

ŻYCIĘ WETERYNARYJNE

CZASOPISMO SPOŁECZNO-ZAWODOWE I NAUKOWE KRAJOWEJ IZBY LEKARSKO-WETERYNARYJNEJ



Rola lekarzy weterynarii w schroniskach dla bezdomnych zwierząt z punktu widzenia prawa i etyki

Nieprawidłowości chromosomów płci jako istotne przyczyny zaburzeń rozwoju płci kotów

Niedokrwistość zakaźna koni ogólnoswiatową chorobą koniowatych

Niedobór miedzi u młodego bydła

Ruja ciągła u kotek

Pseudomonas aeruginosa – trudny przeciwnik lekarzy weterynarii

www.vetpol.org.pl

Egzemplarz bezpłatny

PL ISSN 0137-6810



PROMOCJA



Fiprex® spot-on
(Kot, S, M, L, XL)

Przy zakupie w tej samej dawce

5 szt. + 1 szt.
w cenie 1 gr



Fiprex® DUO spot-on
(Kot, S, M, L, XL)

Przy zakupie w tej samej dawce

5 szt. + 1 szt.
w cenie 1 gr

Promocja obowiązuje do 30.06.2023 r. lub do wyczerpania zapasów.
Szczegółowa informacja o lekach w Dziale Lekki Weterynaryjne.



Więcej informacji u przedstawicieli medycznych VET-AGRO.



VETERINARY
EXCLUSIVE

4vets

NATURAL



Karmy weterynaryjne dla psów i kotów

Karmy suszone 4Vets Natural to specjalistyczne karmy weterynaryjne wykorzystywane w trakcie postępowania dietetycznego u dorosłych psów. Ich precyzyjnie dobrane składniki zostały opracowane przez dietetyków i lekarzy weterynarii, a wykorzystanie do produkcji zarówno najwyższej jakości surowców, jak i innowacyjnej metody suszenia ciepłym powietrzem czyni je lekkostrawnymi i pełnowartościowymi produktami. W karmach znajdują się precyzyjnie dobrane proporcje wszystkich składników odżywczych, uwzględniające specyfikę danej jednostki chorobowej, a dodatki substancji biologicznie czynnych o udokumentowanych naukowo właściwościach ułatwiają osiągnięcie pożądanego efektu. Karmy suszone 4Vets Natural charakteryzują się wyjątkową smakowością i skutecznością, dzięki czemu możliwe jest utrzymanie pozytywnego stanu odżywienia chorego psa.



BEZ ZBÓŻ



DELIKATNA
METODA SUSZENIA



BEZ MĄCZEK ZWIERZĘCYCH
BEZ KONSERWANTÓW
BEZ SZTUCZNYCH BARWNIKÓW



BETA-GLUKANY
MOS I FOS



MEDI VET®

DOLINA NOTECI
smakuj nie dietę

Dystrybucja na terenie Polski:

- MEDI VET S.A.
ul. Szkolna 17, 63-100 Śrem
- sklep internetowy
www.dolina-noteci.pl

POZNAJ CAŁĄ LINIĘ DIET OPRACOWANYCH PRZEZ DIETETYKÓW I LEKARZY WETERYNARII
www.4vetsnatural.com



Spis treści

262 Od redakcji – A. Schollenberger

Działalność Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej

264 Kalendarium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

264 VIII posiedzenie Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej VIII kadencji – W. Katner

265 Uchwały i stanowiska Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

Uchwała nr 36/2023/VIII Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 22 marca 2023 r. w sprawie zmiany uchwały nr 58/2015/VI Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 29 września 2015 r. w sprawie upoważnienia Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do działania w imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej; Uchwała nr 58/2015/VI Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 29 września 2015 r. w sprawie upoważnienia Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do działania w imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej tekst jednolity – stan na 22 marca 2023 r.; Uchwała nr 39/2023/VIII Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 22 marca 2023 r. w sprawie zmiany uchwały nr 20/2022/VIII Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 22 czerwca 2022 r. w sprawie powołania Samorządowego Centrum Doskonalenia Zawodowego Lekarzy Weterynarii; Stanowisko Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 22 marca 2023 r. w sprawie używania tytułu konsultanta przez lekarzy weterynarii

267 Pisma i opinie Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

268 Spotkanie z Ukrainian Pet Association Worldwide we Lwowie – A. Vyniarska, Z. Wróblewski

269 Spotkanie z Naczelną Radą Aptekarską – W. Katner

270 Zjazd Lekarzy Weterynarii Warmińsko-Mazurskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej w Olsztynie – W. Katner

Sprawy społeczno-zawodowe

271 Etyka zawodowa lekarza weterynarii – godność zawodu – R. Karczmarczyk

Prace pogładowe

275 Rola lekarzy weterynarii w schroniskach dla bezdomnych zwierząt z punktu widzenia prawa i etyki – J. Helios, W. Jedlecka

282 Nieprawidłowości chromosomów płci jako istotne przyczyny zaburzeń rozwoju płci kotów – I. Szczerbal, M. Stachowiak, J. Nowacka-Woszek, M. Świtoński

287 Niedokrwiłość zakaźna koni ogólnościatową chorobą koniowatych – Z. Gliński, A. Żmuda

293 Niedobór miedzi u młodego bydła – A. Mirowski

Prace kliniczne i kazuistyczne

295 Ruja ciągła u kotek – A. Max

299 *Pseudomonas aeruginosa* – trudny przeciwnik lekarzy weterynarii – A. Wiśniewska

Artykuł sponsorowany

305 4Vets Natural Gastro Intestinal – karma suszona dla psów z zaburzeniami trawienia – J. Wilczak

Historia weterynarii

306 Piesza trasa turystyczna po byłej Akademii Medycyny Weterynaryjnej we Lwowie – Z. Wróblewski, A. Gamota, A. Vyniarska

313 Leki weterynaryjne

Miscellanea

319 Zwrot kosztów dojazdu a przychody wyznaczonego lekarza weterynarii – M. Szymankiewicz

323 Profesor Jarosław Kaba wiceprezydentem Europejskiej Specjalizacji Zarządzania Zdrowiem Małych Przeżuwaczy (ECSRHM)

324 Listy do redakcji

ŻYCIE WETERYNARYJNE

CZASOPISMO SPOŁECZNO-ZAWODOWE I NAUKOWE
KRAJOWEJ IZBY LEKARSKO-WETERYNARYJNEJ

ROCZNIK 98 • 2023 • NR 5

Komitet Redakcyjny:

Antoni Schollenberger (redaktor naczelny),
Iwona Pycia-Kowalczyk (sekretarz redakcji),
Witold Katner (rzecznik prasowy Krajowej Izby
Lekarsko-Weterynaryjnej),
Joanna Czarniecka (redakcja techniczna).

Rada Programowa:

prof. dr hab. Stanisław Winiarczyk – przewodniczący,
prof. dr hab. Łukasz Adaszek,
prof. dr Alfonso Carbonero-Martinez (Hiszpania),
prof. dr hab. Beata Cuvelier-Mizak,
prof. dr Antoni Gamota (Ukraina),
prof. dr Ignacio García-Bocanegra (Hiszpania),
lek. wet. Maciej Gogulski,
prof. dr hab. Zbigniew Grądzki,
prof. dr hab. Tomasz Janowski,
prof. dr hab. Andrzej Koncicki,
prof. dr hab. Roman Lechowski,
lek. wet. Andrzej Lisowski,
lek. wet. Wiesław Łada,
lek. wet. Jacek Mamczur,
prof. dr Karin Möstl (Austria),
prof. dr hab. Wojciech Niżański,
prof. dr hab. Jacek Osek,
prof. dr hab. Urszula Paślawska,
prof. dr hab. Zygmunt Pejsak,
dr hab. Jarosław Popiel,
lek. wet. Marek Radzikowski,
prof. dr hab. Tadeusz Rotkiewicz,
prof. dr hab. Piotr Silmanowicz,
prof. dr Vasył Stefanyk (Ukraina),
prof. dr hab. Paweł Sysa,
prof. dr hab. Józef Szarek,
prof. dr hab. Piotr Szeleszczuk,
lek. wet. Zbigniew Wróblewski,
dr n. wet. Jan Żelazny.

Prace pogładowe, prace kliniczne i kazuistyczne,
dotyczące leków oraz higieny żywności i pasz
są recenzowane.

Redakcja nie ponosi odpowiedzialności
za treść reklam i ogłoszeń.

Wydawca: Krajowa Izba Lekarsko-Weterynaryjna

Adres Redakcji:

al. Przyjaciół 1 lok. 2, 00-565 Warszawa
tel./fax: (22) 622 09 55, 502 263 799
e-mail: zyciewet@vetpol.org.pl
http://www.vetpol.org.pl

Redaktor naczelny:

al. Przyjaciół 1 lok. 2, 00-565 Warszawa
tel./fax: (22) 622 09 55, 502 263 799
e-mail: antoni_schollenberger@sggw.edu.pl
antoni.schollenberger@gmail.com

Biuro Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej

al. Przyjaciół 1 lok. 2, 00-565 Warszawa
tel./fax: (22) 628 93 35
e-mail: vetpol@vetpol.org.pl
http://www.vetpol.org.pl

DTP: APOSTROF Pracownia DTP

Druk i oprawa: MDruk

Nakład: 19 100 egz.

