

17. Griffith G.C., Morris D.O., Abraham J.L., Shofer F.S., Rankin S.C.: Screening for skin carriage of methicillin-resistant coagulase-positive staphylococci and *Staphylococcus schleiferi* in dogs with healthy and inflamed skin. *Vet. Dermatol.* 2008, 19, 142-149.
18. Hanselman B.A., Kruth S.A., Rousseau J., Weese J.S.: Coagulase positive staphylococcal colonization of humans and their household pets. *Can. Vet. J.* 2009, 50, 954-958.
19. Penna B., Varges R., Martins R., Martins G., Lilienbaum W.: *In vitro* antimicrobial resistance of staphylococci isolated from canine urinary tract infection. *Can. Vet. J.* 2010, 51, 738-742.
20. Chanchaithong P., Prapasarakul N.: Biochemical markers and protein pattern analysis for canine coagulase-positive staphylococci and their distribution on dog skin. *J. Microbiol. Methods.* 2011, 86, 175-181.
21. Zdovc I., Ocepek M., Pirš T., Krt B., Pinter L.: Microbiological features of *Staphylococcus schleiferi* subsp. *coagulans*, isolated from dogs and possible misidentification with other canine coagulase-positive staphylococci. *J. Vet. Med.* 2004, B 51, 449-454.
22. Sasaki T., Tsubakishita S., Tanaka Y., Sakusabe A., Ohtsuka M., Hirota S., Kawakami T., Fukata T., Hiramatsu K.: Multiplex-PCR method for species identification of coagulase-positive staphylococci. *J. Clin. Microbiol.* 2010, 48, 765-769.
23. Perreten V., Kadlec K., Schwarz S., Andersson U.G., Finn M., Greko C., Moodley A., Kania S.A., Frank L.A., Bemis D.A., Franco A., Lurescia M., Battisti A., Duim B., Wagenaar J.A., van Duijkeren E., Weese J.S., Fitzgerald J.R., Rosano A., Guardabassi L.: Clonal spread of methicillin-resistant *Staphylococcus pseudintermedius* in Europe and North America: an international multicenter study. *J. Antimicrob. Chemother.* 2010, 65, 1145-1154.
24. Guardabassi L., Loeber M.E., Jacobson A.: Transmission of multiple antimicrobial-resistant *Staphylococcus intermedius* between dogs affected by deep pyoderma and their owners. *Vet. Microbiol.* 2004, 98, 23-27.
25. Chrobak D., Moodley A., Binek M., Guardabassi L.: Nasal carriage rates of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and *Staphylococcus pseudintermedius* in veterinary staff and dog owners in Poland. W: *Abstracts of the 2nd ASM-ESCMID Conference on Methicillin-Resistant Staphylococci in Animals: Veterinary and Public Health Implications*, Washington, DC, USA, 2011, Abstract 50.
26. Paul N.C., Moodley A., Ghibardo G., Guardabassi L.: Carriage of methicillin-resistant *Staphylococcus pseudintermedius* in small animal veterinarians: indirect evidence of zoonotic transmission. *Zoonoses Public Health.* 2011, 58, 533-539.
27. Prévost G., Bouakham T., Piemont Y., Monteil H.: Characterisation of a synergohymenotropic toxin produced by *Staphylococcus intermedius*. *FEBS Lett.* 1995, 376, 135-140.
28. Becker K., Keller B., von Eiff C., Brück M., Lubritz G., Etienne J., Peters G.: Enterotoxigenic potential of *Staphylococcus intermedius*. *Appl. Environ. Microbiol.* 2001, 67, 5551-5557.
29. Lautz S., Kanbar T., Alber J., Lämmle C., Weiss R., Prenger-Berningho E., Zschöck M.: Dissemination of the gene encoding exfoliative toxin of *Staphylococcus intermedius* among strains isolated from dogs during routine microbiological diagnostics. *J. Vet. Med. B. Infect. Dis. Vet. Public Health.* 2006, 53, 434-438.
30. Futagawa-Saito K., Sugiyama T., Karube S., Sakurai N., Ba-Thein W., Fukuyasu T.: Prevalence and characterization of leukotoxin-producing *Staphylococcus intermedius* in isolates from dogs and pigeons. *J. Clin. Microbiol.* 2004, 42, 5324-5326.
31. Futagawa-Saito K., Makino S., Sunaga F., Kato Y., Sakurai-Komada N., Ba-Thein W., Fukuyasu T.: Identification of first exfoliative toxin in *Staphylococcus pseudintermedius*. *FEMS Microbiol. Lett.* 2009, 301, 176-180.
32. Lloyd D.H., Noble W.C.: Use and abuse of antibiotics in veterinary dermatology. *Vet. Dermatol.* 1999, 10, 161.
33. Harvey R.G., McKeever P.J.: *Choroby skóry psów i kotów. Kolorowy atlas i podręcznik. Ukierunkowane problemowo podejście do rozpoznania i leczenia.* Wyd. Galaktyka, Łódź, 2006, s.122-124.
34. Mason I.S., Kietzmann M.: Cephalosporins-pharmacological basis of clinical use in veterinary dermatology. *Vet. Dermatol.* 1999, 10, 187-192.
35. Watson A.D.J., Rosin E.: Antimicrobial drug use in dogs and cats. W: *Antimicrobial Therapy in Veterinary Medicine.* 3 ed., Iowa State University Press, USA, 2000, 537-575.
36. Kizerwetter-Świda M., Chrobak D., Rzewuska M., Binek M.: Antibiotic resistance patterns and occurrence of *mecA* gene in *Staphylococcus intermedius* strains of canine origin. *Pol. J. Vet. Sci.* 2009, 12, 9-13.
37. Chrobak D., Kizerwetter-Świda M., Rzewuska M., Binek M.: Antibiotic resistance of canine *Staphylococcus intermedius* group (SIG) – practical implications. *Pol. J. Vet. Sci.* 2011, 14, 213-218.
38. Loeffler A., Linek M., Moodley A., Guardabassi L., Sung J.M., Winkler M., Weiss R., Lloyd D.H.: First report of multi-resistant, *mecA*-positive *Staphylococcus intermedius* in Europe: 12 cases from a veterinary dermatology referral clinic in Germany. *Vet. Dermatol.* 2007, 18, 412-421.
39. Schwarz S., Kadlec K., Strommenger B.: Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and *Staphylococcus pseudintermedius* detected in the BFT-Germ Vet monitoring programme 2004-2006 in Germany. *J. Antimicrob. Chemother.* 2008, 61, 282-285.
40. Ruscher C., Lübke-Becker A., Semmler J., Wlekinski C.G., Paasch A., Soba A., Stamm I., Kopp P., Wieler L.H., Walther B.: Widespread rapid emergence of a distinct methicillin- and multidrug-resistant *Staphylococcus pseudintermedius* (MRSP) genetic lineage in Europe. *Vet. Microbiol.* 2010, 144, 340-346.
41. van Duijkeren E., Catry B., Greko C., Moreno M.A., Pombo M.C., Pyörälä S., Ružauskas M., Sanders P., Threlfall E.J., Torren-Edo J., Törneke K.: [Scientific Advisory Group on Antimicrobials (SAGAM)]. Review on methicillin-resistant *Staphylococcus pseudintermedius*. *J. Antimicrob. Chemother.* 2011, 66, 2705-2714.
42. Fitzgerald D.B.: The *Staphylococcus intermedius* group of bacterial pathogens: species re-classification, pathogenesis and the emergence of methicillin resistance. *Vet. Dermatol.* 2009, 20, 490-495.
43. McEwan N.A.: Adherence by *Staphylococcus intermedius* to canine keratinocytes in atopic dermatitis. *Res. Vet. Sci.* 2000, 68, 279-283.
44. McEwan N.A., Kalna G., Mellor D.: A comparison of adherence by four strains of *Staphylococcus intermedius* and *Staphylococcus hominis* to canine corneocytes collected from normal dogs and dogs suffering from atopic dermatitis. *Res. Vet. Sci.* 2005, 78, 193-198.

