, 17, 36, 37]. Для дефекации оставляют отверстие в 1-2 пальца, соответственно размерам животного, а само животное сажают на диету. Недостатком метода являются сложности с дефекацией, пока не снимут кисетный шов и низкая эффективность: часто, после снятия кисетного шва кишка выпадает снова и процесс переходит в хронический. В нашем случае способ не подходил по той причине, что пролапсу было уже не менее 56 часов, он был ущемлен, индурирован, частично некротизирован и порван в нескольких местах, соответственно простая репозиция кишки была невозможна.

При хроническом или невправляемом пролапсе, некрозе или разрыве необходима ампутация прямой кишки. Известен метод ампутации ректального пролапса с использованием куска пластикового шланга или гофрированной трубки, вставленных в просвет кишки и тугой перевязки пролапса снаружи. При этом возникает некротизация перевязанной ткани, что приводит к самоампутации пролапса [38, 39]. Этот метод мы отвергли, так как, по нашему мнению, это длительный и чрезвычайно болезненный способ. Кроме того, невозможно прочно зафиксировать трубку в прямой кишке у такого крупного и мощного животного, как взрослый тапир, а также мы опасались интоксикации организма продуктами распада ткани.

Операция по М. М. Филипову [40] раз-

работана для свиней и состоит в следующем: животных фиксируют в стоячем положении, на анальном кольце проводят локальную кольцевую блокаду 2 % лидокаином. Четыре дополнительные дозы лидокаина вводят подслизисто в выпавшую кишку в положениях один, четыре, восемь и одиннадцать часов соответственно. Пролапс фиксируют тремя широкими U-образными швами в положении 12, 3 и 9 часов, одновременно первым швом лигируется дорсальная геморроидальная артерия. После наложения лигатур выпавший участок иссекается на расстоянии 0,5 см кзади от анального отверстия без последующего наложения шва. Преимуществом этой методики является проведение операций без общей анестезии, соответственно у беременных животных исключается риск абортот. Осложнением операции является возможная полная или частичная стриктура прямой кишки [11, 41]. Однако методика пригодна для относительно небольших молодых животных, у которых кровоснабжение прямой кишки менее развито и риск кровотечений минимален.

Вышеупомянутый случай операции ректального пролапса у трехмесячной самки тапира заключался в следующем. Детенышу ввели 0,5 мг М99, репозицировали кишку и на анус наложили кисетный шов на пятнадцать дней. После снятия шва кишка выпала снова, тогда «после репозиции» ее подшили к правой брюшной стенке, предварительно надрезав [34]. В нашем случае мы имели застарелый невправляемый пролапс с патологическими изменениями стенки прямой кишки у взрослого тапира весом 250 кг, поэтому данный опыт оказался для нас бесполезен.

Классической хирургической процедурой у крупных домашних животных является резекция выпавшего участка кишки следующим способом. В прямую кишку вставляют трубку для того, чтобы случайно не закрыть просвет кишки. Выпавший участок фиксируют спицами, вставленными крест-накрест через стенки пролапса и трубку, вблизи ануса под прямым углом друг к другу, и резецируют на расстоянии 1–3 см от спиц. Дорсальную геморроидальную артерию зажимают гемостатическим пинцетом и лигируют. Культю зашивают простым или узловатыми швами (операция по Плахотину) [36] или непрерывным швом [42].

Этот способ мы и взяли за основу операции. Чтобы менее травмировать кишку, спицы для фиксации кишки при резекции

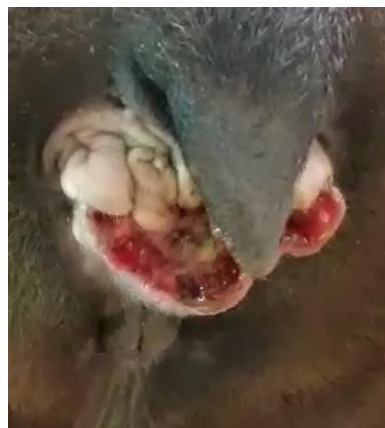
мы заменили на зажимы Кохера, которые укрепили на стенке кишки сразу за анусом по всему периметру пролапса. Резекцию вместо трубки мы проводили под контролем руки. Скальпелем последовательно ис-

секали прямую кишку по 2–2,5 см за раз и сразу же накладывали узловатые швы.

