



УДК 619:617.5:579

**В.Н. Кречетова, Л.В. Медведева, В.А. Юрова,
А.Б. Карабасова, Н.В. Куклина**
V.N. Krechetova, L.V. Medvedeva, V.A. Yurova,
A.B. Karabasova, N.V. Kuklina

МИКРОБИОЛОГИЧЕСКАЯ ХАРАКТЕРИСТИКА РАЗЛИЧНЫХ СПОСОБОВ ЗАКРЫТИЯ ЛАПАРОТОМНЫХ РАН

MICROBIOLOGICAL CHARACTERISTICS OF DIFFERENT CLOSURE TECHNIQUES OF LAPAROTOMY WOUNDS

Ключевые слова: бактериологический контроль, раневая микрофлора, условно-патогенная микрофлора, сапрофитная микрофлора, кишечная флора, лапаротомная рана, паравульнарные ткани, медианный лапаротомный доступ, шовный материал, кошки.

Заживление лапаротомных ран во многом зависит от способа их зашивания, качественных характеристик используемых шовных материалов и многих других факторов, которые могут способствовать возникновению различных осложнений. В частности, имеет значение микробное обсеменение раневой поверхности, которое может привести к развитию воспаления, нагноению стежков шва, дегисценции краев и стенок раны и даже перитониту. Ряд научных работ ветеринарных и медицинских хирургов свидетельствует о том, что даже при строгом соблюдении правил асептики и антисептики во время операции невозможно полностью избежать контаминации таких ран. Инфекционный процесс в ране может быть вызван представителями любой микробной флоры, в том числе присущей данному виду животных, что, несомненно, повышает значимость наличия в операционной ране каждого микроорганизма как в количественном, так и в качественном отношении. Следовательно, оценке микробного фактора в развитии раневой инфекции должно уделяться большое внимание. Целью исследования было изучение бактериальной обсемененности соединяемых швом тканей и возможности развития послеоперационных осложнений при различных способах закрытия лапаротомных ран у мелких домашних животных. Исследования по применению комбинаций швов и шовных материалов для ушивания ран брюшной стенки проводились на клинически здоровых кошках в возрасте от 7 мес. до 5 лет, с живой массой 2,5-5 кг, подобранных по типу аналогов (n=90). Для определения бактериальной обсемененности в зоне закрытия лапаротомной раны исследуемыми швами и шовными материалами проводили первичный бактериологи-

ческий контроль в день выполнения операции сразу после наложения швов. Повторные пробы для бактериологического контроля брали во время проведения биопсии на 7-, 14-, 21-й дни послеоперационного периода. По результатам бактериологического контроля все исследуемые комбинации швов, используемые для закрытия медианного лапаротомного доступа у кошек, имели минимальное микробное загрязнение (10^1 - 10^3 КОЕ/мл). Наименьшая микробная обсемененность в процессе регенерации послеоперационных ран выявлена при использовании двухрядного погружного шва. При этом микроорганизмы выделялись в виде монокультур, тогда как при использовании других исследуемых швов микробы выделялись преимущественно в ассоциациях.

Keywords: bacteriological control, wound microflora, opportunistic pathogenic microflora, saprophytic microflora, intestinal flora, laparotomy wound, paravulnar tissues, median laparotomy access, suture material, cats.

Healing of laparotomy wounds largely depends on the closure technique, quality characteristics of the suture materials and many other factors that may contribute to various complications. In particular, the microbial contamination of the wound surface may lead to the development of inflammation, suture abscess, dehiscence of the wound edges and walls and even peritonitis. A number of research papers on surgery show that it is impossible to avoid contamination of such wounds completely even strictly following aseptic and antiseptic rules during the operation. Infectious process in the wound may be caused by any microbial flora including that specific to the animal species. Undoubtedly, this increases the significance of the presence of each microorganism in the operational wound both quantitatively and qualitatively. Therefore, great attention should be paid to the evaluation of the microbial factor in the development of wound infection. The research goal was

to study the microbial contamination of the tissues connected by a suture and possible development of wound postoperative complications when using different closure techniques of laparotomy wounds in small pets. The study on the use of the combinations of sutures and suture materials in abdominal wall wound suturing was conducted in clinically healthy comparable cats at the age from 7 months to 5 years with a live weight of 2.5-5.0 kg (n = 90). To determine the microbial contamination in the area of the laparotomy wound closure by the studied sutures and suture materials, the primary bacteriological control was conducted on the day of operation

immediately after suturing. Repeated samples for the bacteriological control were taken during biopsy on the 7th, 14th, and 21st days of the postoperative period. According to the results of the bacteriological control all studied combinations of sutures used to close a median laparotomy access in cats had minimal microbial contamination (10^1 - 10^3 CFU mL). The smallest microbial contamination at the regeneration of postoperative wounds was found when using two-layer buried suture. The microorganisms were isolated in the form of monocultures, while in case of other studied sutures the microorganisms were mainly isolated in associations.