EGZEMPLARZ BEZPŁATNY

Informację o zmianie adresu korespondencyjnego
proszę kierować do właściwej
okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej.

Od redakcji

Koty, o których jest mowa w dwóch artykułach zamieszczonych w tym numerze, zaczynają dominować wśród pacjentów lecznic w miastach. Lekarzy niemających doświadczenia w ich leczeniu przestrzega się, żeby nie traktowali kotów jak małe psy. One są zupełnie inne, nie tylko pod względem fizjologicznym, ale również psychologicznym.

Wywodzący się od kota nubijskiego, udomowiony ok. 9,5 tys. lat temu, kot domowy (*Felis catus* s. *Felis silvestris catus*) w klasyfikacji zoologicznej zaliczany jest do rzędu drapieżnych (Carnivora), ale różni się od swoich nieudomowionych pobratymców. W starożytnym Egipcie był czczony jako zwierzę święte, w średniowiecznej Europie bywał utożsamiany z diabłem, a współcześnie wielu ludzi nie wyobraża sobie bez niego życia. Przez tysiące lat relacja pomiędzy ludźmi a kotami nabrała cech symbiozy.

Kot domowy jest jedynym gatunkiem wśród kotowatych, który w stosunkowo krótkim czasie przeszedł ewolucyjną drogę od dzikiego, samotniczo żyjącego zwierzęcia do jednego z najpopularniejszych zwierząt towarzyszących człowiekowi. W przeciwieństwie do swoich ewolucyjnych przodków wykazuje zadziwiająco zdolność do współżycia zarówno z ludźmi, jak też innymi kotami, a więc charakteryzuje się zdolnością do socjalizacji rozumianą jako umiejętność przebywania w grupach społecznych z przedstawicielami swojego lub innego gatunku, w tym z ludźmi (*Animals* 2022, 12(3), 298). Istnieją przypuszczenia, jak do tego doszło.

Zakłada się, że w początkowej fazie udomowienia kota nubijskiego (*Felis silvestris lybica*) presją doboru naturalnego faworyzowała odważniejsze osobniki z większą tolerancją na bliskość człowieka i innych osobników swojego gatunku. Być może więc prawdą jest twierdzenie, że nie człowiek udomowił kota, ale że kot udomowił się sam. Gdy już stał się towarzyszem człowieka, proces selekcji doprowadził do powstania gatunku zwierzęcia wyraźnie uległego wobec ludzi.

Drapieżne dziedzictwo kotów domowych ujawnia się u wolno żyjących zdziczałych kotów polujących na ptaki i drobne ssaki, co w niektórych rejonach świata jest zagrożeniem dla miejscowej fauny. U nas ofiarą kotów padają najczęściej popularne gatunki ptaków, które gniazdują w pobliżu ludzkich osiedli. Są to wróble, mazurki czy szpaki – gatunki, których liczebność w Polsce generalnie maleje. Na ataki kotów narażone są też ptaki zakładające gniazda na ziemi, np. pliszka żółta, skowronek czy pokląskwa. Ocenia się, że w Polsce każdego roku ofiarą kotów pada około 631 mln ssaków i niemal 144 mln ptaków. Problem wynika z tego, że polują nie koty dziczące, ale wiejskie, spędzające życie poza gospodarstwem. Takie koty z pewnością nigdy nie są pacjentami lecznic. Przez właścicieli są traktowane jak zwierzęta użytkowe, a nie towarzyszące.

Zarówno w populacjach wolno żyjących, jak zarządzanych przez ludzi, koty wykazują wiele zachowań

afiliacyjnych. Afiliacja jest potrzebą psychiczną, wyrażającą się w dążeniu do „bycia razem”, przyłączenia się do grupy oraz jej akceptacji.

Zachowania kotów skierowane do współplemieńców obejmują unoszenie ogona przy zbliżaniu się do innego kota, a także różne formy kontaktu fizycznego, w tym dotykanie się nosami, wzajemne wylizywanie się i ocieranie się o siebie, owijanie się ogonami oraz spanie we wspólnym legowisku. Wokalizacja, jak miauczenie i mruczenie, ma przede wszystkim znaczenie komunikacyjne i opiekuńcze między matką a potomstwem, a syczenie ma odstraszać intruza.

Afiliacyjne zachowania społeczne kotów mogą być kierowane w stronę ludzi. Koty mają zdolność rozwijania partnerskich relacji ze swoimi opiekunami. Na spotkanie z właścicielem kot przybiega z uniesionym ogonem, ponieważ przyszedł akceptowany członek jego grupy społecznej. Pies w tej sytuacji cieszy się zupełnie inaczej. Koty są dyskretniejsze w okazywaniu uczuć.

Ludzie potrzebują towarzystwa kotów, zarówno bezpośredniego kontaktu fizycznego, jak psychicznego. Taka interakcja przynosi właścicielom korzyści psychologiczne oraz zdrowotne, choć te drugie trudniej udowodnić. Istnieją jednak dane, że wskaźniki chorób sercowo-naczyniowych są niższe u posiadaczy kotów. Koty przyczyniają się do poprawy nastroju ich opiekunów, a osobom samotnym przywracają wiarę w to, że są komuś potrzebne. To oznacza, że koty mogą być źródłem emocjonalnego wsparcia dla swoich właścicieli. Jako lekarze weterynarii dodamy: dopóki nie zaczną chorować, wtedy przysparzają zmartwień.

Powszechnie przyjmuje się, że koty domowe nie tylko tolerują dotykanie, ale lubią być dotykane. Choć zaświadczą o tym wszyscy właściciele kotów, istnieje niewiele badań sprawdzających, czy tak jest w rzeczywistości. Kilka lat temu zajęli się tym tematem behawioryści i opublikowano wyniki ich badań (*Appl.Anim.Behav.Sci.* 2015, 173, 60–67).

Dotyk i głaskanie są częstą formą interakcji człowiek – zwierzę. Wykazano, że ma ono działanie zmniejszające stres u wielu gatunków zwierząt społecznych, w tym zwierząt gospodarskich i towarzyszących, a głaszczącym ludziom sprawia wyraźną przyjemność. Głaskanie naśladuje wewnątrzgatunkowe interakcje fizyczne między zwierzętami. Kot domowy, w kategoriach ewolucyjnych, ma zdolność demonstrowania zachowań społecznych. Fizyczne kontakty między kotami przybierają dwie dominujące formy: w pierwszej jeden kot liże drugiego, a w drugiej koty ocierają się o siebie. Obie fizyczne interakcje zwykle mają miejsce w obszarach ciała bogatych w gruczoły zapachowe, głównie w okolicach ust i skroni, chociaż obserwuje się również ocieranie się przez owijanie ogonem. W ten sposób koty przekazują charakterystyczne dla siebie feromony.

Wyniki badań przeprowadzonych na wielu gatunkach zwierząt wskazują, że inicjowane przez człowieka interakcje dotykowe są najlepiej odbierane w regionach ciała zaangażowanych w kontakty wewnątrzgatunkowe. Tak też jest w przypadku kotów. Koty zdecydowanie preferują głaskanie w okolicy skroniowej, natomiast głaskanie w okolicy ogonowej wywołuje negatywne reakcje behawioralne. Koty ocierają swoje części ciała o przedmioty i inne osobniki w ustalonej kolejności, zaczynając od głowy i okolic twarzy, kończąc na ogonie. Nie wiadomo, czy taka kolejność jest ważna w interakcjach człowiek – kot, ale w omawianych badaniach sekwencja dotykania różnych części ciała nie miała widocznego wpływu na reakcje behawioralne kotów.

Wiadomo, że zwierzęta domowe z większym prawdopodobieństwem za pozytywny uznają kontakt z człowiekiem, którego znają. Okazuje się, że z kotami jest inaczej. One zdecydowanie wolą głaskanie przez kogoś obcego niż pieszczoły właściciela. Udowodniono to naukowo, chyba że inny behawiorysta uzyska odmienne wyniki. W każdym razie wynika z tego, że lekarz głaskaniem może obłaskawić nieznanego mu kociego pacjenta, ale powinien unikać dotykania okolicy ogona.

Panuje zgoda co tego, że koty mają osobowość, rozumianą jako międzyosobnicze różnice w zachowaniu, które są stabilne w czasie i w różnych kontekstach. Osobowość odnosi się do stałych, indywidualnych różnic we wzorcach zachowań. Właściciele są zadowoleni, jeśli ich osobowość pasuje do osobowości kota. Określenie typu osobowości jest ważne, ponieważ zwierzęta o różnych osobowościach mają różne wymagania środowiskowe. Dopasowywanie osobowości ludzi i kotów powinno być wykorzystane podczas adopcji schroniskowej i wpływać na dobór zwierzęcia dla rodzin z dziećmi.