Dr Dorota Chrobak, e-mail: dorota.chrobak@wp.pl

### Antibiotic perioperative treatment in prevention of surgical sites bacterial infections in dogs and cats

Prządka P., Osiński B., Department and Clinic of Surgery, Faculty of Veterinary Medicine, Wrocław University of Environmental and Life Sciences

The aim of this article was to describe therapeutic approach for perioperative care in veterinary surgery. Surgical site bacterial infections are still one of the biggest issue in modern surgery. National Nosocomial Infections Surveillance System Risk Index is offering the tools to distinguish and evaluate surgical wounds which result in choice of correct perioperative antibiotic therapy. Experimental and clinical studies have confirmed that the usage of antibiotics should be rigorously limited to perioperative period. In general, clean wounds can be left without any antibiotic support. Antibiotic treatment lasting longer than 24 hours after the surgical procedure doesn't show expectable effects. On the contrary, it may cause health risk to the patient and it increases medical costs.

**Keywords:** surgical site bacterial infections, antibiotic prophylaxis.

## Antybiotykoopprofilaktyka w zapobieganiu bakteryjnym zakażeniom miejsc operowanych u psów i kotów

Przemysław Prządka, Bogdan Osiński

z Katedry i Kliniki Chirurgii Wydziału Medycyny Weterynaryjnej we Wrocławiu

Rana chirurgiczna jest skutkiem celowo wykonanego cięcia tkanek przez chirurga. Stanowi ona nierozzerwalny element postępowania operacyjnego, będący głównym aktem operacyjnym lub przygotowaniem do właściwego aktu operacyjnego. Rany operacyjne wykonane skalpelem, nożem elektrycznym lub przy użyciu lasera w czasie zabiegów są jednym ze sposobów leczenia. Wskazania do leczenia operacyjnego istnieją tylko wówczas, gdy jedynie interwencja chirurgiczna może uratować życie lub zdrowie zwierzęcia, poprawić lub przywrócić funkcjonowanie jego tkanek i narządów, a także gdy przez postępowanie krwawe można

osiągnąć lepsze wyniki od leczenia zachowawczego.

Postępowanie chirurgiczne ma również niekorzystne działanie na ustrój, ponieważ uszkadza zdrowe, jałowe tkanki. Prowadzi do naruszenia ciągłości skóry i/lub błony śluzowej, uszkadzając naturalną zewnętrzną barierę ochronną organizmu. Umożliwia przez to wpływ środowiska zewnętrznego na ranę, w którym największe znaczenie chirurgiczne przypada drobnoustrojom mogącym spowodować zakażenie prowadzące do powikłanego gojenia się rany.

Ogromny postęp w chirurgii operacyjnej w ostatnich latach pozwala na coraz

rozleglejsze zabiegi. Jednocześnie rosnąca liczba wykonywanych operacji sprawia, iż problem zakażeń ran operacyjnych staje się coraz większym wyzwaniem dla chirurgów.

Lekarz, aby rozwiązać problem zakażenia bakteryjnego w operowanych tkankach, dla dobra pacjenta stosuje leki bakteriobójcze lub bakteriostatyczne. Uzupełnia w ten sposób postępowanie antyseptyczne i aseptyczne w miejscach, gdzie ich użycie jest niemożliwe lub niewskazane ze względów anatomicznych lub biologicznych. Jednak nim to się stanie, organizm sam walczy z bakteriami, wykorzystując własne mechanizmy obronne (1).

Zakażenie miejsca operowanego jest nadal występującym zjawiskiem w chirurgii, pomimo wprowadzenia antybiotyków, opracowania właściwych technik operacyjnych i należycie przygotowanej sali operacyjnej. Jest ono również uważane za najczęściej występujące powikłanie w procesie gojenia się ran (2, 3, 4, 6). W krajach wysoko rozwiniętych zakażenie miejsca operowanego stanowi drugi co do częstości rodzaj zakażeń szpitalnych (5, 6).

W dobie intensywnego rozwoju chirurgii weterynaryjnej, zwłaszcza psów i kotów, dążącej do wzorca standardów chirurgii ludzi, uzasadnione wydaje się szerokie przedstawienie aktualnej roli i możliwości użycia antybiotyków w zapobieganiu zakażeniom operowanych miejsc.