Кречетова Валерия Николаевна, аспирант, каф. хирургии и акушерства, Алтайский государственный аграрный университет. E-mail: valeriyakorol@mail.ru.

Медведева Лариса Вячеславовна, д.в.н., доцент, декан, фак-т ветеринарной медицины, Алтайский государственный аграрный университет. E-mail: mlv@nm.ru.

Юрова Вера Александровна, к.м.н., доцент, каф. микробиологии, вирусологии и иммунологии, Алтайский государственный медицинский университет. E-mail: mikrob2b@mail.ru.

Карабасова Алена Борисовна, к.б.н., доцент, каф. микробиологии, вирусологии и иммунологии, Алтайский государственный медицинский университет. E-mail: mikrob2b@mail.ru.

Куклина Наталья Вальфридовна, к.м.н., доцент, каф. микробиологии, вирусологии и иммунологии, Алтайский государственный медицинский университет. E-mail: mikrob2b@mail.ru.

Krechetova Valeriya Nikolayevna, post-graduate student, Chair of Surgery and Obstetrics, Altai State Agricultural University. E-mail: valeriyakorol@mail.ru.

Medvedeva Larisa Vyacheslavovna, Dr. Vet. Sci., Assoc. Prof., Dean, Veterinary Medicine Dept., Altai State Agricultural University. E-mail: mlv@nm.ru.

Yurova Vera Aleksandrovna, Cand. Med. Sci., Assoc. Prof., Chair of Microbiology, Virology and Immunology, Altai State Medical University, E-mail: mikrob2b@mail.ru.

Karabasova Alena Borisovna, Cand. Bio. Sci., Assoc. Prof., Chair of Microbiology, Virology and Immunology, Altai State Medical University, E-mail: mikrob2b@mail.ru.

Kuklina Natalya Valfridovna, Cand. Med. Sci., Assoc. Prof., Chair of Microbiology, Virology and Immunology, Altai State Medical University. E-mail: mikrob2b@mail.ru.

Введение

Организм и его нормальная микрофлора составляют единую экологическую систему: микрофлора служит своеобразным «экстракорпоральным органом», который играет важную роль в жизнедеятельности животного [1].

Под микроэкологической системой понимают состояние динамического равновесия, которое определяется, с одной стороны, физиологическими и иммунобиологическими особенностями макроорганизма, с другой, – видовым и количественным составом микробных ассоциаций.

Н.М. Колычев, Р.Г. Госманов (2014) утверждают, что постоянными обитателями тела животных являются микроорганизмы, из которых одни (постоянные, резидентные) составляют облигатную микрофлору, другие (транзиторные) присутствуют временно, попадая из почвы, воздуха, с водой и кормом.

Облигатная микрофлора волосяного и кожного покровов у здорового животного представлена стафилококками, стрептококками, сарцинами, актиномицетами, микрококками, спорами гнилостных и почвенных бацилл. Из палочковидных форм обнаруживают кишечную, синегнойную палочки протей

и др. Также на коже присутствуют микробы из группы аэробов и анаэробов [2-4].

Нарушение нормального сообщества бактерий кожного покрова может иметь неблагоприятные последствия для макроорганизма, особенно в случаях нарушения целостности последнего.

Все виды ран, как правило, контаминированы микробной флорой в той или иной степени. Многочисленные исследования ветеринарных и медицинских хирургов свидетельствуют о том, что даже при строгом соблюдении правил асептики и антисептики во время проведения оперативного вмешательства полностью избежать обсеменения хирургических ран не удается [5, 6].

Инфекционный процесс в ране может быть вызван представителями любой микробной флоры, в том числе присущей данному виду животных, что, несомненно, повышает значимость наличия в операционной ране каждого микроорганизма как в количественном, так и в качественном отношении.

Изучение изменения качественного и количественного состава микробной флоры позволяет прогнозировать течение раневого процесса и возможность осложнений.

В медицинской и ветеринарной практике количество микробных тел в ране определя-

ют в КОЕ – колониеобразующих единицах из расчета на 1 г ткани или 1 мл отделяемого. Для удобства оценивания степени микробной обсемененности предложен и используется «критический уровень» количества микроорганизмов в ране, который составляет 10^5 - 10^6 микробных тел в 1 г тканей [7].