Według niektórych psychologów u kotów występuje pięć wiarygodnych, podobnych do występujących u ludzi, typów osobowości: neurotyczna, ekstrawertyczna, dominująca, impulsywna i ugodowa. Na przykład wysoce impulsywne koty silnie reagują na stresujący czynnik w ich otoczeniu, podczas gdy koty z niską ugodowością, wykazujące drażliwość, zdecydowanie wskazują na ból lub chorobę.

Wobec prób opisanego psychiki kota w kategoriach typów osobowości człowieka warto przywołać Rainera Marię Rilkego:

*Kot (...) pozostaje trochę na zewnątrz; zawsze jest to życie plus kot, co daje (...) ogromną sumę!
Koty to koty po prostu, a ich świat jest światem kotów od początku do końca.*

Ograniczenie się do kilku typów osobowości jest ułomną próbą daremnego ich całkowitego udomowienia.

W Finlandii przeprowadzono badania ankietowe ponad 4,3 tys. właścicieli kotów, w których uwzględniono siedem cech osobowości zwierząt, w tym dwie związane z zachowaniem, jak łękliwość, duża ruchliwość i chęć do zabawy, dalej – agresywność wobec ludzi, towarzyska, otwarta postawa wobec ludzi

i wobec kotów, nadmierne wylizywanie się (grooming) i problemy z używaniem kuwety (Animals 2021, 11(7), 1991). Odpowiedzi na ankietę poddano skomplikowanej analizie statystycznej. Wobec tego, że cechy osobowości są odziedziczne, jak się można było spodziewać, wykazano różnice w ich występowaniu u różnych ras kotów. Badaniem objęto 56 ras kotów, które połączono w 26 grup.

Najbardziej aktywnymi i skłonny do zabawy rasami okazały się koty bengalskie i abisyńskie, a najmniej chętnymi perskie, egzotyczne, ragdolle i brytyjskie. Koty rasy bengalskiej najczęściej wykazywały zachowania drapieżcze, a koty perskie plasowały się pod tym względem najniżej.

Najbardziej łekliwe i nerwowe okazały się koty rosyjskie niebieskie, a najodważniejszymi były koty rasy abisyńskiej, birmańskiej i koraty. Pod względem agresji wobec ludzi najbardziej zaczepne dla członków rodziny i obcych bywają koty rasy turecki van. Niskie wyniki w zakresie agresywności uzyskały rasy abisyńska i somalijska. Jeśli chodzi o towarzyski stosunek wobec innych kotów, najwyżej uplasowały się koty ras orientalnych (krótkowłose i długowłose), birmańskie i koraty, a najniżej koty rasy turecki van.

Rasami ze skłonnością do przesady w zachowaniach pielęgnacyjnych (grooming) były koty syjamskie i balijskie oraz ragdoll. Pewnie bardziej są narażone na występowanie pilobezoarów.

Rasami, które miały kłopoty z używaniem kuwety, były koty norweskie leśne, tureckie vany, bengalskie i syjamskie, przy czym różnice między tymi rasami były niewielkie. Najmniej problemów z utrzymaniem czystości w domu zgłosili właściciele koratów, ras brytyjskich i abisyńskiej.

Wyniki ankiety wykorzystuje już jedno z towarzystw ubezpieczających koty.

Kalendarium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

- ▶ **18 marca 2023 r.** • W Katowicach odbył się Sprawozdawczy Zjazd Lekarzy Weterynarii Śląskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej. Krajową Radę Lekarsko-Weterynaryjną reprezentował prezes Marek Mastalerek.
- ▶ **19 marca 2023 r.** • W Międzyrzeczu odbył się XXIV Zjazd Sprawozdawczy Lekarzy Weterynarii Lubuskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej. Krajową Radę Lekarsko-Weterynaryjną reprezentował prezes Marek Mastalerek.
- ▶ **21 marca 2023 r.** • W siedzibie Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej odbyło się posiedzenie Komisji Finansowo-Gospodarczej.
- ▶ **22–23 marca 2023 r.** • W siedzibie Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej odbyło się VII posiedzenie Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej VIII kadencji.
- ▶ **28 marca 2023 r.** • W gmachu Ministerstwa Rolnictwa i Rozwoju Wsi odbyło się spotkanie prezesa Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej Marka Mastalera z głównym lekarzem weterynarii Pawłem Niemczukiem poświęcone współpracy przy rozwiązywaniu bieżących problemów dotyczących pracowników Inspekcji Weterynaryjnej i lekarzy urzędowych, a także farmacji weterynaryjnej.
- ▶ **28 marca 2023 r.** • W siedzibie Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej odbyło się posiedzenie Krajowego Sądu Lekarsko-Weterynaryjnego.
- ▶ **28 marca 2023 r.** • W siedzibie Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej odbyło się spotkanie prezesa Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej Marka Mastalera z mgr farm. Elżbietą Piotrowską-Rutkowską, prezesem Naczelnej Rady Aptekarskiej. Wzięli w nim także udział Jacek Łukaszewicz, sekretarz Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej oraz mgr farm. Marian Witkowski, prezes Okręgowej Rady Aptekarskiej w Warszawie.
- ▶ **3 kwietnia 2023 r.** • W siedzibie Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej odbyło się posiedzenie Krajowej Komisji Rewizyjnej.
- ▶ **15 kwietnia 2023 r.** • W Goleniowie odbył się Sprawozdawczy Zjazd Lekarzy Weterynarii Zachodniopomorskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej. Krajową Radę Lekarsko-Weterynaryjną reprezentował członek Prezydium Wojciech Hildebrand.
- ▶ **15 kwietnia 2023 r.** • W Przemyślu odbył się XXII Zjazd Sprawozdawczy Podkarpackiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej. Krajową Radę Lekarsko-Weterynaryjną reprezentował wiceprezes Tomasz Górski.
- ▶ **16 kwietnia 2023 r.** • W Olsztynie odbył się Sprawozdawczy Zjazd Lekarzy Weterynarii Warmińsko-Mazurskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej. Krajową Radę Lekarsko-Weterynaryjną reprezentował prezes Marek Mastalerek.

VIII posiedzenie Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej VIII kadencji

Posiedzenie odbyło się 1 marca 2023 r. Na początku omówiono kwestię organizacji w 2023 r. w Kołobrzegu posiedzenia Wyszehradzkiej Grupy Weterynaryjnej (Visegrad Vet +). Wiceprezes Marek Kubica przedstawił cel i możliwości organizacji tego wydarzenia. Omówiono kwestie finansowe i formalne. Prezydium jednomyślnie rekomendowało Krajowej Radzie przyjęcie uchwały w sprawie organizacji tego posiedzenia. Jednocześnie zarekomendowano następujący skład Komitetu Organizacyjnego: Marek Kubica, Jacek Łukaszewicz, Piotr Kwieciński, Tomasz Chodkowski, Joanna Przewoźna.

Następnie skarbnik Tomasz Chodkowski złożył sprawozdanie z wykonania budżetu Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej za 2022 r., prezentując poszczególne pozycje budżetu samorządu. Skarbnik przedstawił ze szczegółami projekt uchwały w sprawie przyjęcia budżetu Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej na 2023 r. Poinformował także, że

Komisja Finansowo-Gospodarcza zarekomendowała jego przyjęcie przez Krajową Radę w przedstawionej formie. Po dyskusji Prezydium zdecydowało o zarekomendowaniu Krajowej Radzie przyjęcie uchwały.

Prezydium zajęło się następnie pismem wiceministra rolnictwa i rozwoju wsi Lecha Kołakowskiego zawierającym prośbę do Krajowej Rady o złożenie wniosku o powołanie członka Komisji ds. Specjalizacji Lekarzy Weterynarii oraz pismem przewodniczącego Komisji ds. Specjalizacji Lekarzy Weterynarii z prośbą o wyznaczenie nowego przedstawiciela Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do zespołu egzaminacyjnego specjalizacji w obszarze – „Choroby gospodarskich i towarzyszących zwierząt futerkowych”.

Po dyskusji Prezydium jednomyślnie rekomendowało Krajowej Radzie niezgłaszanie kandydatur na członka Komisji ds. Specjalizacji Lekarzy Weterynarii oraz przedstawiciela Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do zespołu egzaminacyjnego.

Wojciech Hildebrand złożył sprawozdanie z prac Komisji ds. Polityki Medialnej i Komunikacji Wewnętrznej, która zajęła się przygotowaniem ankiety *Indywidualne, społeczne i środowiskowe czynniki ryzyka dla zdrowia psychicznego lekarzy weterynarii w Polsce*. Projekt ankiety opracowują prof. dr hab. n. med. Joanna Rymaszewska, mgr Karolina Fila-Witecka oraz dr hab. Dorota Szcześniak prof. UM. Prezydium zdecydowało, że zanim sprawa ankiety trafi na posiedzenie Krajowej Rady, musi dojść do spotkania wyjaśniającego szczegóły współpracy z profesorem Rymaszewską.