Na rozwój zakażenia w miejscu ingerencji chirurgicznej mają wpływ cztery czynniki: miano bakterii i ich zjadliwość, środowisko rany oraz stan układu immunologicznego (2, 6). Dawka patogennych bakterii, a także droga ich wnikięcia ma zasadniczy wpływ na przebieg gojenia się rany pooperacyjnej. Zanieczyszczenie miejsca operowanego może być egzogenne, np. w wyniku braku czystości chirurgicznej, jak również może pochodzić od samego pacjenta, np. drobnoustroje z przewodu pokarmowego czy powierzchni skóry. Najczęściej do skażenia rany dochodzi śródoperacyjnie, rzadziej drogą krwi z odległego ogniska zakażenia w okresie pooperacyjnym. W większości przypadków liczba bakterii w ranie powyżej  $10^5$  / gram tkanki daje objawy kliniczne zakażenia i zmniejsza się o jedną potęgę w przypadkach obecności ciał obcych, np. drenu (2, 6, 7). Ponadto na rozwój zakażenia w ranie ma wpływ zjadliwość drobnoustrojów kolonizujących ranę. Czynniki wirulencji umożliwiają im pokonanie mechanizmów obronnych pacjenta, jak np.: produkcja kolagenazy przez gronkowce, produkcja enzymów rozkładających antybiotyki (m.in. beta-laktamazy) czy wytworzenie glikokaliksu przez wiele patogennych szczepów, pozwala na osiedlenie i rozmnażanie w organizmie

drobnoustrojów o właściwościach chorobotwórczych. Niestety możliwości kontroli i opracowanie strategii ograniczenia wirulencji są mocno ograniczone dla określonego pacjenta (6, 7). Środowisko rany kształtowane jest postępowaniem chirurga podczas operacji. Odpowiednia technika operacyjna zapobiega powstawaniu wolnej przestrzeni, zmniejsza ilość niedokrwionych tkanek i uniemożliwia gromadzenie się płynu surowiczego czy też wynaczonej krwi (krwiak). Obecność w krwiaku jonów żelaza, uwolnionych z rozpadającej się hemoglobiny, silnie stymuluje proliferację bakterii (1, 2, 8).

Podobnie ciała obce (np. nici polifilamentowe, implanty) stwarzają dogodne warunki zasiedlenia się drobnoustrojów, chroniąc je jednocześnie przed fagocytosą, zwiększając możliwość zakażenia (2, 9, 10). Czas trwania zabiegu ma znaczny wpływ na ryzyko zakażenia. Wynika to z większego narażenia tkanek na drobnoustroje środowiska zewnętrznego (np. powietrze sali operacyjnej), ich uszkodzeniem w trakcie wydłużonej procedury zabiegowej oraz rozwijającego się niedokrwienia. Dowiedziono, że ryzyko zakażenia wzrasta dwukrotnie po każdym 70 minutach zabiegu (9, 11). Również niekorzystny wpływ zaobserwowano u zwierząt długo znieczulanych, a także poddawanych dodatkowym badaniom diagnostycznym (np. mielografia, radiografia, ultrasonografia) w okresie okołoperacyjnym (2, 3, 4, 9). Do zaburzeń ogólnoustrojowych sprzyjających powstaniu zakażenia w pewnych warunkach należą: wstrząs, niedokrwistość, niedobór witamin, odwodnienie, kwasica, wyniszczenie nowotworowe, cukrzyca i mocznica (2, 9). Istotnym czynnikiem oddziałującym na zakażenie miejsca operacji jest odporność pacjenta. Brak integralności układu obronnego gospodarza może mieć charakter zarówno wrodzony, jak i nabyty. W nabytym niedoborze odporności duże znaczenie mają choroby przewlekłe (cukrzyca, enteropatia białkogubna), prowadzące do niedożywienia i hipoalbuminemii. Podobnie długotrwałe stosowanie glikokortykosteroidów znacząco podnosi częstość zakażeń miejsca operowanego. Zwierzęta poniżej pierwszego i powyżej 10. roku życia wykazują słabą odpowiedź immunologiczną, wynikającą z braku w pełni wykształconego układu odpornościowego u młodych oraz jego osłabienia u starszych osobników (2, 9).

Znajomość i analiza czynników wpływających na zakażenia miejsc operowanych, przy jednoczesnej różnorodności poszczególnych pacjentów, uzmysławia trudność w precyzyjnym ustaleniu źródła zakażenia oraz zaplanowanie strategii zapobiegawczej (6).

Obecnie w chirurgii najczęściej przedstawiany jest podział ran zaproponowany w 1964 r. przez National Research Council (USA). Podział ten powstał w oparciu o miano drobnoustrojów obecnych w ranie w czasie zabiegu. Na tej podstawie rozróżnia się rany czyste, czyste-skażone, skażone i brudne (2, 8, 12, 13, 14, 15, 16).

Wśród ran czystych częstość zakażeń waha się w granicach 0–4,4%. Tak niski procent zakażeń związany jest z planowanym zabiegiem wykonanym w warunkach sali operacyjnej na tkankach zdrowych fizjologicznie nieskolonizowanych przez drobnoustroje, np. laparotomia diagnostyczna, sterylizacja, operacja przepukliny pachwinowej itp. W przypadku operacji np. na przewodzie pokarmowym (enterotomia, enterektomia) czy układzie moczowo-płciowym mówimy o ranach czystych-skażonych, zakładając oczywiście, że pacjent został wcześniej odpowiednio przygotowany, a zabieg wykonano zgodnie z zasadami obowiązującymi w chirurgii (czystość, atraumatyczność, likwidowanie wolnych przestrzeni, zwilżanie i płukanie operowanych tkanek, w przypadkach koniecznych odprowadzenie krwi i wysięku poprzez drenaż). Procentowy zakres zakażeń w tych operacjach mieści się między 4,5–9,3%. Wskaźnik zakażeń powyżej 10% jest charakterystyczny dla ran skażonych, powstałych w wyniku zanieczyszczenia znaczną ilością drobnoustrojów, np. w ranach drążących z uszkodzeniem jelita, wylaniem się moczu w trakcie nacięcia pęcherza moczowego. W takich ranach śródoperacyjnie nie stwierdza się klinicznych objawów zakażenia. Spotyka się je natomiast w ranach brudnych, gdzie w czasie zabiegu obecne jest aktywne zakażenie, np. ropne zapalenie otrzewnej, nacięcie ropnia lub jego drenaż, perforacja przewodu pokarmowego (1, 2, 6, 9).