Доказано, что от уровня содержания микробов в тканях раны зависит её заживление: при высокой обсемененности, как правило, развивается нагноение. Если же она ниже критического уровня, то в большинстве случаев раны заживают первичным натяжением [5].

Целью исследования является изучение бактериальной обсемененности соединяемых швом тканей и возможности развития послеоперационных осложнений при различных способах закрытия лапаротомных ран у мелких домашних животных. Для достижения поставленной цели мы определяли характер и степень бактериальной обсемененности в зоне наложения исследуемых швов и используемых при этом шовных материалов в установленные сроки.

Объекты и методы исследования

Научную работу выполняли на кафедре хирургии и акушерства факультета ветеринарной медицины ФГБОУ ВО Алтайский ГАУ. Микробиологические исследования осуществляли на кафедре микробиологии, вирусологии и иммунологии ГБОУ ВПО «Алтайский государственный медицинский университет» Минздрава России.

Исследования проводились на клинически здоровых кошках (n=90) в возрасте от 7 мес. до 5 лет, с живой массой 2,5-5 кг, подобранных по типу аналогов. У кошек, используемых в эксперименте, выполняли овариэктомию или гистерэктомию.

В ходе исследований экспериментальных животных разделили на шесть опытных групп, в каждой из которых находилось по 15 кошек.

При ушивании ран брюшной стенки использовали следующие комбинации хирургических швов:

в 1- и 4-й группах: двухрядный погружной шов (по Медведевой-Кречетовой) (рис. 1);

во 2- и 5-й группах: скорняжный шов + узловой шов (рис. 2);

в 3- и 6-й группах: узловой шов + узловой шов (рис. 3).

В первой опытной группе использовали современную синтетическую абсорбирующую нить ПГА 3/0, ПГА 0 (производство «ЛИНТЕКС», г. Санкт-Петербург). В четвертой опытной группе лапаротомную рану закрывали монофиламентной рассасывающейся нитью из полидиоксанона PDSII5/0, PDSII 3/0 (производство ETHICON Johnson&Johnson).



Рис. 1. Внешний вид двухрядного погружного шва сразу после наложения на медианный оперативный доступ у кошки, шовный материал ПГА3/0



Рис. 2. Узловой шов на кожу, шовный материал Polypropylene2/0



Рис. 3. Узловой шов на кожу и подкожную клетчатку, шовный материал Polysorp 0

В качестве шовного материала во второй группе кошек применяли POLYCON 0 для наружного шва (производство Тонзос-95», Болгария), ПГА 0 – для внутреннего. В пятой опытной группе использовали нерассасываю-

щуюся монофиламентную нить Polypropylene 2/0 в качестве второго ряда шва на кожу и подкожную клетчатку (производство HELM Medical GmbH, Германия), PDSII 3/0 в качестве первого ряда шва на апоневрозы косых брюшных мускулов.

В третьей опытной группе кошек использовали нити POLYCON 0 в качестве второго ряда шва, ПГА 0 – первого ряда шва. В шестой опытной группе кошек использовали для наружного шва синтетические нити Polypropylene 2/0, а для внутреннего – PDSII 3/0.

У кошек всех групп первичный бактериологический контроль в зоне закрытия медианного лапаротомного доступа осуществляли в день выполнения операции сразу после наложения швов (рис. 4). Повторные пробы для бактериологического контроля брали во время проведения биопсии на 7-, 14-, 21-й дни постоперационного периода.

После забора материал помещали в пробирки с транспортной средой Amies и доставляли в микробиологическую лабораторию в течение 12-24 ч (рис. 5).



Рис. 4. Взятие пробы для бактериологического контроля в зоне наложения исследуемых швов



Рис. 5. Транспортная среда Amies, используемая для посева с момента забора материала до начала микробиологического исследования

Далее производили первичный посев исследуемого материала на плотную питательную среду (3%-ный кровяной агар) и параллельно на сахарный бульон. Культивирование посевов производили в термостате при температуре 35°C в течение 18-24 ч. Также были использованы селективные среды: желточно-солевой агар для стафилококков, среда Сабуро для выявления дрожжеподобных грибов рода *Candida* и хромогенная среда для энтерококков.

Интерпретацию результатов бактериологического обсеменения (в колониеобразующих единицах, или КОЕ/г, или мл) осуществляли по методике В.В. Меньшикова (2009) [8].