В ходе операции было отмечено, что прямая кишка у тапира обильно васкуляризирована, а мощный подслизистый слой



а



б

Рис. 1. Ректальный пролапс у тапира: а – до операции; б – после резекции

содержит большое количество лимфатических узлов. Капиллярное кровотечение по месту разреза прекращали прикладывая салфетку, смоченную раствором адреналина. Кровотечение из сосудов останавливали гемостатическими зажимами. Со-

суды лигировали. Лимфатические узлы, встречающиеся на линии разреза, удаляли.

Для иммобилизации и обезболивания применяли общую и местную анестезию (см. материалы и методы исследований). Комбинация тилетамин/золазепам/медето-



Рис. 2. Тапир Калипсо после операции

мидин в дозе 1,0/1,0/0,06 мг/кг дала ровный глубокий наркоз на весь период операции. Дозировку рассчитывали эмпирически, так как мононаркоз медетомидом в дозе 0,03 мг/кг, приведенный в ЗИМСе для тапиров, дал только легкий седативный эффект. Частота сердечного ритма и степень насыщения артериальной крови кислородом контролировались пульсоксиметром. Датчик был наложен на язык. Осложнением анестезии явилась регургитация на 24-й минуте операции, что, собственно, было закономерно, так как предварительной голодной диеты у животного не было. Аспирация рвотных масс, вероятно, вызвала бронхиолоспазм, так как уровень сатурации упал ниже 95 %. Тем не менее, операцию довели до конца без применения кислорода.

Регургитация и аспирация рвотных масс спровоцировали аспирационный пневмонит, который сопровождался надсадным кашлем. По-видимому, в первые дни поддерживающе-фиксирующий аппарат прямой кишки оставался ослабленным, поэтому в течение последующих двух-трех дней во время приступов кашля культи кишки

выпадала из анального отверстия на 2–4 см. Культия вправлялась сама при движении тапира. После разрешения пневмонита выпадения культи прекратились.

Препараты «Золетил» и «Домитор», которые применяли для инъекционной анестезии, противопоказаны беременным животным, так как могут вызывать аборт. Однако беременность сохранилась и через 4 месяца Калипсо родила живого, нормально развитого детеныша.

Заключение

Со времени операции прошло 10 месяцев, рецидивов не было. На этом основании мы можем сделать заключение о благополучном исходе оперативного лечения пролапса у тапира.

Таким образом, настоящим исследованием была доказана возможность успешного оперативного лечения ректально-го пролапса у тапиров; предложена схема операции; эмпирическим путем выяснена доза комбинации тилетамин/золазепам/медетомидин для индукции наркоза у тапира.

Библиографический список:

- Greenwood J. Treatment of bladder retroversion with rectal prolapse in a sow / J. Greenwood // *Vet Rec* 1989. 125: 405–406.
- Ragle C. A. Laparoscopic diagnosis of ischemic necrosis of the descending colon after rectal prolapse and rupture of the mesocolon in two postpartum mares / C. A. Ragle, L. L. Southwood, L. D. Galuppo, M. R. Howlett // *J. Am. Vet. Med.* 1997. Ass. 1, 1646–1648.
- Schumacher J. Diseases of the small colon and rectum / J. Schumacher, T. Mair, T. Divers, N. Ducharme, W. B. Saunders // *Manual of Equine Gastroenterology*. 2002. 1st edn., – St Louis. – pp. 299–315.
- Robert M. P. Type IV rectal prolapse secondary to a long-standing urinary bladder lithiasis in a donkey / M. P. Robert, A. Main De Boissiere, M. C. Depecker, C. De Fourmestiaux, G. Touzot-Jourde, C. Tessier // *p. 625-Equine Veterinary Education November 2016*
- Freeman D. E. Rectum and anus / D. E. Freeman, J. A. Auer, J. A. Stick // *Equine Surgery*, 4th edn., Elsevier, St Louis. 2012. pp. 494–505.
- DallapSchaer B. Gastrointestinal system / B. DallapSchaer, J. A. Orsini, T. J. Divers // *Equine Emergencies: Treatment and Procedures*, 4th edn., Elsevier, St Louis. 2012. – pp. 157–237.
- utta J. peci IN opera n Chirurgia / J. utta, A. Ors g // *Veterin rnaChirurgia*. – Bratislava; Pr roda / – Praha; 1986, SZN, pp. 400–402.
- Anderson D. E. Rectal prolapse / D. E. Anderson, M. D. Miesner // *Vet Clin North Am Food AnimPract* 2008 Jul; 24(2): 403–8
- Cech S. Innovation of Surgical Correction of Rectal Prolapse in Sows / S. Cech, E. Indrova, R. Dolezel // *ActaVeterinaria Brno* – March 2010.
- Schulz S. Vesical flexion and vaginal prolapse of sows as an obstetrical problem / S. Schulz, H. Bostedt // *TierarztlPrax* 1995. 23: 139–147.
- Smith W. J. Prolapses / W. J. Smith, B. E. Straw, J. J. Zimmerman, S. DAllaire, D. J. Taylor // *Diseases of Swine*. Blackwell Publishing. 2006. pp. 965–969.
- Borobia-Belsu J. Replacement of rectal prolapse in sows / J. Borobia-Belsu // *Vet Rec* 2006. 158: 380
- Turner T. A. Rectal prolapse in the horse / T. A. Turner, J. F Fessler // *J. Am. Vet. Med. Ass.* 1980. 177: 1028–1032.
- Gibson K. Focal eosinophilic proctitis with associated rectal prolapse in a pony/ K. Gibson, A. O'Hara, C. Huxtable // *Aust Vet J* 2001. 79(10): 679–681.
- Getachew A. M. Gasterophilosis: a major cause of rectal prolapse in working donkeys in Ethiopia / A. M. Getachew, G. Innocent, A. F. Trawford, S. W. Reid, S. Love // *Trop Anim Health Prod.* 2012 Apr; 44(4): 757–762.
- Dhoble R. L. Rectal prolapse in a donkey associated with heavy strongyle infestation / R. L. Dhoble, S. K. Sharma, N. K. Vashista, M. Singh // *Indian Vet. J.* 1990. 67: 1082.
- Snyder J.R., Pascoe, J.R. and Williams, J.W. (1985) Rectal prolapse and cystic calculus in a burro / J. R. Snyder, J. R. Pascoe, J. W. Williams // *J. Am. Vet. Med. Ass.* 1985. 187, 421–422.
- Rectal Prolapse in Shecamel//<http://www.veterpedia.net/veterinary-news/847-camels-large-small-animals-veterinary-clinic/372-rectal-prolapse.html>
- Osweiler G. D. Occurrence of mycotoxins in grains and feeds / G. D. Osweiler, B. E. Straw, J. J. Zimmerman, S. DAllaire, D. J. Taylor // *Diseases of Swine*. Blackwell Publishing 2006: 915–929.
- Saraswati Y. Perineal repair of a full-thickness rectal prolapse in a wild Sumatran orangutan (Pongoabelii) / Y. Saraswati, P. Sedman, R. Sedman, A. P. Wibisono, C. Nente, M. S. Simatupang, I. Singleton, R. Pizzi //
- Bertelsen M. F. Crawshaw Surgical management of rectal prolapse in an Indian rhinoceros (*Rhinoceros unicornis*) / M. F. Bertelsen, Rolf-Arne Olberg, Kay G. Mehren, Dale A. Smith, J. Graham // *Article in Journal of Zoo and Wildlife*