Przedstawiony powyżej schemat podziału ran informuje tylko o jednym z czynników patogennych wpływających na powstanie zakażenia w miejscu operowanym, a mianowicie o ilości drobnoustrojów w ranie. Mając na uwadze dużą liczbę czynników wpływających na rozwój zakażenia, a także możliwości monitorowania i zapobiegania w medycynie ludzkiej, wprowadzono dodatkowo tzw. indeks ryzyka NNIS (National Nosocomial Infections Surveillance System Risk Index), który daje większą możliwość określenia indywidualnego zagrożenia zakażeniem miejsca operowanego (2, 6, 17).

Odkrycie i opracowanie metod masowej produkcji antybiotyków na początku XX wieku należy uznać za jedno z najważniejszych osiągnięć w walce z bakteriami dostającymi się do tkanek ludzi i zwierząt (18, 19). Antybiotyki należą do najpopularniejszych leków na całym świecie (20,

21, 22). Nieuzasadnione ich użycie (sięgające od 20 do 60%), stosowanie w nieodpowiednich dawkach, odstępach czasu, drogach podania, a także w zbyt krótkim czasie pozwala bakteriom na przystosowanie się do nowych warunków bytowania (7, 9, 21, 23).

Postępujący wzrost oporności bakterii na chemioterapeutyki jest ściśle skorelowany z niewłaściwym ich użyciem, zwłaszcza w krajach rozwiniętych, gdzie leki przeciwbakteryjne może kupić każdy bez recepty (22). Dodatkowo, szerokie zastosowanie antybiotyków u zwierząt, często bez wskazań medycznych, w znaczący sposób przyczynia się do selekcji bakterii w kierunku opornych na antybiotyki (19). Wzrastająca antybiotykooporność drobnoustrojów doprowadziła do rozwoju licznych szczepów bakterii niepodatnych na działanie większości dostępnych chemioterapeutyków. Od wielu lat stanowi to duży problem w medycynie i jest określane jako oporność wielolekowa drobnoustrojów. Niestety problem ten zaczyna dotyczyć również weterynarii (7, 8, 15). Związane jest to m.in. z powstawaniem szpitali dla zwierząt oraz ich hospitalizacją, ułatwiającą pasaż drobnoustrojów między pacjentami. Stwarza to dodatkowe niebezpieczeństwo zakażenia miejsca operowanego szczepami opornymi w ośrodkach chirurgicznych. Wśród najczęściej wymienianych drobnoustrojów w weterynarii o dużej oporności są bakterie z rodzajów *Staphylococcus* (*S. aureus*, *S. pseudintermedius*, *S. schleiferi*), *Enterococcus* oraz *Pseudomonas*. Stanowią one zagrożenie zdrowia lub życia nie tylko dla psów i kotów, ale także dla ludzi (2, 24, 25). Opisano przypadki śmiertelne psów spowodowane zakażeniem rany antybiotykoopornymi szczepami *Escherichia coli* (26, 27). Nabywanie oporności przez bakterie na coraz to bardziej wyszukane antybiotyki sprawia, że w przyszłości może zabraknąć skutecznego leku przeciw drobnoustrojom (21, 28). Wszystko to sprawia, że oporność antybiotykowa drobnoustrojów i związana z tym ilość zakażeń stają się dużym światowym problemem (22).

Z chwilą wprowadzenia antybiotyków do praktyki klinicznej pojawiła się nadzieja chirurgii wolnej od zakażeń. Szybko jednak okazało się, że pomimo stosowania antybiotyków zakażenia nadal występowały (18, 19). Wyjaśnienie tego zjawiska nastąpiło za sprawą prac doświadczalnych, wykonanych na modelach zwierzęcych przez Milea i Bruke'a (7). Wykazali oni bowiem, że skuteczne zapobieganie śródoperacyjnemu zakażeniu tkanek miękkich wymaga odpowiedniego stężenia antybiotyku w miejscu operowanym już w chwili narażenia na skażenie. Taki wniosek wynika z faktu, że bezpośrednio po urazie

dochodzi do zagnieżdżenia się patogenych bakterii w sieci fibrynowej, a po zamknięciu rany (zszyciu) drobnoustroje chronione przez włóknik stają się mało dostępne dla antybiotyku. Dodatkowo powstaje obrzęk zapalny, który prowadzi do wzrostu ciśnienia hydrostatycznego utrudniającego przemieszczanie antybiotyku wbrew gradientowi stężeń, przy jednoczesnym miejscowym zaburzeniu w krążeniu krwi, spowodowanym zarówno urazem chirurgicznym, jak i obecnością szwów, prowadzącym do niedokrwienia tkanek (6). Wcześniejsze niepowodzenia w zapobieganiu zakażeniom wynikały ze zbyt późnego podawania antybiotyku, tj. po zabiegu operacyjnym, kiedy drobnoustroje już przeniknęły do rany.

Postępowanie takie mogło wpływać jedynie na nierozprzestrzenianie się zakażenia, natomiast nie zapobiegało zakażeniu samej rany, wymagającej działania antybiotyku już w chwili urazu, przed aktywacją przeciwbakteryjną układu odpornościowego zwierzęcia (5, 7). Antybiotyk podany powyżej trzech godzin od momentu wnikięcia drobnoustrojów do rany ma ograniczony efekt terapeutyczny i nie zmniejsza w istotny sposób liczby zakażeń (1, 2). Mimo że okołoperacyjne zastosowanie antybiotyku wzbudzało wiele kontrowersji, obecnie uznawane jest, zaraz po antyseptyce i aseptyce, za jeden z najskuteczniejszych sposobów zapobiegania zakażeniu miejsca operowanego (5, 29). W literaturze spotkać można wiele opisów prac klinicznych potwierdzających zmniejszenie odsetka zakażeń miejsca operowanego po zastosowaniu przedoperacyjnie antybiotyku w zabiegach żołądkowo-jelitowych (6), zabiegach osteosyntezy kości kończyn (2, 30), histerektomii oraz operacjach nowotworów głowy i szyi (6). Wykazano również brak wyższości podawania przedoperacyjnie wielu dawek nad podaniem dawki pojedynczej. Udowodniono na podstawie częstości występowania zakażeń miejsc operowanych, że stosowanie antybiotyku pooperacyjnie jest porównywalne z zastosowaniem placebo. Warto podkreślić również, że nie wykazano wyższości podawania antybiotyku przez kolejne dni po zabiegu jako dodatku do dawki przedoperacyjnej (6).