Для целенаправленного выделения стафилококков из клинического материала использовали желточно-солевой агар (содержит от 7,5 до 10% хлористого натрия). При этом учитывали, что на средах, содержащих меньшую концентрацию соли, могут вырасти другие грамположительные кокки (например, микрококки).

Стафилококки (семейство *Micrococcaceae*) на плотных питательных средах через 18-24 ч образуют круглые гладкие пигментированные (пигмент: золотистый, кремовый, палевый) колонии диаметром 1-3 мм. Пигмент стафилококков не растворим в воде, поэтому окрашивается только сама колония, а не среда вокруг посева.

Идентификацию стафилококков проводили на основании изучения культуральных, морфологических, тинкториальных, биохимических тестов и изучения их факторов патогенности. Все тесты проводили только на суточных культурах (не позднее 24-часового роста), так как многие ферменты присутствуют только в молодых жизнедеятельных культурах.

В процессе исследования определяли гемолитическую, лецитиназную и плазмокоагулазную активность стафилококков.

Гемолитическую активность устанавливали по способности стафилококков лизировать эритроциты при росте на кровяном агаре; лецитиназную активность определяли по способности стафилококков образовывать перламутровый венчик вокруг колонии при росте на желточно-солевом агаре; коагулазную – по способности стафилококков образовывать сгусток при посеве на цитратную кроличью плазму. При наличии плазмокоагулазной активности стафилококки идентифицировали как *Staphylococcus aureus*.

При отсутствии фермента плазмокоагулазы и при наличии одной либо двух видов активности: гемолитической и (или) лецитиназной активности стафилококк идентифицировали как эпидермальный (*Staphylococcus epidermidis*).

При отсутствии у стафилококка всех перечисленных факторов патогенности идентифицировали стафилококк сапрофитный (*Staphylococcus saprophyticus*).

Для дифференциации представителей семейства Streptococcaceae (включая энтерококки) от представителей семейства Micrococcaceae использовали тест на продукцию фермента каталазы. При этом учитывали, что энтерококки, стрептококки и стрептококкоподобные бактерии являются каталазаотрицательными.

Идентификацию стрептококков проводили по гемолитической реакции. Рост стрептококков на кровяном агаре может сопровождаться альфа-, бета-, гамма-гемолизом (отсутствием гемолиза). Зона бета-гемолиза в среде образуется в результате полного лизиса эритроцитов. При альфа-гемолизе эритроциты лизированы не полностью, и рост стрептококков сопровождается появлением зеленого окрашивания вследствие разрушения гемоглобина. Негемолитические, или гамма-гемолитические, стрептококки не изменяют цвет кровяного агара.

Стрептококки и энтерококки предварительно идентифицировали по особенностям культурального роста, зонам гемолиза и биохимическим тестам. Для дифференциации стрептококков и энтерококков использовали тест с L-пирролидонил-β-нафтиламидом (PYR-тест) и хромогенную среду для энтерококков.

Ферментирующие и неферментирующие грамотрицательные бактерии идентифицировали с помощью коммерческих тест-систем. Для доказательства принадлежности микроорганизма к семейству Enterobacteriaceae достаточно поставить три теста: на оксидазу, на редукцию нитратов и OF-тест (среда Хью-Лейфсона).

Энтеробактерии: оксидазоотрицательные, редуцируют нитраты и ферментируют глюкозу. Для дальнейшей видовой идентификации энтеробактерий использовали специальные диагностические тест-системы (Ла Хема Интернэшнэл, Чехия).

Сапрофитную воздушную флору (споровую палочку и дифтероиды (сем. *Sporobacterium*)) определяли по культуральным и морфологическим и биохимическим свойствам.

Результаты исследования и их обсуждение

Результаты, полученные на основании проведенных бактериологических исследований, представлены в таблице.

Из данных таблицы следует, что у кошек первой опытной группы при первичном исследовании материала, взятого в области двухрядного погружного шва (шовный материал ПГА 0, ПГА 3/0) сразу после его нало-

жения, были обнаружены представители сапрофитной (воздушной), условно-патогенной кожной и кишечной флоры, соответственно, споровая палочка 10^1 - 10^2 КОЕ/мл, *Staphylococcus epidermidis* 10^2 КОЕ/мл, *E. coli* 10^2 КОЕ/мл. При проведении бактериологического исследования на 7-й день у кошек первой группы были выявлены представители кожной и воздушной флоры: дифтероиды 10^1 КОЕ/мл, споровая палочка 10^1 КОЕ/мл, зеленеющий стрептококк (α-гемолитический стрептококк) 10^1 КОЕ/мл. На 14-й день было выявлено наличие споровой палочки 10^1 КОЕ/мл, на 21-й день – *Staphylococcus epidermidis* 10^1 КОЕ/мл.