Prezydium zajęło się też apelem XIII Sprawozdawczego Zjazdu Lekarzy Weterynarii Łódzkiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej do Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej w sprawie zmiany zapisu w ust. 5 uchwały nr 29/2022/VIII Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 11 października 2022 r. w sprawie zmiany uchwały nr 85/2016/VI Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 14 czerwca 2016 r. w sprawie wprowadzenia Dobrej Praktyki Wystawiania Paszportów dla Zwierząt Towarzyszących.

Zdaniem biura prawnego Krajowej Izby w apelu wnosi się w rzeczywistości o zmianę prawa unijnego, do czego Krajowa Rada z oczywistych względów nie ma kompetencji. Zapisy Dobrej Praktyki wynikają

wprost z przepisów prawa unijnego. Prezes Marek Mastalerek przypomniał informację przekazaną przez Główny Inspektorat Weterynarii, w której wskazano, że obecnie we wszystkich państwach członkowskich Unii Europejskiej trwa realizacja skoordynowanego planu kontroli w zakresie nielegalnego handlu zwierzętami towarzyszącymi, zainicjowanego przez dział zajmujący się fałszerstwami w Komisji Europejskiej. Wystawianie paszportów dla zwierząt towarzyszących jest jedną z kwestii będących w obszarze zainteresowania osób badających trendy i nielegalne praktyki w państwach członkowskich. W wypadku jakiegokolwiek przepisywania informacji do paszportu z innych dokumentów zachodzi szczególne ryzyko nieprawidłowych praktyk. Wobec powyższego należy dochować szczególnej staranności w wydawaniu paszportów zgodnie z przepisami obowiązującymi w Unii Europejskiej. Prezydium uznało, że podjęcie ponownie dyskusji nad oczywistymi sprawami nie ma sensu i jednomyślnie rekomendowało odrzucenie apelu.

Witold Katner

Rzecznik prasowy Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej

Uchwały i stanowiska Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

**Uchwała nr 36/2023/VIII
Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej
z dnia 22 marca 2023 r.
w sprawie zmiany uchwały nr 58/2015/VI
Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej
z dnia 29 września 2015 r.
w sprawie upoważnienia Prezydium Krajowej Rady
Lekarsko-Weterynaryjnej do działania
w imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej**

Na podstawie art. 38 ust. 3 ustawy z dnia 21 grudnia 1990 r. o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych (Dz.U. z 2023 r. poz. 154 t.j.) oraz art. 268a ustawy z dnia 14 czerwca 1960 r. Kodeks postępowania administracyjnego (Dz.U. z 2022 r. poz. 2000 t.j. z późn. zm.) uchwała się, co następuje:

§ 1

W uchwale nr 58/2015/VI Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 29 sierpnia 2015 r. w sprawie upoważnienia Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do działania w imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej:

1) nadaje się następujące brzmienie § 2:

Upoważnia się Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do rozpatrywania odwołań i wydawania decyzji administracyjnych w sprawach wynikających z:

1) art. 7 ustawy z dnia 21 grudnia 1990 r. o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych;

- 2) art. 22 ustawy z dnia 18 grudnia 2003 r. o zakładach leczniczych dla zwierząt;
- 3) art. 24d ustawy z dnia 11 marca 2004 r. o ochronie zdrowia zwierząt oraz zwalczaniu chorób zakaźnych zwierząt;
- 4) art. 43 ustawy z dnia 6 marca 2018 r. Prawo przedsiębiorców;
- 5) art. 34 § 3 ustawy z dnia 17 czerwca 1966 r. o postępowaniu egzekucyjnym w administracji.

2) po § 2 dodaje się § 2¹ w następującym brzmieniu:

Upoważnia się Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do rozpatrywania:

- 1) *ponagleń w rozumieniu Kodeksu Postępowania Administracyjnego;*
- 2) *skarg i wniosków składanych w oparciu o przepisy Działu VIII „Skargi i wnioski” Kodeksu Postępowania Administracyjnego.*

§ 2

1. Tekst jednolity uchwały nr 58/2015/VI Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 29 sierpnia 2015 r. w sprawie upoważnienia Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do działania w imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej uwzględniający powyższe zmiany oraz zmiany wprowadzone uchwałą nr 75/2021/VII Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 31 marca 2021 r. stanowi załącznik do niniejszej uchwały.
2. Uchwała wchodzi w życie z dniem podjęcia.

Załącznik do uchwały KRLW
nr 36/2023/VIII z dnia 22 marca 2023 r.

**Uchwała nr 58/2015/VI
Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej
z dnia 29 września 2015 r.
w sprawie upoważnienia Prezydium Krajowej Rady
Lekarsko-Weterynaryjnej do działania
w imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej
tekst jednolity – stan na 22 marca 2023 r.**

Na podstawie art. 38 ust. 3 ustawy z dnia 21 grudnia 1990 r. o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych (Dz.U. z 2014 poz. 1509 j.t. z późn. zm.) oraz art. 268a ustawy z dnia 14 czerwca 1960 r. Kodeks postępowania administracyjnego (Dz.U. z 2013 r. poz. 267 j.t. z późn. zm.) uchwała się, co następuje:

§ 1

1. Upoważnia się Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do działania w imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej w sprawach:
 - 2) sprawowania w okresie między posiedzeniami Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej czynności wynikających z art. 39 ust. 1 pkt 1–4 i 11–13 oraz ust. 2 i 4 ustawy o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych;
 - 3) prowadzenia bieżącej działalności finansowej i gospodarczej Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej w ramach uchwalonego budżetu Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej;
 - 4) określania zasad pracy biura Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej, a w szczególności zasad zatrudniania i wynagradzania pracowników biura;
 - 5) ustalania projektów porządku obrad Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej.
2. W sprawach, o których mowa w ust. 1 Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej, może podejmować uchwały.

§ 2

Upoważnia się Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do rozpatrywania odwołań i wydawania decyzji administracyjnych w sprawach wynikających z:

1. art. 7 ustawy z dnia 21 grudnia 1990 r. o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych;
2. art. 22 ustawy z dnia 18 grudnia 2003 r. o zakładach leczniczych dla zwierząt;
3. art. 24d ustawy z dnia 11 marca 2004 r. o ochronie zdrowia zwierząt oraz zwalczaniu chorób zakaźnych zwierząt;
4. art. 43 ustawy z dnia 6 marca 2018 r. Prawo przedsiębiorców;
5. art. 34 § 3 ustawy z dnia 17 czerwca 1966 r. o postępowaniu egzekucyjnym w administracji.

§ 2¹

Upoważnia się Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do rozpatrywania:

- 1) ponagieł w rozumieniu Kodeksu Postępowania Administracyjnego;
- 2) skarg i wniosków składanych w oparciu o przepisy Działu VIII „Skargi i wnioski” Kodeksu Postępowania Administracyjnego.

§ 3

Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej składa Krajowej Radzie Lekarsko-Weterynaryjnej sprawozdanie

o podjętych działaniach i uchwałach na jej najbliższym posiedzeniu.

§ 4

Traci moc uchwała nr 45/2015/VI Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 19 marca 2015 r. w sprawie upoważnienia Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do działania w imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej.

§ 5

Uchwała wchodzi w życie z dniem podjęcia.

**Uchwała nr 39/2023/VIII
Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej
z dnia 22 marca 2023 r.
w sprawie zmiany uchwały nr 20/2022/VIII
Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej
z dnia 22 czerwca 2022 r. w sprawie powołania
Samorządowego Centrum Doskonalenia Zawodowego
Lekarzy Weterynarii**

Na podstawie art. 39 ust. 1 oraz art. 10 ust. 2 pkt 12 ustawy z dnia 21 grudnia 1990 r. o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych (Dz.U. z 2023 r. poz. 154 t.j.), a także uchwały 11/2022/XII XII Krajowego Zjazdu Lekarzy Weterynarii z dnia 15 stycznia 2022 r. w sprawie zobowiązania Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do wprowadzenia systemu certyfikowanych szkoleń zawodowych lekarzy weterynarii uchwała się, co następuje:

§ 1

W uchwale nr 20/2022/VIII Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 22 czerwca 2022 r. w sprawie powołania Samorządowego Centrum Doskonalenia Zawodowego Lekarzy Weterynarii:

- a) paragraf 4 pkt 2 otrzymuje brzmienie:
 - 2) *Ustalenie ramowych programów kształcenia, których projekty przedstawiają konsultanci krajowi;*
- b) paragraf 6 ust. 3 otrzymuje brzmienie:
 3. *Konsultant krajowy przedstawia Radzie projekt ramowego programu kształcenia w nadzorowanej przez siebie dziedzinie, nadzoruje sposób realizacji szkolenia, a także pełni funkcję przewodniczącego zespołu egzaminacyjnego.*
- c) paragraf 7 ust. 2 otrzymuje brzmienie:
 2. *Szczegółowe zasady przeprowadzania szkolenia są każdorazowo ustalane w porozumieniu zawierającym pomiędzy organizatorem szkolenia a Krajową Izbą Lekarsko-Weterynaryjną. Integralną część porozumienia, o którym mowa w zdaniu poprzedzającym, stanowi ustalony przez Radę ramowy program kształcenia.*

§ 2

Załącznik nr 1 do uchwały nr 20/2022/VIII Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 22 czerwca 2022 r. w sprawie powołania Samorządowego Centrum Doskonalenia Zawodowego Lekarzy Weterynarii otrzymuje brzmienie określone w załączniku nr 1 do niniejszej uchwały.