Na podstawie prac doświadczalnych i obserwacji klinicznych opracowano kryteria profilaktycznego stosowania antybiotyków. I tak, antybiotyk powinien być podany u pacjentów z wysokim ryzykiem zakażenia (np. zabiegi na jelicie grubym, macicy, cewce moczowej) lub posiadających wysoki indeks ryzyka NNIS, a także w przypadku gdy konsekwencje zakażenia miejsca operowanego mogą być bardzo poważne (2, 7, 31). W medycynie weterynaryjnej istnieje kilka dodatkowych

czynników wskazujących na szczególną potrzebę antybiotykoprofilaktyki w leczeniu chirurgicznym. Do podstawowych czynników należy zaliczyć warunki sal operacyjnych, w jakich są przeprowadzane operacje. Różnice architektury i technicznego wyposażenia bloku operacyjnego, liczba sal operacyjnych, liczba osób przebywających na sali w czasie zabiegu, kwalifikacji postępowania chirurgicznego i kolejności zabiegów mają zasadniczy wpływ na częstość występowania zakażeń w chirurgii weterynaryjnej. Brak osobnych sal operacyjnych do zabiegów czystych i brudnych wymusza odpowiednią kolejność przeprowadzanych operacji (najpierw czyste, a później brudne operacje), co nie zawsze jest możliwe, a często nawet ignorowane. W lecznicach nieposiadających osobnej sali operacyjnej zabiegi wykonywane są w pomieszczeniu używanym do codziennego przyjmowania pacjentów, co uniemożliwia odpowiednie przeprowadzenie działań chirurgicznych w warunkach czystości mikrobiologicznej. Dodatkowo lekceważenie odpowiedniej kwalifikacji postępowania chirurgicznego, przy jednoczesnym omijaniu czynności antyseptycznych i aseptycznych, sprawia, że antybiotyk niesłużny staje się antidotum na uchybienia chirurgiczne, np. brak czystości chirurgicznej.

Wyróżnia się szereg postępowań chirurgicznych, w których chemioterapeutyk powinien zostać podany profilaktycznie. Do wskazań ogólnych zaliczamy długi czas zabiegu (powyżej 90 minut), obecność zakażonej rany oraz zabiegi z użyciem implantu lub istniejącym implantem w ciele pacjenta (proteza stawu biodrowego). Podobnie sytuacja wygląda w niektórych zabiegach ortopedycznych (stabilizacja złamań otwartych, zastosowanie implantów), zabiegach na układzie pokarmowym (enterotomia, korekcja skrętu żołądka), moczowo-płciowym (cystotomia, uretrotomia), oddechowym (lobektomia; 2, 8, 9).

Zastosowany profilaktycznie lek przeciwbakteryjny powinien działać na patogeny spodziewane w danym miejscu, i tak: w zabiegach o układzie moczowo-płciowym często spotykane są *Escherichia coli*, *Streptococcus* spp., bakterie beztlenowe; w chirurgii żołądka i jelit cienkich można się spodziewać natomiast ziarniaków Gram-dodatnich, jelitowych pałeczek Gram-ujemnych, a także bakterii beztlenowych (7, 9, 32).

Antybiotyk należy podać dożylnie przed operacją (najlepiej przed indukcją znieczulenia) lub w jak najkrótszym czasie od pierwszego cięcia (28). Najczęściej zalecane jest podanie dożylnie antybiotyku, 30–60 minut przed rozpoczęciem zabiegu. Jest to okres, który pozwala na osiągnięcie właściwego stężenia leku w tkankach

i krążącej krwi, kiedy w wyniku urazu panuje jeszcze przekrwienie bierne przechodzące w czynne, doprowadzając do miejscowego obrzęku. Stężenie antybiotyku w operowanych tkankach powinno być wystarczająco wysokie, by zadziałać bakteriostatycznie/bakteriobójczo (5, 7, 12, 13, 33). Najczęściej zalecane jest dożylnie podanie cefazoliny w dawce 22 mg/kg m.c., np. w zabiegach na żołądku czy jelicie cienkim. Wynika to z szerokiego spektrum działania leku oraz braku negatywnego wpływu na ilość, wielkość i agregację płytek krwi, a także na czas krwawienia. Kolejne dawki antybiotyku przy iniekcji dożylniej należy podać co 1,5–2 godzin, w zależności od czasu trwania zabiegu, aż do jego zakończenia, nie dłużej jednak niż do 24 godzin po zabiegu. W przypadku operacji w obrębie jelit grubych wskazane jest podanie dożylnie w czasie indukcji znieczulenia cefalosporyny II generacji lub amikacyny z klindamycyną. Przeprowadzając zabiegi chirurgiczne na układzie moczowym, należy wcześniej wykonać posiew bakteriologiczny moczu i użyć antybiotyk według antybiotykogramu. Przy braku takiej możliwości zalecane jest podanie penicyliny (np. amoksycyliny), cefalosporyny (np. cefaleksyny) lub fluorochinolonu (np. enrofloksacynu). Dawka wybranego antybiotyku uzależniona jest od stanu czynnościowego nerek (2, 8, 9).