У кошек четвертой опытной группы в зоне наложения двухрядного погружного шва (шовный материал PDSII 3/0, PDSII 5/0) в день операции отмечалось наличие представителей воздушной флоры: микрококков 10^1 КОЕ/мл, *Staphylococcus epidermidis* 10^1 - 10^2 КОЕ/мл, споровой палочки 10^1 КОЕ/мл, кишечной флоры: энтерококков 10^2 КОЕ/мл, а также *Pseudomonas aeruginosa* 10^1 КОЕ/мл – в одном случае. На 7-й день выявлено присутствие представителей только воздушной флоры: *Staphylococcus epidermidis* 10^1 КОЕ/мл, споровая палочка 10^1 КОЕ/мл. На 14-й день постоперационного периода отмечалось наличие *Staphylococcus epidermidis* 10^1 КОЕ/мл, на 21-й день – *Staphylococcus epidermidis* 10^1 КОЕ/мл, микрококки 10^1 КОЕ/мл.

Таким образом, при наложении двухрядного погружного шва с использованием в качестве шовного материала как синтетической абсорбирующей нити ПГА 3/0, ПГА 0, так и монофиламентной рассасывающейся нити из полидиоксанона PDSII 5/0, PDSII 3/0 наблюдали выделение в разные сроки исследования только сапрофитной или условно-патогенной микрофлоры преимущественно в монокультуре в степени обсемененности 10^1 - 10^2 КОЕ/мл.

У кошек второй опытной группы в день операции в зоне наложения скорняжного шва на брюшную стенку (ПГА 0, Polycon 0) были выявлены представители воздушной и кожной микрофлоры: споровая палочка 10^1 - 10^2 КОЕ/мл, сарцина 10^2 КОЕ/мл, *Staphylococcus epidermidis* 10^1 - 10^3 КОЕ/мл, дифтероиды 10^1 КОЕ/мл, микрококки 10^1 КОЕ/мл; на 7-й день в зоне предложенного шва – обсеменение следующей микрофлорой: *Staphylococcus epidermidis* 10^1 КОЕ/мл, *Staphylococcus saprophyticus* 10^1 КОЕ/мл, энтерококки 10^2 КОЕ/мл; на 14-й день – дифтероидов 10^2 - 10^3 КОЕ/мл, споровой палочки 10^2 - 10^3 КОЕ/мл, *Staphylococcus epidermidis* 10^1 - 10^2 КОЕ/мл, на 21-й день – *Staphylococcus epidermidis* 10^1 - 10^2 КОЕ/мл, энтерококков 10^1 КОЕ/мл, споровой палочки 10^1 КОЕ/мл.

Среднестатистические результаты бактериологического контроля в зоне закрытия медианного лапаротомного доступа у кошек