- Medicine 35(2):245–247, July 2004.
22. Miller R. E. Repair of a Rectal Stricture and Prolapse in a Pygmy Hippopotamus (*Choeropsis liberiensis*) / R. E. Miller, W. J. Boever // The Journal of Zoo Animal Medicine. Vol. 14, No. 2 (Jun 1983), pp. 63–66.
 23. Janssen D. L. Medical Management of Captive Tapirs (*Tapirus* sp.) / D. L. Janssen [et. al.] // Reprinted from: 1996 American Association of Zoo Veterinarians Proceedings. Puerto Vallarta, Mexico. – pp. 1–11. <http://www.tapirback.com/reprints/aazv1.htm>
 24. Husbandry Manual for the Malayan Tapir, Originally compiled by L. Grossfeldt; updated and reformatted by J. Powell 1999.
 25. Encyclopedia of the World's Zoos, Vol. 3. R-Z, Edited by C. E. Bell, 2001, Fitzroy Dearborn Publishers – Chapter Tapir. – P. 1204.
 26. Shoemaker A. H. Husbandry Guidelines for Keeping Tapirs in Captivity / A. H. Shoemaker, R. Barongi, J. Flanagan, D. Janssen // 2005, Association of Zoos and Aquariums, in press.
 27. Medici P. Tapir Field Veterinary Manual / Medici P. [et. al.] // IUCN/ SCC Tapir Specialist Group (TSG) Veterinary Committee. 2007. <http://www.tapirs.org/Downloads/standards/TSG-tapir-vet-manual-eng.pdf>
 28. Husbandry Guidelines for the Brazilian Tapir. *Tapirus terrestris* Mammalia: Tapiridae Compiler: Madelaine Louise Hall. Western Sydney Institute of TAFE, Richmond. Course Name and Number: Certificate III Captive Animals. Lecturer: Graeme Phipps, Jackie Salkeld and Brad Walker.
 29. AZA Tapir TAG 2013. Tapir (*Tapiridae*) Care Manual. Association of Zoos and Aquariums, Silver Spring, MD. – P. 65.
 30. Clauss M. Diet Composition, Food Intake, Body Condition and Fecal Consistency in Captive Tapirs (*Tapirus* spp.) in UK Collections / M. Clauss, T. Wilkins, A. Hartley, J. M. Hatt // Zoo Biology, 28 (4). pp. 279–291. Jul-Aug 2009.
 31. Salas L. A. Diet of the lowland tapir (*Tapirus terrestris* L.) in the Tabaro River valley, southern Venezuela / L. A. Salas, T. K. Fuller // Canadian Journal of Zoology- Revue Canadienne de Zoologie, 74 (8): 1444–1451. Aug 1996.
 32. Fragoso J. M. V. Seed-dispersal and seedling recruitment patterns by the last Neotropical megafaunal element in Amazonia, the tapir / J. M. V. Fragoso, J. M. Huffman // Journal of Tropical Ecology, 16: 369–385 Part 3 May 2000.
 33. Quiroga-Castro V. D. The fate of *Attaleaphalerata* (Palmae) seeds dispersed to a tapir latrine / V. D. Quiroga-Castro, A. I. Roldan // Biotropica, 33 (3): 472–477. Sep 2001.
 34. Satterfield W. Internal fixation of a chronic rectal prolapse in a Malaysian tapir / W. Satterfield, G. A. Lester // Journal of Zoo Animal Medicine. 1974. 5 (3): 26.
 35. Kuehn G. Tapiridae / G. Kuehn, M. E. Fowler // Philadelphia: Saunders. ed. Zoo and Wild Animal Medicine, 1986. 2nd ed., – pp. 931–934.
 36. Плахотин М. В. Справочник по ветеринарной хирургии / М. В. Плахотин. – М.: Колос, 1977. – 255 с.
 37. Jean G. S. Anesthesia and Surgical Procedures in Swine / G. S. Jean, D. E. Anderson, B. E. Straw, J. J. Zimmerman, S. D'Allaire, D. J. Taylor // Diseases of Swine. Blackwell Publishing. 2006: 1107–1129.
 38. Douglas R. G. A. A simple method for correcting rectal prolapse in pigs / R. G. A. Douglas // Vet Rec 117: 129. 1985.
 39. Beilage E. G. The surgical treatment of intestinal prolapse (prolapse recti) in fattening swine under practice conditions. Dtsch Tierarztl Wochenschr 101: 383–387. 1994.
 40. Filipov M. M. A surgical technique for excision of prolapsed rectum in swine / M. M. Filipov // Can Vet J 22: 362. 1981.
 41. Smith W. J. Rectal prolapse in swine. Pig Vet Soc Proc 7: 68–72. 1981.
 42. Vonderfecht H. E. Amputation of rectal prolapse in pigs / H. E. Vonderfecht // Vet Med Small Anim Clin. 1978 Feb; 73(2): 201–206.

References:

- 1–35. Vide supra.
36. Плахотин М. В. Справочник по ветеринарной хирургии [Veterinary Surgery Handbook] / М. В. Плахотин. – М.: Колос, 1977. – 255 с.
- 37–42. Vide supra.

Aksenova P.V.

RECTAL PROLAPSE: AMPUTATION OF RECTAL PROLAPSE IN LOWLAND TAPIR (*TAPIRUS TERRESTRIS*)

Key Words: tapir, wild and zoo animals, rectal prolapse, rectum, resection, operation, mucous layer, strangulation, ischemia, necrosis, invagination, injection anesthesia, medetomidine, tiletamine, zolazepam.