Stosowanie antybiotyków o szerokim spektrum działania po okresie okołoperacyjnym (powyżej 24 godzin) nie tylko nie przynosi dodatkowych rezultatów w zapobieganiu zakażeniu miejsca operowanego, ale może także przyczynić się do powstania zakażenia związanego z rozwojem drobnoustrojów opornych na użyty chemioterapeutyk. W wyniku zaburzenia równowagi populacji mikroorganizmów bytujących w leczonym organizmie powstaje także ryzyko zakażeń drobnoustrojami warunkowo chorobotwórczymi. Poza tym długotrwałe leczenie bez klinicznych korzyści zwiększa koszty leczenia zwierzęcia (7, 32, 34, 35). Ważne jest, aby nie stosować tego samego chemioterapeutyku podanego profilaktycznie w przypadku rozwoju zakażenia pooperacyjnego (antybiogram). Należy pamiętać również o możliwości intoksykacji pacjenta po zastosowaniu niektórych leków, np. chloramfenikolu i aminoglikozydów (32).

Mimo bezsprzecznej korzyści płynącej z dożylniej profilaktyki antybiotykowej zakażeń miejsc operowanych, nadal największe kontrowersje wzbudza pytanie: czy w każdym zabiegu chirurgicznym należy stosować antybiotyk? (33, 36). Dotyczy to zwłaszcza przypadków ran czystych, gdzie indeks ryzyka NNIS jest równy zeru i trudno jest jednoznacznie dowieść znaczącej korzyści z użycia

profilaktycznie antybiotyku przy tak bardzo niskim odsetku zakażeń miejsca operowanego (6). Niemniej jednak istnieją doniesienia, w których autorzy sygnalizują brak konieczności stosowania antybiotyku okołoperacyjnie w ranach czystych nieskażonych. W przypadku takich ran najlepszą strategią zapobiegania zakażeniom ran operacyjnych jest poprawna technika operacyjna i czystość wykonanego zabiegu (6, 13, 36).

Kolejnym zagadnieniem godnym uwagi jest antybiotykoterapia doustna przy zabiegach na przewodzie pokarmowym. Na podstawie przeprowadzonych eksperymentalnie badań ustalono potencjalne korzyści z doustnego stosowania antybiotyków słabo wchłaniających się z przewodu pokarmowego. Obecność dużego stężenia antybiotyku w przewodzie pokarmowym ma na celu zmniejszenie liczby drobnoustrojów zdolnych do wywołania skażenia rany operacyjnej, zwłaszcza w zabiegach na jelicie grubym. Pozytywne wyniki zmniejszenia zakażeń uzyskano, podając doustnie mieszaninę neomycyny i tetracykliny w zabiegach na okrężnicy. Ostatecznie wykazano wyższość zastosowania erytromycyny nad tetracykliną (6). Związane jest to m.in. z mniejszym wchłanianiem się erytromycyny w przewodzie pokarmowym. W tym celu zalecane jest doustne podanie 24 godz. przed zabiegiem 10–15 mg/kg m.c. neomycyny oraz 11–22 mg/kg m.c. erytromycyny (9). Należy zaznaczyć, że skuteczność antybiotyków podanych doustnie uzależniona jest od wcześniejszego oczyszczenia okrężnicy na drodze mechanicznej. Współcześnie jednak większość chirurgów stosuje kombinację doustnej i systemowej profilaktyki antybiotykowej (6).

Podstawą właściwego stosowania antybiotykoprofilaktyki w zapobieganiu zakażenia miejsca operowanego jest zrozumienie faktu, że antybiotyk podany dożylnie będzie efektywny tylko przez określony przedział czasu. Jest to okres tymczasowy, w którym powinna zawrzeć się cała procedura operacyjna. W sytuacjach przedłużonego ryzyka zakażenia, przez wiele dni (rany otwarte, cewnikowanie) stosowanie profilaktycznie antybiotyku o szerokim spektrum działania niesie ryzyko konwersji drobnoustrojów w kierunku kolonizacji szczepami opornymi. Dlatego tylko w prewencji zakażeń miejsc operowanych można stosować antybiotyk profilaktycznie, w innych przypadkach należy stosować antybiotykoterapię celowaną (6).

Zapobieganie zakażeniom miejsca operacji metodami obowiązuje w chirurgii jest zadaniem pierwszoplanowym. Znajomość czynników wpływających na rozwój zakażenia i umiejętność ich eliminacji

jest najskuteczniejszą bronią, jaką posiada chirurg, aby nie doszło do zakażenia miejsca operowanego. Należy użyć takiej formy prewencji zakażenia ran, która uwzględniałaby wszystkie dostępne środki walki z drobnoustrojami. Śródoperacyjnie należy przestrzegać czystości pola operacyjnego (serwety operacyjne, w tym również samoprzylepne, serwety na wewnętrzne pole operacyjne – izolowanie operowanego narządu), zmieniać rękawiczki chirurgiczne, serwety i narzędzia użyte do zespolenia narządów skolonizowanych przez mikroorganizmy (pęcherz moczowy, przewód pokarmowy, macica) przed przystąpieniem do szycia powłok brzusznych używać dwóch par rękawiczek w zabiegach ortopedycznych w celu dodatkowej ochrony przed ich uszkodzeniem lub po każdych 60 minutach operacji (9). Daje to możliwość zapobiegania zakażeniu w ranie poprzez zmniejszenie ilości drobnoustrojów w operowanych tkankach. Duże nadzieje daje coraz bardziej popularna w weterynarii chirurgia małoinwazyjna, tzn. laparoscopia i artroskopia (8, 16, 33, 37, 38). Minimalna urazowość, brak lub minimalna ilość obcego materiału (np. nici), przy jednoczesnym maksymalnym ograniczeniu dostępu mikroorganizmów do wnętrza rany daje większą możliwość uniknięcia zakażenia miejsca operowanego i bardzo dobre warunki do niepowikłanego gojenia. Dodatkowo na zmniejszenie odsetka zakażeń w tego typu zabiegach wpływa krótki czas zabiegu i brak długotrwałej hospitalizacji zwierzęcia.

Właściwe zastosowanie antybiotykoprofilaktyki okołoperacyjnej pozwala na ograniczenie ilości użytych antybiotyków, przy jednoczesnym zmniejszeniu kosztów leczenia (2, 15). Pozwala także na dobór antybiotyków rzadziej stosowanych w codziennej praktyce, przez co zwiększa się ich skuteczność wobec drobnoustrojów wywołujących zakażenia. Zmniejszenie odsetka zakażeń pooperacyjnych wpływa pozytywnie na pracę i opinię lekarza prowadzącego, a także całego zespołu chirurgicznego. Daje możliwość uniknięcia groźnych następstw zakażeń pooperacyjnych w postaci długotrwałego leczenia, trwałego kalectwa, a nawet zgonu pacjenta (7).