Группы	Дни исследований	Вид микроорганизма	Количество микроорганизмов, КОЕ/мл
1-я опытная группа (двухрядный модифицированный шов; ПГА 3/0, ПГА 0)	В день проведения операции	Staphylococcus epidermidis	10 ²
		E. coli	10 ²
		Споровая палочка	10 ¹ -10 ²
	7-й	Зеленящий стрептококк (α-гемолитический стрептококк)	10 ¹
		Дифтероиды	10 ¹
		Споровая палочка	10 ¹
	14-й	Споровая палочка	10 ¹
21		Staphylococcus epidermidis	10 ¹
2-я опытная группа (узловой + скорняжный швы, POLYCON 0, ПГА 0)	В день проведения операции	Staphylococcus epidermidis	10 ¹ -10 ³
		Micrococcus	10 ¹
		Дифтероиды	10 ¹
		Sarcina	10 ²
		Споровая палочка	10 ¹ -10 ²
	7-й	Staphylococcus epidermidis	10 ¹
		Staphylococcus saprophyticus	10 ¹
	14-й	Enterococcus	10 ²
		Дифтероиды	10 ² -10 ³
		Споровая палочка	10 ² -10 ³
	21	Staphylococcus epidermidis	10 ¹ -10 ²
		Staphylococcus epidermidis	10 ¹ -10 ²
		Enterococcus	10 ¹
Споровая палочка		10 ¹	
3-я опытная группа (узловой + узловой швы, POLYCON 0, ПГА 0)	В день проведения операции	Staphylococcus epidermidis	10 ¹ -10 ²
		Споровая палочка	10 ¹
		Дифтероиды	10 ¹
		Staphylococcus aureus	10 ²
		Enterococcus	10 ¹
	7-й	Staphylococcus epidermidis	10 ¹
		Pseudomonas aeruginosa	10 ¹
	14-й	Стрептококк зеленящий	10 ¹
		E. coli гемолитическая	10 ¹
	21-й	Staphylococcus epidermidis	10 ¹
		Споровая палочка	10 ¹
4-я опытная группа (двухрядный модифицированный шов; PDSII 3/0, PDSII 5/0)	В день проведения операции	Micrococcus	10 ¹
		Staphylococcus epidermidis	10 ¹ -10 ²
		Споровая палочка	10 ¹
		Enterococcus	10 ²
		Pseudomonas aeruginosa	10 ¹
	7-й	Staphylococcus epidermidis	10 ¹
		Споровая палочка	10 ¹
	14-й	Staphylococcus epidermidis	10 ¹
		21-й	Staphylococcus epidermidis
	5-я опытная группа (узловой + скорняжный швы, Polypropylene 2/0, PDSII 3/0)	В день проведения операции	Micrococcus
Staphylococcus epidermidis			10 ¹ -10 ²
Споровая палочка			10 ²
Enterococcus			10 ¹ -10 ²
7-й		E. coli	10 ²
		Staphylococcus saprophyticus	10 ¹
14-й		Споровая палочка	10 ¹
		Staphylococcus epidermidis	10 ¹
		Micrococcus	10 ¹
21-й		Enterococcus	10 ¹
	Споровая палочка	10 ¹	
6-я опытная группа (узловой + узловой швы, Polypropylene 2/0, PDSII 3/0)	В день проведения операции	Staphylococcus epidermidis	10 ¹
		Споровая палочка	10 ¹
		Дифтероиды	10 ¹
		Стрептококк зеленящий	10 ¹
		E. coli	10 ¹
		Enterococcus	10 ² -10 ³
	7-й	Staphylococcus epidermidis	10 ¹ -10 ²
		14-й	E. coli гемолитическая
	21-й		Enterococcus
		E. coli гемолитическая	10 ¹

У животных пятой опытной группы в зоне наложения скорняжного шва на брюшную стенку (PDSII 3/0, Polypropylene 2/0) обнаружено присутствие *Staphylococcus epidermidis* 10^1 - 10^2 КОЕ/мл, споровой палочки 10^2 КОЕ/мл, энтерококков 10^1 - 10^2 КОЕ/мл, *E. coli* 10^2 КОЕ/мл. На 7-й день выявлены *Staphylococcus saprophyticus* 10^1 КОЕ/мл и споровая палочка 10^1 КОЕ/мл, на 14-й день – *Staphylococcus epidermidis* 10^1 КОЕ/мл, микрококков 10^1 КОЕ/мл, кишечной флоры: энтерококков 10^1 КОЕ/мл, на 21-й день – споровая палочка 10^1 КОЕ/мл.

Таким образом, у животных второй и пятой опытных групп также не обнаружено различий в выделении микроорганизмов при использовании в качестве шовного материала как нитей ПГА 0, Polysan 0, так и PDSII 3/0, Polypropylene 2/0. При этом наблюдали выделение сапрофитной и условно-патогенной микрофлоры в концентрации 10^1 - 10^3 КОЕ/мл.

В третьей опытной группе в день операции в зоне наложения узлового шва на брюшную стенку и апоневрозы (ПГА 0, Polysan 0) отмечалось наличие представителей сапрофитной воздушной и кожной флоры: *Staphylococcus epidermidis* 10^1 - 10^2 КОЕ/мл, споровая палочка 10^1 КОЕ/мл, дифтероиды 10^1 КОЕ/мл, *Staphylococcus aureus* 10^2 КОЕ/мл – в одном случае, представителей кишечной флоры: энтерококков 10^1 КОЕ/мл, на 7-й день послеоперационного периода – *Staphylococcus epidermidis* 10^1 КОЕ/мл, *Pseudomonas aeruginosa* 10^1 КОЕ/мл – в одном случае, на 14-й день – стрептококка зеленящего 10^1 КОЕ/мл и представителя кишечной флоры: *E. coli* гемолитической 10^1 КОЕ/мл. На 21-й день в тканях раны и паравульнарных тканях присутствовала следующая микрофлора: *Staphylococcus epidermidis* 10^1 КОЕ/мл, споровая палочка 10^1 КОЕ/мл.