§ 3

Uchwała wchodzi w życie z dniem podjęcia.

§ 4

Tekst jednolity uchwały nr 20/2022/VIII Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 22 czerwca 2022 r. w sprawie

powołania Samorządowego Centrum Doskonalenia Zawodowego Lekarzy Weterynarii wraz z załącznikiem uwzględniający powyższe zmiany, stanowi załącznik nr 2 do niniejszej uchwały.

Wykaz dziedzin klinicznych, z których można uzyskać certyfikat i tytuł

Lista dziedzin

1. Zarządzanie zdrowiem stada bydła
2. Patologia i biotechnika rozrodu bydła
3. Choroby gruczołu mlekowego i higiena mleka
4. Kardiologia psów i kotów
5. Neurologia i neurochirurgia psów i kotów
6. Stomatologia psów i kotów
7. Dermatologia psów i kotów
8. Onkologia psów i kotów
9. Gastroenterologia psów i kotów
10. Urologia i nefrologia psów i kotów
11. Anestezjologia i intensywne terapie psów i kotów
12. Choroby zakaźne i inwazyjne psów i kotów
13. Okulistyka weterynaryjna
14. Patologia i biotechnika rozrodu psów i kotów
15. Ortopedia i traumatologia psów i kotów
16. Chirurgia tkanek miękkich psów i kotów
17. Choroby zakaźne i inwazyjne świń
18. Zarządzenie rozrodem i zdrowiem stad świń
19. Patologia i biotechnika rozrodu koni
20. Choroby narządu ruchu i medycyna sportowa koni
21. Choroby wewnętrzne, zakaźne i inwazyjne koni
22. Zarządzenie zdrowiem stad drobiu
23. Ichtiopatologia
24. Choroby owiec i kóz
25. Choroby wielbłądowatych
26. Choroby małych ssaków domowych
27. Choroby płazów i gadów

Brzmienie tytułu:

„Dyplomowany przez KRLW lekarz weterynarii w dziedzinie (nazwa dziedziny wskazanej w części A)”

Stanowisko Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 22 marca 2023 r. w sprawie używania tytułu konsultanta przez lekarzy weterynarii

Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna zwraca uwagę lekarzy weterynarii na niedopuszczalność posługiwania się tytułem konsultanta w działalności zawodowej. Przepisy prawa powszechnie obowiązującego nie przyznają lekarzowi weterynarii prawa uzyskania takiego tytułu, tak jak jest to przewidziane w wypadku tytułu specjalisty.

Jednocześnie posługiwanie się tytułem konsultanta może wprowadzać w błąd klientów wywołując u nich – nieznaną – normatywnych podstaw – przekonanie, że dany lekarz weterynarii tytułujący się konsultantem posiada z góry określone i formalnie uznane, szczególne kwalifikacje zawodowe. Ponadto używanie przez lekarzy weterynarii tytułu konsultanta może powodować ich mylne utożsamienie z konsultantami krajowymi w poszczególnych dziedzinach weterynarii działającymi w ramach Samorządowego Centrum Szkolenia Zawodowego Lekarzy Weterynarii. Podobnie w sposób niedopuszczalny może wprowadzać w błąd używanie sformułowania „konsultant” jako nazwy stanowiska w ramach zakładu leczniczego dla zwierząt czy dla określenia zakresu wykonywanych najczęściej konsultacji lekarskich.

Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna przypomina, że zgodnie z art. 10 ust. 2. Kodeksu Etyki Lekarza Weterynarii niedopuszczalne jest rozpowszechnianie przez lekarza weterynarii nieprawdziwych lub wprowadzających w błąd informacji o zakresie świadczonych usług lub posiadanych kwalifikacjach i kompetencjach.

Pisma i opinie Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

L.dz. P - 96/2023

Warszawa, dnia 30 marca 2023 r.

Naczelna Izba Aptekarska

Pan

Marek Mastalerek

Prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

Nawiązując do wypowiedzi medialnej jednego z członków Naczelnej Rady Aptekarskiej, w której użyte zostało sformułowanie, że *Recepta weterynaryjna to stary sposób wytłudzanie leków z apteki*, w imieniu Naczelnej Izby Aptekarskiej zapewniam, że nie może być ono interpretowane jako zarzut wytłudzania leków przez lekarzy weterynarii.

Zwrot „stary sposób” odnosił się do znanych farmaceutom i lekarzom weterynarii, a także organom kontroli, w tym

Inspekcji Weterynaryjnej i Państwowej Inspekcji Farmaceutycznej, problemów, które łączą się z obrotem i stosowaniem leków dla ludzi w leczeniu zwierząt.

Doświadczenia farmaceutów potwierdzają, że stosowanie u zwierząt produktów leczniczych przeznaczonych dla ludzi prowadzi często do powstania poważnych ryzyk wprowadzania leków poza legalny obrót oraz stosowania przez osoby nieuprawnione. Recepty weterynaryjne są stosunkowo często fałszowane. Zwłaszcza w zakresie leków anabolicznych, psychotropowych czy leków mogących służyć innym celom pozamedycznym.

Problemy powyższe udokumentowane zostały m.in. w raporcie Najwyższej Izby Kontroli (LSZ.430.001.2018, nr ewid. 142/2018/P/1 7/100/LSZ) *Nadzór nad obrotem i stosowaniem produktów zawierających substancje anaboliczne, hormonalne, odurzające i psychotropowe w leczeniu zwierząt*.

Mając na uwadze zasygnalizowane uwarunkowania prawne i faktyczne, podkreślić należy szczególne znaczenie normy prawnej z art. 96 ust. 5 pkt 2 lit. a ustawy z dnia 6 września 2001 r. Prawo farmaceutyczne, zgodnie z którą farmaceuta może odmówić wydania produktu leczniczego, jeżeli powziął uzasadnione podejrzenie, że produkt leczniczy, który ma zostać wydany w ramach usługi farmaceutycznej, może być zastosowany w celu pozamedycznym lub recepta mająca być podstawą wydania produktu leczniczego, nie jest autentyczna.

Fakt, że farmaceuci ze szczególną wnikliwością i starannością realizują recepty weterynaryjne, determinowany jest obiektywnymi przesłankami oraz obowiązującym prawem, a nie brakiem zaufania wobec lekarzy weterynarii.

Mając na uwadze doniosłość problemu, Naczelna Izba Aptekarska stanowczo sprzeciwia się wszelkim próbom antagonizowania farmaceutów i lekarzy weterynarii.

Z poważaniem
Prezes Naczelnej Rady Aptekarskiej
Elżbieta Piotrowska-Rutkowska

KILW/061/01/23

Warszawa, 4 kwietnia 2023 r.

Pan
Lech Kołakowski
Sekretarz Stanu
Ministerstwo Rolnictwa i Rozwoju Wsi

W odpowiedzi na Pana pismo sygn. DŻW.ppw.003.1.2023 z dnia 12 stycznia 2023 r. z prośbą o złożenie wniosku o powołanie członka Komisji ds. Specjalizacji Lekarzy Weterynarii na zwolnione miejsce uprzejmie informuję, że na swoim posiedzeniu plenarnym w dniu 22 marca 2023 r. Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna podjęła, w drodze głosowania, decyzję o nieskładaniu powyższego wniosku do czasu wygaśnięcia bieżącej kadencji Komisji, gdyż obecny jej skład budzi liczne kontrowersje łącznie z wątpliwościami natury prawnej co do prawidłowości procesu jej powołania.

Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna postanowiła konsekwentnie podtrzymać swoją opinię wyrażoną m.in. w swoim Stanowisku z dnia 21 stycznia 2021 r. wyrażającym sprzeciw wobec zmiany sposobu powołania i trybu pracy nowej Komisji ds. Specjalizacji Lekarzy Weterynarii oraz Apelu z dnia 22 września 2021 r. w sprawie aktualnej sytuacji w nowej Komisji ds. Specjalizacji Lekarzy Weterynarii.

Wobec powyższego, nie mając żadnego wpływu na skład osobowy i sposób działania Komisji ds. Specjalizacji Lekarzy Weterynarii bieżącej kadencji, Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna nie może i nie chce akceptować aktualnego poziomu merytorycznego i organizacyjnego Komisji przez wskazanie swojego jedyne przedstawiciela do jej składu.

Jednocześnie pragnę zapewnić Pana Ministra, że w momencie obiecanego nam przez Wicepremiera Henryka Kowalczyka skrócenia bieżącej kadencji Komisji Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna w pełni wywiąże się z obowiązków nałożonych na nią w drodze ostatniej nowelizacji Ustawy o zawodzie lekarza weterynarii i izb lekarsko-weterynaryjnych i zgodnie z zapisem jej art. 3b ust. 3 przedłoży Panu wniosek o powołanie pełnego składu Komisji ds. Specjalizacji Lekarzy Weterynarii następczej kadencji.