Ochrona czystej operacyjnej rany przed wniknięciem patogenów musi uwzględniać wszystkie miejsca ich obecności, drogi ich rozprzestrzeniania i sposoby zmniejszania ich ilości. Lekarz wspomaga organizm w walce z drobnoustrojami przez ograniczenie ich ilości dostających się do rany, stosując aseptykę i antyseptykę jako najbardziej skuteczny sposób zapobiegania zakażeniu. W tym celu antyseptyka i aseptyka powinny się wzajemnie uzupełniać, stanowić dwa nierozdzielne

ze sobą postępowania składające się na pojęcie czystości chirurgicznej. Stosowanie chemioterapii nie wyklucza znaczenia czystości chirurgicznej. O jej ważności świadczy fakt, że żaden patogen nie rozwinął jeszcze oporności na postępowanie antyseptyczne. Rola antyseptyki i aseptyki wzrasta z rozwojem chirurgii, z ilością skomplikowanych, coraz trudniejszych i bardziej inwazyjnych zabiegów, zwłaszcza ortopedycznych. Wydłuża się też czas ich trwania. Zagroża to częstszym pojawianiem się zakażeń szpitalnych. Wynikać to może też z zaniedbywania ściśle określonych postępowań przed- i śródoperacyjnych oraz lekceważenia pooperacyjnych.

Rany dzięki naturalnej zdolności organizmu do naprawy goją się same. Większość bakterii wnikających udany zabieg operacyjny może pochodzić od zdrowych osobników – nosicieli. Zadaniem natomiast chirurga jest stworzyć pacjentowi warunki sprzyjające niepowikłanemu gojeniu rany. Można to osiągnąć poprzez usuwanie z niej szkodliwych czynników, które zaburzają zdolność tkanek do odnowy lub naprawy oraz zdolność do obrony przed drobnoustrojami w czasie zapalenia wytwórczego. Obecność antybiotyku w tkankach (do 3 godzin od uszkodzenia) wspomaga osłabiony urazem układ odpornościowy. Zapobiega to możliwości rozmnażania się drobnoustrojów chorobotwórczych i powstania stanu zapalnego jako aktu obronnego na działanie chorobotwórczych mikroorganizmów. Pozwala na zakończenie inwazji bakterii na samym skażeniu rany, bez objawów klinicznych zapalenia (zakażenia), co stanowi główną ideę antybiotykoprofilaktyki.

Rana chirurgiczna lub wypadkowa jest podstawowym zagadnieniem codziennej pracy chirurga. Dlatego obowiązuje go szczegółowa znajomość przebiegu procesów gojenia się ran, ich wpływu na ustrój, czynników wpływających na gojenie, a także sposobów postępowania z tkankami i zapobiegania zakażeniom. Ma to na celu uzyskanie najmniejszej liniowej blizny, świadczącej o niepowikłanym zakażeniem procesie gojenia – przez rychłozrost. Sposobem gojenia najbardziej pożądanym w chirurgii i ze stanowiska lekarskiego najdoskonalszym, przywracającym ciągłość skóry lub błony śluzowej, jest umożliwienie powrotu ich ważnych fizjologicznych funkcji, tzn. zapewnienie stałości i równowagi środowiska wewnętrznego przez ochronę przed wpływem środowiska zewnętrznego.

Należy stwierdzić, że zakażenia szpitalne są ceną za postęp, jaki dokonuje się w medycynie i nie da się ich uniknąć. Rolą lekarza jest także ustalenie strategii postępowania z pacjentami oraz

odpowiedzialne opracowanie procedur szpitalnych, by te niebezpieczeństwa jak najbardziej ograniczyć, aby zapewnić bezpieczeństwo i efektywność bloku operacyjnego.

Zastosowanie nawet najlepszego antybiotyku nie zastąpi właściwego postępowania chirurgicznego (czystości, atryumacyjności itd.), które gwarantuje największą szansę sukcesu chirurgicznego. Zapobiegawcze podawanie antybiotyków jest postępowaniem wspomagającym. Same antybiotyki nie zdziałają wiele, jeśli w walce z zakażeniem nie będą wspierane przez własne mechanizmy obronne ustroju. Antybiotykoprofilaktyka jest tylko jednym z wielu czynników zapobiegających zakażeniom miejsca operowanego i ograniczających zakażenie w ranie w przypadku jego rozwoju.