В шестой опытной группе при наложении узлового шва на брюшную стенку (PDSII 3/0, Polypropylene 2/0) выявлены: *Staphylococcus epidermidis* 10^1 КОЕ/мл, споровая палочка 10^1 КОЕ/мл, дифтероиды 10^1 КОЕ/мл, стрептококк зеленящий 10^1 КОЕ/мл, *E. coli* 10^1 КОЕ/мл, энтерококки 10^2 - 10^3 КОЕ/мл, на 7-й день – *Staphylococcus epidermidis* $\times 10^1$ - 10^2 КОЕ/мл, на 14-й день – кишечной флора *E. coli* гемолитической 10^2 КОЕ/мл, энтерококки 10^2 КОЕ/мл, на 21-й – *E. coli* гемолитической 10^1 КОЕ/мл.

Таким образом, у кошек третьей и шестой опытных групп нами не было обнаружено различий в выделении микроорганизмов при использовании в качестве шовного материала как нитей ПГА 0, Polysan 0, так и PDSII 3/0, Polypropylene 2/0. При этом наблюдали выделение сапрофитной и условно-патогенной микрофлоры в концентрации 10^1 - 10^3 КОЕ/мл.

В единичных случаях также были выделены *Staphylococcus aureus* и *Pseudomonas aeruginosa* в концентрации, не вызывающей осложнений (10^1 КОЕ/мл).

На основании результатов бактериологического исследования мы можем утверждать, что качественный и количественный состав микробной флоры достоверно снижался к 21-му дню послеоперационного периода.

В целом, при всех исследуемых способах закрытия медианного лапаротомного доступа у кошек ($n=90$) была выделена микрофлора, относящаяся к условно-патогенной: представители сапрофитной воздушной (*Staphylococcus saprophyticus*, дифтероиды, споровая палочка, *Streptococcus viridans* – зеленящий стрептококк (α -гемолитический стрептококк), *Micrococcus*, *Sarcina*) и кожной (*Staphylococcus epidermidis*) флоры. Реже встречались представители кишечной флоры (*E. coli* – кишечная палочка, *Enterococcus*), по-видимому, занесенные в рану с шерстного покрова при проведении биопсии.

В единичных случаях выделены *Staphylococcus aureus* – золотистый стафилококк (в третьей группе в день проведения операции) и *Pseudomonas aeruginosa* – синегнойная палочка (в третьей группе – на 7-й день послеоперационного периода, в четвертой группе – в день выполнения операции) в этиологически незначимой концентрации 10^1 КОЕ/мл.

Ряд авторов утверждает, что на здоровой коже в небольшом количестве могут присутствовать *Pseudomonas aeruginosa* и *Staphylococcus aureus* [3, 6], которые проявляют свою патогенность только при снижении общей резистентности организма животного [4].

В нашем случае выделение золотистого стафилококка и синегнойной палочки мы связываем с условиями содержания кошек. Исследования, проведенные Н.Р. Асоновым (2002), подтверждают, что состав микрофлоры кожи часто зависит от условий жизни и окружающей среды (воздуха, подстилки, выделений), а также от предметов, с которыми соприкасается животное [9]. Соответственно, указанные микроорганизмы попали в рану при хирургическом вмешательстве.

Комбинации швов имели минимальное микробное загрязнение, что доказывает отсутствие угрозы возникновения послеоперационных осложнений (нагноения стежков шва, дегисценции краев раны и т.д.) и свидетельствует о гладко протекающем послеоперационном периоде.

Также следует отметить, что наименьшее количество микробных тел выявили при использовании двухрядного погружного шва. Кроме того, при таком способе закрытия медианного лапаротомного доступа у кошек представители микрофлоры были выявлены в

виде монокультур, тогда как при закрытии лапаротомной раны брюшной стенки традиционными способами представители микробной флоры были выражены более ассоциативно.

Выводы

1. По результатам бактериологического контроля все исследуемые комбинации швов, используемых для закрытия медианного лапаротомного доступа у кошек, имели минимальное микробное загрязнение (10^1 - 10^3 КОЕ/мл).

2. При всех исследуемых способах закрытия медианного лапаротомного доступа у кошек выделялась сапрофитная (*Staphylococcus saprophyticus*, споровая палочка, микрококк, сарцина) и условно-патогенная кожная (*Streptococcus viridians*, *Staphylococcus epidermidis*) и кишечная (*E. coli*, *Enterococcus*) микрофлора.

3. К 21-му дню послеоперационного периода выявлена тенденция к изменению качественного состава микрофлоры (в основном выделялась сапрофитная флора) и к снижению количества микроорганизмов в тканях раневого рубца и паравульнарных тканях (10^1 КОЕ/мл).