Z poważaniem,
Lek. wet. Marek Mastalerek
Prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

KILW/061/10/23

Warszawa, dnia 11 kwietnia 2023 r.

Pan
Robert Telus
Minister Rolnictwa i Rozwoju Wsi

W imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej oraz swoim własnym składam Panu serdeczne gratulacje z okazji objęcia stanowiska Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi. Z satysfakcją odnotowaliśmy fakt, że w Pańskim zakresie znajdują się sprawy dotyczące polskich lekarzy weterynarii.

Życząc Panu wielu sukcesów zawodowych i wszelkiej pomyślności w życiu osobistym, wyrażam nadzieję na bliską i owocną współpracę, mając na uwadze Pańskie zaangażowanie w okresie sprawowania funkcji Przewodniczącego Sejmowej Komisji Rolnictwa i Rozwoju Wsi w rozwiązywanie problemów naszego zawodu.

Równocześnie chciałbym zaproponować osobiste spotkanie z Panem Ministrem i przedstawienie Panu aktualnych problemów polskiej weterynarii i samorządu lekarsko-weterynaryjnego. Proszę więc o ustalenie terminu i miejsca naszego spotkania.

Z poważaniem
Lek. wet. Marek Mastalerek
Prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

Spotkanie z Ukrainian Pet Association Worldwide we Lwowie

15 marca 2023 r. we Lwowie w siedzibie Ukrainian Pet Association Worldwide (UPAW) odbyło się spotkanie koordynatorów ds. pomocy ukraińskim lekarzom weterynarii i ich rodzinom dotkniętym konfliktem. Alla Vyniarska i Zbigniew Wróblewski spotkali się z członkami tej organizacji.

Podczas spotkania podsumowano współpracę w zakresie pomocy zakładom leczniczym dla zwierząt związanej z dostarczeniem generatorów prądu

zakupionych w Polsce przez izby lekarsko-weterynaryjne. Stwierdzono, że w chwili obecnej zapotrzebowanie na generatory prądu jest praktycznie zaspokojone. Jeszcze raz usłyszeliśmy podziękowanie dla Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej za udział naszego mikrobusa w transporcie pomocy humanitarnej, co szczególnie wiosną i latem w ubiegłego roku rozwiązało trudny problem rozwożenia środków pomocowych po terenie Ukrainy.

Ała Vyniarska przekazała informację na temat przekazania Ukrainie w ramach darowizny autonomicznej (wyposażonej w generator prądu, klimatyzację, wodę, autoklaw oraz inny sprzęt weterynaryjny niezbędny do przeprowadzenia zabiegów) mobilnej sali operacyjnej. Alla jest w stałym kontakcie z inicjatorką tego przedsięwzięcia, lek. wet. Karoliną Figiel, prezesem fundacji Veterinary Foundation Poland, a formalności z tym związane zbliżają się ku końcowi. Przekazanie takiego pojazdu weterynaryjnego ma duże znaczenie praktyczne w związku z przygotowywaną przez UPAW akcją sterylizacji psów na terenach z niedostateczną liczbą praktykujących lekarzy weterynarii planowaną na wiosnę tego roku. Liczba bezpiecznych i zabłąkanych zwierząt w czasie wojny i związane z tym zagrożenie wścieklizną stale wzrasta i istnieje konieczność ograniczenia ich zdolności rozrodczych. Mobilna sala operacyjna, dzięki swojej autonomiczności i niezależności od źródeł prądu czy wody, może działać w dowolnym miejscu, do którego dojedzie. Z organizacją tego przedsięwzięcia związane są również trudności kadrowe. Przedstawiciele UPAW zwrócili się z zapytaniem, czy wśród polskich lekarzy weterynarii można znaleźć osoby chętne i posiadające doświadczenie w zabiegach sterylizacji do udziału w tej akcji w charakterze wolontariuszy.

W dalszej części spotkania poruszono sprawę aktualnych potrzeb pomocowych. Tu zakres środków jest niezmienny: potrzebne są środki opatrunkowe, leki weterynaryjne, sprzęt weterynaryjny dla lekarzy weterynarii, którzy wskutek działań wojennych utracili swoje zakłady lecznicze. Każda pomoc z zagranicy, nawet w małym zakresie, jest bardzo cenna, gdyż uświadamia ukraińskim lekarzom weterynarii, że ktoś o nich myśli i nie są sami w obliczu tej wojny.

Ała Vyniarska, Zbigniew Wróblewski



Od lewej: Iryna Szewczenko, Oksana Koshak, Zbigniew Wróblewski, Ała Vyniarska, Marian Gasjuk, Tania Petryna



Mobilna sala operacyjna (sterylus)

Spotkanie z Naczelną Radą Aptekarską

28 marca 2023 r. odbyło się spotkanie prezesa Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej Marka Mastalereka z mgr farm. Elżbietą Piotrowską-Rutkowską – prezesem Naczelnej Rady Aptekarskiej. Wzięli w nim także udział Jacek Łukaszewicz – sekretarz Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej oraz mgr farm. Marian Witkowski – prezes Okręgowej Rady Aptekarskiej w Warszawie.

Podczas spotkania omówiono bieżące możliwości współpracy pomiędzy oboma samorządami zawodów zaufania publicznego. Poruszono także kwestię zasad realizacji przez farmaceutów recept weterynaryjnych. Reprezentanci Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej wyjaśnili praktyczne aspekty stosowania tzw. kaskady. Obie strony porozumiały się także co do udziału lekarzy weterynarii w webinarium i szkoleniach organizowanych przez Naczelną Radę Aptekarską, podczas których będą omawiane wszelkie wątpliwości dotyczące realizacji recept weterynaryjnych w aptekach.

Zadeklarowano kontynuowanie spotkań w celu wyjaśniania wszelkich wątpliwości pojawiających się we wzajemnych relacjach.

Witold Katner
Rzecznik prasowy Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej



Od lewej: Jacek Łukaszewicz, Elżbieta Piotrowska-Rutkowska, Marek Mastalerek, Marian Witkowski

Zjazd Lekarzy Weterynarii Warmińsko-Mazurskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej w Olsztynie

16 marca br. w auli imienia prof. Kazimierza Markiewicza Wydziału Medycyny Weterynaryjnej Uniwersytetu Warmińsko-Mazurskiego w Olsztynie odbył się Zjazd Lekarzy Weterynarii Warmińsko-Mazurskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej. Wśród zaproszonych gości znaleźli się: Marek Mastalerek – prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej oraz Marek Kubica – wiceprezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej.

W swoim wystąpieniu prezes Marek Mastalerek przedstawił działania mające na celu utworzenie Samorządowego Centrum Doskonalenia Zawodowego Lekarzy Weterynarii.

– Liczę, że jeszcze w tym roku uruchomimy, tak bardzo oczekiwany przez lekarzy weterynarii, szczególnie klinicystów, system certyfikowanych szkoleń zawodowych. Powołaliśmy do życia Radę Programową Samorządowego Centrum Doskonalenia Zawodowego Lekarzy Weterynarii, która z kolei powołała pierwszych krajowych konsultantów. Ich głównym zadaniem jest przygotowanie ramowych programów szkoleń w konsultowanych przez nich dziedzinach. Mam nadzieję, że nabór lekarzy weterynarii chętnych do wzięcia udziału w pierwszych certyfikowanych szkoleniach odbędzie się w tym roku – mówił na Zjeździe w Olsztynie Marek Mastalerek.

Prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej poinformował także o zakończeniu prac nad ankietą diagnozującą Indywidualne, społeczne i środowiskowe czynniki ryzyka dla zdrowia psychicznego studentów i lekarzy weterynarii w Polsce, która została przygotowana przez zespół specjalistów z dziedziny psychiatrii i psychologii.

– Zwracam się z gorącą prośbą do wszystkich lekarek i lekarzy weterynarii, którym leży na sercu dobro naszego zawodu o poświęcenie czasu na wypełnienie tej ankiety. Do wypracowania skutecznej strategii potrzebujemy informacji od Państwa, które to będą podstawą do zdiagnozowania problemu i podjęcia działań zaradczych – apelował do uczestników zjazdu prezes KRLW.

Marek Mastalerek podkreślił, że udział w ankiecie jest całkowicie anonimowy i poinformował, że link do niej lekarze weterynarii otrzymają drogą mailową za pośrednictwem swojej izby

– Apeluję o jego rozpowszechnianie wyłącznie wśród lekarzy weterynarii, gdyż w celu właściwego zdiagnozowania problemu liczba wypełnionych ankiet powinna być jak największa przy jednoczesnym zachowaniu ich autentyczności – kontynuował Marek Mastalerek.

Marek Kubica, wiceprezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej, przedstawił uczestnikom Zjazdu działalność naszego samorządu na forum Europejskiej Federacji Lekarzy Weterynarii oraz utworzonej z polskiej inicjatywy Grupy Wyszehrad Vet+.

Z kolei koordynatorzy Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do spraw pomocy ukraińskim lekarzom weterynarii i ich rodzinom – Ałła Vyniarska oraz Zbigniew Wróblewski – szczegółowo zrelacjonowali swoją działalność oraz przedstawili formy dotychczasowej pomocy udzielonej ukraińskim lekarzom weterynarii.