### Piśmiennictwo

1. Gaździk T. S. (red.): *Zakażenia w ortopedii*. Elsevier Urban & Partner, Wrocław 2004, s. 5-7, 158-187.
2. Nelson L. L.: Surgical site infections in small animal surgery. *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract.* 2011, **44**, 1041-1056.
3. Eugster S., Schawalter P., Gaschen F.: A prospective study of postoperative surgical site infections in dogs and cats. *Vet. Surg.* 2004, **33**, 542-550.
4. Beal M. W., Brown D. C., Shofer F. S.: The effects of perioperative hypothermia and the duration of anesthesia on postoperative wound infection rate in clean wounds: a retrospective study. *Vet. Surg.* 2000, **28**, 123-127.
5. Tan J. A., Naik V. N., Lingard L.: Exploring Obstacles to proper Timing of prophylactic antibiotics for surgical site infection. *Qual. Saf. Health Care.* 2006, **15**, 32-38.
6. Oszkiniński G., Pukacki F., Gabriel M., Majewski W. (red.): *Leczenie ran trudno gojących się*. Blackhorse Scientific Publishers Ltd, Warszawa 2006, s. 45-65.
7. Bray J.: Use antibiotics in surgical patients. *BSAVA Companion.* 2011, **10**, 15-19.
8. Johnson J. A.: Nosocomial infections. *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract.* 2002, **32**, 1101-1126.
9. Fossum T. W.: *Chirurgia małych zwierząt*. Elsevier Urban & Partner, Wrocław 2007, **1**, s. 83-93.
10. Nichols R. L., Smith J. W., Klein D. B., Trunkey D. D., Cooper R. H., Adinolfi M. F., Mills J.: Risk of infection after penetrating abdominal trauma. *N. Engl. J. Med.* 1984, **17**, 1065-1070.
11. Eugster S., Schawalter P., Gaschen F. et al: A prospective study of postoperative surgical site infections in dogs and cats. *Vet. Surg.* 2004, **33**, 542
12. Horan T. C., Gaynes R. P., Martone W. J., Jarvis W. R., Emori T. G.: CDC definitions of nosocomial surgical site infections, a modification of CDC definition of surgical wound infections. *Infect Control Hosp. Epidemiol.* 1992, **10**, 606-608.
13. Wolfe S. A., Podda S.: Prophylactic antibiotics in aesthetic surgery. *Aesth. Surg. J.* 2006, **26**, 93-94.
14. Yuste M., Romo A., Unamuno de P.: Antibiotic Prophylaxis in Dermatologic Surgery. *Actas Dermo.* 2008, **99**, 683-689.
15. Knights C. B., Mateus A., Baines S. J.: Current British veterinary attitudes to the use of perioperative antimicrobials in small animal surgery. *Vet. Rec.* 2012, **25**, 646.
16. Brown D. C., Conzemius M. G., Shofer F., Swamm H.: Epidemiologic evaluation of postoperative wound infections in dogs and cats. *J. A. V. M. A.* 1997, **210**, 1302-1306.
17. Mangram A. J., Horan T. C., Pearson M. L., Silver L. C., Jarvis W. R.: Guideline for prevention of surgical site infection. Hospital Infection Control Practices Advisory Committee. *Infect. Control Hosp. Epidemiol.* 1999, **4**, 250-278.
18. Levy S. B.: Microbial Resistance to antibiotics. An evolving and persistent problem. *Lancet.* 1982, **2**, 83-88.
19. Wasyl D., Osek J.: Monitorowanie występowania oporności na antybiotyki u szczepów Salmonella i Campylobacter izolowanych od zwierząt. *Życie Wet.* 2008, **83**, 107-110.
20. Col N. F., O' Connor R. W.: Estimating worldwide current antibiotic usage: Report of task force 1. *Rev. Infect. Dis.* 1987, **9**, 232-243.

21. Molly T., Shalini G., Moses B. V., Abraham J.: Monitoring of antibiotic use in a primary and tertiary care hospital. *J. Clin. Epidemiol.* 1996, **49**, 251-254.
22. Thamlikitkul S., Danchaijittir S., Kongpattanakul S., Ckokoikaew S.: Impact of an educational program on antibiotic use in a tertiary care hospital in a developing country. *J. Clin. Epidemiol.* 1998, **51**, 773-778.
23. Viswanathan M., Gondhi I. S., Shashindran C. H., Adithian C.: Drug utilization study of antimicrobial agents. *Ind. J. Med. Res.* 1981, **74**, 772-778.
24. Weese J.S.: A review of multidrug resistant surgical site infections. *Vet. Comp. Orthop. Traumatol.* 2008, **21**, 1-7.
25. Umber J. K., Bender J. B.: Pets and antimicrobial resistance. *Vet. Clin. North. Am. Small Anim. Pract.* 2009, **2**, 279-292.
26. Sanchez S., Stevenson Mc., Hudson Ch. R., Maier M., Bufington T., Dam Q., Maurer J. J.: Characterization of multidrug – resistant Escherichia coli isolates associated with nosocomial infection in dogs. *J. Clin. Microbiol.* 2002, **10**, 3586-4806.
27. Normand E. H., Gibson N. R., Taylor D. J., Carmichael S., Reid W. J.: Trends of antimicrobial resistance in bacterial isolates from small animal referral hospital. *Vet. Rec.* 2000, **146**, 151-155.
28. Wise R.: Antimicrobial agents a widening choice. *Lancet.* 1987, **2**, 1251-1254.
29. Zgonis T., Jolly G. P., Garbalosa J. C.: The efficacy of prophylactic intravenous antibiotics in elective foot and ankle surgery. *J. Foot Ankle Surg.* 2004, **43**, 97-103.
30. Roth A. I., Fry D. E., Polk H. C. Jr.: Infectious morbidity in extremity fractures. *J. Trauma* 1986, **26**, 757-761.
31. Aasen OQ, Barie P, Faist E, Ford HR, Fry DE, Hau T: Current issues in the prevention and management of surgical site infection. *Surg. Infect.* 2002, **3**, 1-8 (suppl).
32. Adaszek Ł., Górna M., Ziętek J., Kutzuba J., Winiarczyk S.: Bakteryjne zakażenia szpitalne u psów i kotów. *Życie Wet.* 2009, **84**, 805-808.
33. Anderson M. E. C., Montgomery J., Weese J. S., Prescott J. E.: *Infection prevention and control best practices for small animal veterinary clinics*. University of Guelph, Guelph (Canada) 2008.
34. D'Alise M. D., Demarest G.B., Fry De., Olson S. E., Osler T. M., Clevenger F.W.: Evaluation of pulmonary infection in patients with extremity fractures and blunt chest trauma. *J. Trauma.* 1994, **37**, 171-174.
35. Fry De., Harbrecht P. J., Polk H. C. Jr.: Systemic prophylactic antibiotics: need the 'cost' so high? *Arch Surg.* 1981, **116**, 466-469.
36. Zgonis T., Jolly G. P., Garbalosa J. C.: The efficacy of prophylactic intravenous antibiotics in elective foot and ankle surgery. *J. Foot Ankle Surg.* 2004, **43**, 97-103.
37. Matyjasik H., Adamiak Z., Pesta W., Zhalniarovich Y.: Laparoscopic procedures in dogs and cats. *Pol. J. Vet. Sci.* 2011, **14**, 305-316.
38. Widuchowski J., Widuchowski W., Paściak M.: Artroskopopia stawu kolanowego – historia i teraźniejszość. *Wiad. Lek.* 2005, **58**, 111-115.

Lek. wet. Przemysław Prządka,  
e-mail: przemyslaw.przadka@gmail.com