4. Наименьшая микробная обсемененность в процессе регенерации послеоперационных ран выявлена при использовании двухрядного погружного шва. При этом микроорганизмы выделялись в виде монокультур, тогда как при использовании других исследуемых швов микробы выделялись преимущественно в ассоциациях.

Библиографический список

1. Интизаров М.М. Микрофлора тела животных: лекция / МГАВМиБ им. К.И. Скрябина. – 2-е изд., испр. и доп. – М.: МГАВМиБ, 1994. – С. 1-10.
2. Госманов Р.Г., Галиуллин А.К., Волков А.Х., Ибрагимова А.И. Микробиология: учеб. пособие. – СПб.: Лань, 2011. – С. 134-139.
3. Колычев Н.М., Госманов Р.Г. Ветеринарная микробиология и микология: учебник. – СПб.: Лань, 2014. – С. 136.
4. Радчук Н.А., Дунаев Г.В., Колычев Н.М., Смирнова Н.И. Ветеринарная микробиология и иммунология / под ред. Н.А. Радчука. – М.: Агропромиздат, 1991. – С. 61-62; 186-198.
5. Кузин М.И., Костюченко Б.М. Раны и раневая инфекция. Руководство для врачей. – 2-е изд., перераб. и доп. – М.: Медицина, 1990. – С. 153, 191.
6. Шаркова В.А., Лайман Е.Ф., Баранова Н.А. Микробиоценоз операционной раны и его зависимость от класса // Фундамен-

тальные исследования. – 2012. – № 5-2. – С. 379-383.

7. Воленко А.В. Профилактика послеоперационных осложнений ран // Хирургия: науч.-практ. журнал им. Н.И. Пирогова. – 1998. – № 9. – С. 65-68.

8. Меньшиков В.В. Методики клинических лабораторных исследований: справ. пособие. Т. 3. Клиническая микробиология. Бактериологические исследования. Микологические исследования. Паразитологические исследования. Инфекционная иммунодиагностика. Молекулярная диагностика инфекционных заболеваний / под ред. В.В. Меньшикова. – М.: Лабора, 2009. – С. 12-129.

9. Асонов Н.Р. Микробиология. – 4-е изд., перераб. и доп. – М.: Колос, Колос-Пресс, 2002. – С. 107-112.

References

1. Intizarov M.M. Mikroflora tela zhivotnykh: lektsiya / MGAVMiB im. K.I. Skryabina. 2-e izd., ispr. i dop. – M.: MGAVMiB, 1994. – S. 1-10.
2. Gosmanov R.G., Galiullin A.K., Volkov A.Kh., Ibragimova A.I. Mikrobiologiya: uchebnoe posobie. – SPb.: Lan', 2011. – S. 134-139.
3. Kolychev N.M., Gosmanov R.G. Veterinarnaya mikrobiologiya i mikologiya: uchebnik. – SPb.: Lan', 2014. – S. 136.
4. Radchuk N.A., Dunaev G.V., Kolychev N.M., Smirnova N.I. Veterinarnaya mikrobiologiya i immunologiya / pod red. N.A. Radchuka. – M.: Agropromizdat, 1991. – S. 61-62; 186-198.
5. Kuzin M.I., Kostyuchenok B.M. Rany i ranevaya infektsiya. Rukovodstvo dlya vrachei. – 2-e izd., pererab. i dop. – M.: Meditsina, 1990. – S. 153, 191.
6. Sharkova V.A., Laiman E.F., Baranova N.A. Mikrobiotsenoz operatsionnoi rany i ego zavisimost' ot klassa // Fundamental'nye issledovaniya. – 2012. – № 5-2. – S. 379-383.
7. Volenko A.V. Profilaktika posleoperatsionnykh oslozhnenii ran // «Khirurgiya». Nauchno-prakticheskii zhurnal im. N.I. Pirogova. – 1998. – № 9. – S. 65-68.
8. Men'shikov V.V. Metodiki klinicheskikh laboratornykh issledovaniy: Spravochnoe posobie. Tom 3. Klinicheskaya mikrobiologiya. Bakteriologicheskie issledovaniya. Mikologicheskie issledovaniya. Parazitologicheskie issledovaniya. Infektsionnaya immunodiagnostika. Molekulyarnaya diagnostika infektsionnykh zabolevanii / pod red. V.V. Men'shikova. – M.: Labora, 2009. – S. 12-129.
9. Asonov N.R. Mikrobiologiya. – 4-e izd., pererab. i dop. – M.: Kolos, Kolos-Press, 2002. – S. 107-112.