Witold Katner

Rzecznik prasowy Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej



Sala obrad

Etyka zawodowa lekarza weterynarii – godność zawodu

Robert Karczmarczyk

z Katedry Epizootiologii z Kliniką Ptaków i Zwierząt Egzotycznych Wydziału Medycyny Weterynaryjnej Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu

Każdy lekarz weterynarii wykonujący pracę zawodową chciałby być doceniany i cieszyć się szacunkiem otoczenia. To przywilej, do którego dochodzi się ciężką pracą umotywowany historią zawodu i prestiżem budowanym przez poprzedzające nas pokolenia. Jak zwykle się mawiać – doskonałość dojrzewa powoli. Dojrzewanie zawodowe kształtuje się poprzez rozwijanie pasji, talentu oraz nabywanie kompetencji. Nie da się tego procesu przyspieszyć, kupić ani przeszczepić. Każdy lekarz weterynarii pracuje na szacunek w swoim miejscu pracy, a wszyscy razem jako grupa zawodowa pracujemy na szacunek dla zawodu w społeczeństwie. Społeczeństwie pojmowanym jako rodziny, sąsiedzi, klienci, partnerzy biznesowi, administracja, politycy, decydenci i szeroko rozumiana przestrzeń publiczna oraz medialna. Godność zawodu jest strukturalnym szkieletem, tkanką zawodową, uniwersalnym spoiwem łączącym różnorodne miejsca pracy i warunki wykonywania zawodu przez wszystkich lekarzy weterynarii posiadających prawo do jego wykonywania. Artykuł 3 Kodeksu Etyki Lekarza Weterynarii (KELW) stanowi: *Lekarz weterynarii dba o godność zawodu lekarza weterynarii*. Wydawałoby się – nic dodać, nic ująć. W takim razie skąd biorą się między lekarzami weterynarii awantury, obrzucanie inwektywami, spory sądowe na gruncie zawodowym, a nawet cywilnym? Może z różnego rozumienia samego pojęcia „godności zawodu”.

Jak zachować godność w świecie pełnym algorytmów, roszczeń, hejtu, bezkarności, poczucia wszechobecnej niesprawiedliwości i pogoni za „mieć”, a nie „być”? Dostojeństwo zawodowe przejawia się w różnych formach, również wizualnych, celebryckich wydarzenia i uroczystości. Uroczyste wręczanie prawa wykonywania zawodu (najważniejszy dokument zawodowy – uprawnia do wykonywania zawodu!) w podniosły sposób podkreśla chwilę zasilenia szeregów naszego zawodu przez nowe koleżanki i nowych kolegów. To jedno z ważniejszych wydarzeń w życiu zawodowym ma miejsce na samym początku drogi każdego lekarza weterynarii i dlatego obchodzimy je w sposób szczególny, co podkreśla złożenie uroczystego ślubowania. Powie ktoś: *I po co cały ten cyrk?* A no po to, że zawody zaufania publicznego posiadają wiele wyróżników w stosunku do pozostałych zawodów. Jednym z nich jest dbałość o podniosłość i godność zawodową przejawiającą się m.in. w uroczystych formach wyrażania aktywności samorządowej. Nie znajdziemy takich zachowań w innych zawodach. Nawet takie wydarzenia, jak np. bale noworoczne i karnawałowe, wydarzenia sportowe to przejawy

aktywności pozazawodowej skupiające lekarzy weterynarii i pokazujące nas jako ludzi mających pasje i talenty. Chciejmy to organizować! Chciejmy chcieć. Nie hamujmy takich inicjatyw komentarzami w rodzaju: *A po co ci to? Co z tego masz? I tak się nie uda*. Bez zewnętrznych przejawów aktywności poruszamy się w ograniczonej bańce klientów, współpracowników i znajomych. Mamy słaby zasięg i nie dajemy widocznego szerszej przykładowi. Raczej nie zdajemy sobie sprawy, jak bardzo wpływa to na budowanie pozytywnego wizerunku naszej grupy zawodowej.

Zachowania nagannie społecznie, jak upijanie się, awantury domowe, agresja słowna, a czasem fizyczna, czy uzależnienia ekonomiczne istniejące wśród członków zawodu zaufania publicznego to również sprawa godności zawodu. Tej godności, która sprawia, że zawód lekarza weterynarii był, jest i – miejmy nadzieję – pozostanie zawodem wyjątkowym, szanowanym, a osoby go wykonujące będą stanowiły elitę społeczeństwa. Członkowie samorządu zawodowego mają obowiązek dbania o swój profesjonalizm zawodowy oraz o poszanowanie godności zawodu (zapisy na poziomie ustawy!). Pełny profesjonalizm i godność idą w parze, stanowią o wyjątkowości i prestiżu zawodu. Można osiągnąć wysoki technicznie poziom wykonywania określonych czynności, ale być prymitywem lub oszustem... Jako grupa zawodowa mamy wyróżniać się wysoką kulturą i nienaganną organizacją. Odwaga przyznania się do błędu, zaniedbania czy niedopełnienia obowiązków służy budowaniu zaufania do zawodu i wzmacnianiu jego godności.

Można tu podać przykład Izby Lekarskiej i przytoczyć projekt stanowiska Komisji Etyki Naczelnej Rady Lekarskiej. W stanowisku tym powiedziano, że samorząd lekarski ma prawo zajmować się też sprawami dotyczącymi odpowiedzialności zawodowej lekarzy, a więc należącymi do kompetencji koniecznych do wykonywania zawodu, ale leżącymi poza sferą zawodową, a dotyczącymi zachowania lekarzy w sferze prywatności, obyczajności i moralności – strzec godności stanu i niczym jej nie splamić. Naruszeniem godności zawodu jest każde postępowanie lekarza, które podważa zaufanie do zawodu.

Warto podkreślić w tym miejscu znaczenie solidarności zawodowej. Dobrze rozumianej solidarności zawodowej, przejawiającej się jednością środowiska, chęcią niesienia pomocy w sytuacjach trudnych i kryzysowych. Owa solidarność bywa rozumiana opacznie i może sprawiać wrażenie zamiatania niewygodnych czy trudnych spraw pod korporacyjny dywan lub hermetyczności wobec środowiska

zewnątrznego i nawet najmniejszych przejawów krytyki. Prawdziwa jedność grupy to szczere relacje oczyszczające atmosferę. To dyskusje, trudne rozmowy, wskazywanie obszarów do wyťažonej pracy i wspólny wysiłek na rzecz zawodu. Materialnie pomoc w środowisku weterynaryjnym organizujemy poprzez różnego rodzaju fundacje i inne formy pomocowe służące wsparciem koleżankom i kolegom oraz ich rodzinom w trudnych sytuacjach życiowych. Czy pracujemy nad tym, aby np. przekazywać 1,5% naszego podatku właśnie na takie cele? Czy namawiamy kogo tylko się da na wsparcie takich fundacji? To jest przejaw solidarności zawodowej. Nie mamy pewności, czy sami nie skorzystamy kiedyś z tej pomocy.

Zawód lekarza weterynarii nie jest zawodem łatwym. To lata nauki, zdobywania doświadczenia, pogłębiania wiedzy, nabywania umiejętności zawodowych oraz kompetencji miękkich i biznesowych. To codzienny trud podejmowany niezależnie od miejsca wykonywania zawodu. Powoli buduje się pozytywizm zawodowy. Wykonując swoją codzienną pracę, powinniśmy być przygotowani na wyzwania na poziomie wiedzy i emocji. Wymaga się od nas dołożenia „należytej staranności” przy wykonywaniu każdej czynności zawodowej, co zapisano na poziomie ustawy. Jeśli dodamy pasję, oddanie oraz szczerą wiarę w sens swojej pracy, to wartość naszej grupy zawodowej mocno wzrasta.

Osobnym tematem jest nasilające się dzielenie ludzi według poglądów (np. myślistwo, wegetarianizm, weganizm, poglądy polityczne), a także brak szacunku dla innych poglądów i przekonań. Mam inny pogląd na sprawę, ale to mój pogląd i nie mogę na tej podstawie dyskredytować drugiej strony, szydzić, obmawiać. A gdzie podział się szacunek dla drugiej strony sporu w dyskusji? Gdzie podziela się zwykła godność?