Abstract: In the article describes the amputation of rectal prolapse in lowland tapir. The prolapse diameter and length were 18–21 cm x 17–18 cm, there was strong indurative edema, prolapse was strangulated, induced, hemorrhagic, partially necrotic, and there were ruptures and fissures. Injection anesthesia was performed with a combination of tiletamine/zolazepam/medetomidine at a dose of 1.0/1.0/0.06 mg/kg. Surface anesthesia with 2% novocaine in the form of applications on the prolapse surface and inside the rectum and also infiltration anesthesia at the incision site with 0.5% novocaine were performed. For fixation of the rectum during resection, Kocher clamps were used, which were fixed on the wall of the intestine behind the anus along perimeter of the prolapse. Resection was performed under the control of the hand. The rectum was sequentially resected with a scalpel, 2–2.5 cm at a time. Interrupted suture with a frequency of 5 mm were immediately applied to each segment. During the operation, it was noted that the rectum of tapir is abundantly vascularized, and the powerful submucosal layer contains a large number of lymph nodes.

Сведения об авторе:

Аксенова Полина Владимировна, доктор биол. наук, руководитель Службы здоровья животных «Василиск», профессор кафедры «Биология и общая патология» ФГБОУ ВО «Донской государственной технической университет»; д. 1, пл. Гагарина, г. Ростов-на-Дону, Ростовская область, Российская Федерация, 344000; e-mail: vasiliskvet@yandex.ru

Author affiliation:

Aksenova Polina Vladimirovna, D Sci in Biology, Head of the Animal Health Service «Vasilisk», Professor of the Department of Biology and General Pathology of the Federal state budgetary educational institution (FSBEI) of higher education (HE) «Don State Technical University»; house 1, Gagarin square, Rostov-on-Don city, Rostov Region, Russian Federation, 344000; e-mail: vasiliskvet@yandex.ru

УДК 619:616.99+[619:615.284]:639371.5

Лисовец Е. С., Оробец В. А.

ВЕТЕРИНАРНО-САНИТАРНАЯ ОЦЕНКА КАРПА ПОСЛЕ ПРИМЕНЕНИЯ НОВОГО АНТГЕЛЬМИНТНОГО ПРЕПАРАТА

Ключевые слова: карп, антгельминтики, празиквантел, альбендазол, ветеринарно-санитарная экспертиза.

Резюме: В статье приведены результаты ветеринарно-санитарной оценки карпов после применения разработанного антгельминтного препарата, содержащего в своем составе в качестве действующих веществ празиквантел и альбендазол. Материалом для ветеринарно-санитарной оценки служили карпы опытной и контрольной групп. Карпам опытной группы перорально вводили разработанный противопаразитарный препарат. Для определения доброкачественности рыбы были проведены органолептические, физико-химические и микробиологические исследования. Для определения динамики изменения концентрации действующих веществ в мышечной ткани рыб, получивших препарат, использовали метод жидкостной хроматографии высокого давления. Определение остаточных количеств проводили на 1, 3, 5, 7 и 9 сутки после перорального введения препарата. Результаты органолептических, физико-химических и микробиологических исследований всех образцов соответствовали показателям, характерным для свежей, здоровой рыбы. Максимальные концентрации празиквантела в мышечной ткани рыб регистрировали через 3 суток – 68,327 нг/г, альбендазол сульфоксида на 5 сутки – 106,389 нг/г. На 5 сутки наблюдали значительное снижение концентрации празиквантела (31,527 нг/г), на 9 сутки празиквантел в мышечной ткани не обнаруживали. Следовые количества альбендазол сульфоксида регистрировали на 17-й день после применения антгельминтика.

Введение

Рыба и продукты ее переработки являются источником многих необходимых для человека питательных веществ и, прежде всего, полноценных белков, жиров, углеводов, минеральных элементов, витаминов и аминокислот. Пресноводные рыбы являются питательным высококачественным продуктом, необходимым для здоро-

вья человека. Мышечная ткань рыбы содержит примерно столько же белка, сколько говядина и свинина. Однако белковые вещества свежей рыбы усваиваются организмом человека значительно лучше. Большинство пресноводных рыб относятся к тощим, с содержанием жира от 0,81 % до 4,0 %. К рыбам средней жирности относятся карп, сом, а к жирной - угорь. Усво-