Konflikty na linii lekarz – właściciel zwierzęcia, lekarz – lekarz, lekarz – urząd czy inna instytucja są i będą się zdarzać. To nieuniknione. Byłoby idealnie, gdyby emocje nie doradzały i nie podsycaly temperatury konfliktów. Gdy dojdzie do pomówienia lekarza weterynarii w mediach, reakcja powinna być natychmiastowa: żądanie sprostowania nieścisłości, półprawd i nieprawdziwych wiadomości (media mają 21 dni na zamieszczenie sprostowania). Następnym krokiem jest złożenie pozwu o naruszenie dóbr osobistych oraz wszczęcie sprawy karnej o zniesławienie lub zniewagę. To instrumenty indywidualnej ochrony, co oznacza, że przysługują one osobom, których dobra zostały naruszone. Samorząd z racji faktu, że jest organizacją zrzeszającą lekarzy weterynarii, ma za zadanie chronić zawód i dbać o jego dobre imię w każdym przypadku, jednak nie ma zdolności procesowych w takich sprawach. Przy pomówieniu czy zniesławieniu konkretnej osoby Izba jako organizacja nie może być uznana za pokrzywdzoną i co do zasady nie może zastąpić w działaniach konkretnego lekarza, którego dobra zostały naruszone. Można i trzeba natomiast zwrócić się o pomoc do biura prawnego działającego przy okręgowej izbie lekarsko-weterynaryjnej. Konieczne jest zaangażowanie

i inicjatywa osoby pokrzywdzonej. Podobnie przypadki agresji słownej lub fizycznej należy zgłaszać odpowiednim organom. Godność zawodu każdego lekarza weterynarii powinna być chroniona i jeśli inne metody okazują się nieskuteczne, trzeba o nią walczyć w sądach, by nie dać przyzwolenia na nieprawdę, pomówienia, kłamstwa i fałsze.

Pozornie bezkarny świat internetowy to niesłychane zagrożenie dla godności zawodu. Z jednej strony media elektroniczne to nieocenione narzędzie i publikatory służące rozwojowi, z drugiej – miejsce, gdzie ujawniają się najgorsze cechy niektórych ich użytkowników. Na różnego rodzaju forach czy grupach dyskusyjnych można przeczytać wpisy oczerniające koleżanki i kolegów, wpisy wulgarnie, oszczercze, złośliwe, fałszywe, których autorami są również osoby z naszej grupy zawodowej. Ujawniają się niskie instynkty i pobudki. Tętnią emocje, chęć dopieczenia i dokuczenia dyskutantowi wylewa się wiadrami. Złość, niechęć, frustrację niemal czuć z ekranu. Dlaczego? By moje było na wierzchu? Bo mam inny pogląd na sprawę, bo mam inny światopogląd? Bo wybrałem inną metodę diagnostyczną lub leczenia? Wolność i swoboda wypowiedzi polega na tym, aby wyrażając własne zdanie, często nawet kontrowersyjne, dyskusyjne, nie szkodzić, nie obrażać i nie dyskredytować drugiej strony. Wolność to nie bezkarność i siebiepaństwo, ale konieczność życia w zgodzie z przepisami prawa stanowionego, norm etycznych i dobrych obyczajów. Mówią o tym wprost art. 2 i 4 KELW. Od osób wykonujących zawód zaufania publicznego należy wymagać ponadprzeciętnego zachowania kultury, dobrych obyczajów (ponownie zapis ustawowy!) i świecenia przykładem. Wolno się nie zgadzać, być przeciwnym, argumentować, ale w sposób merytoryczny. Gdy brakuje nam argumentów, czasami schodzimy ze ścieżki kultury dyskursu do rysztocka, uważając, że to przecież zawsze druga strona zaczęła awanturę i nie ma racji. Brak pokory, bezrefleksyjne przeświadczenie o swojej wielkości, chęć pokazania dominacji, „parcie na szkło i sitko” pozbawiają instynktu samozachowawczego i prezentują kompleksy, kruchość i miałość bytu. Wbrew pozorom internet nie jest anonimowy. Dostępne są na rynku firmy oferujące usługi tropienia „nieznanych sprawców” spod różnych nicków. Zdarzenia, dialogi rozgrywane się w internetowym świecie są czytane i komentowane nie tylko przez lekarzy weterynarii. To pożywka dla osób karmiących się negatywnymi informacjami. A my, lekarze weterynarii, brnąc w takie rozgrywki, eksponujemy to, co złe, pokazujemy spaczony obraz naszego środowiska zawodowego. Siła mediów społecznościowych jest ogromna i szczególnie mocno oddziałuje na młode pokolenie zawodowe. Jaki wizerunek przebija przez naganne zdarzenia? Nie są one powszechne, ale ich eksponowanie powoduje, że przez pryzmat postrzegany jest nasz zawód. Nie łudźmy się, że uczestnik takiego forum z głębokim namysłem i zrozumieniem oddziela fakty od emocji i jest w stanie krytycznie ocenić daną sytuację jako jednostkową i marginalną. Oto zasada dzisiejszych

szybkich mediów: sprzedać newsa, najlepiej skandal, seks, przemoc i bezprawie. Myślenie krytyczne jest na wagę złota. Ale czy pamiętamy o tym, czytając chwytliwy emocjonalnie tytuł? Kto zainteresuje się pozytywnymi informacjami, które nie są sensacyjne. Niektórzy dziennikarze polują na sensacje i rozdmuchują je – „produkują newsy”. Można zaobserwować instrumentalne traktowanie wydarzeń, wykorzystywane do swoich doraźnych celów. Wzrasta klikalność takich wiadomości – to często jedyny powód ich powstania.

Niszczenie godności zawodu przez małe i małutkie postęпки: bo nikt nie widzi, bo mi tak łatwiej, bo czuję się bezkarny (a co mi może zrobić samorząd?). Może nadeszła pora, aby wszcząć prace nad zmianą katalogu kar ustawowych w zakresie orzekania przez sądy lekarsko-weterynaryjne? Warto podjąć dyskusję, by wzorem lekarzy medycyny w katalogu kar znalazły się zapisy o zakazie wykonywania funkcji kierowniczych oraz o możliwości stosowania kar finansowych wyrażonych w postaci krotności średnich płac krajowych (poza możliwościami obciążenia kosztami postępowania). Wiele samorządów zawodowych umieściło takie zapisy w swoich ustawach.

Wizerunek zawodu jako całości buduje się poprzez mozolne, codzienne, żmudne pozytywne interakcje z klientami. Podobnie jak w biznesie, potrzeba czasu i ciężkiej pracy, by osiągnąć sukces. Część lekarzy weterynarii nie rozumie, że zachowania każdego z nas, w dużym mieście, w wiejskich praktykach, na uczelniach, w Inspekcji Weterynaryjnej budują ogólny wizerunek i szacunek dla zawodu. Nasz język, sposób wystawiania się, kultura osobista, ubiór, zachowanie, mowa ciała, otoczenie wpływają na budowanie prestiżu i odbiór przez społeczeństwo. Każda nasza wypowiedź w jednostkowej, najmniejszej sprawie jest często postrzegana jako wypowiedź członka korporacji zawodowej. Aż przykro czasem oglądać w mediach wypowiedzi lekarzy weterynarii, którzy nawet przez chwilę nie pomyślą, że reprezentują zawód. Przypomnę – były organizowane szkolenia w ramach samorządu dotyczące tego, jak wypowiadać się w mediach, czego unikać i na co zwracać uwagę. Sprawdza się maksyma „zmień swój język, a zmienisz siebie”. W obecnej dobie wszechobecnych i ultraszybkich mediów powinniśmy szczególnie uważać na kontekst wypowiedzi, ba, nawet miejsce i otoczenie występowania. Zdjęcie zrobione z „czymś” w tle może budzić kontrowersje. Naszym obowiązkiem jest zaznaczanie przy wypowiedziach publicznych, czy prezentujemy własne zdanie, czy instytucji lub samorządu. To obowiązek, a nie dobra wola. Mówi o tym art. 8 KELW. Z rozmów z rzecznikami odpowiedzialności zawodowej wynika, że wielu skarg można by uniknąć, gdyby doszło do szczerzej rozmowy, poświęcono nieco czasu na kontakt z klientem, czy też użyto prostego słowa „przepraszam”. Godność zawodowa objawia się też przez okazywanie szacunku dla tego, kto stoi przed nami. Tylko tyle albo aż tyle.

Artykuł 26 KELW mówi wprost: *Lekarzowi weterynarii nie wolno wykonywać zawodu w warunkach,*

które mogą naruszać jego godność. Tu zdefiniowanie pojęcia godności nastęrcza nie lada problem. Cóż to może oznaczać? Nieodpowiedni strój? Niewłaściwe otoczenie czy przygotowanie miejsca wykonywania czynności? Trudne są kryteria jednoznacznej oceny. Każdorazowo rzecznicy odpowiedzialności zawodowej oraz składy sędziowskie drobniawo analizują daną sytuację. Wydawałoby się, że należy tu przyjąć pewien przeciętny, ogólnie akceptowalny w danej grupie zawodowej (a może nawet dziedzinie) poziom zachowań i działań. Inaczej będziemy oceniać warunki w sali operacyjnej praktyki dla małych zwierząt, gdzie przeprowadzany jest zabieg zespolenia złamanej kości udowej psa, a inaczej udzielanie pomocy porodowej u krowy leżącej w oborze, gdzie lekarz pracuje w zgoła inny sposób niż na sali operacyjnej. W obu przypadkach mogą wystąpić sytuacje uwłaczające godności zawodu, jednak niezwykle trudno o bezpośrednie porównanie. Nie istnieje żaden katalog, a tym bardziej katalog zamknięty definiujący zachowania godne i niegodne zawodu. Oceny są dokonywane każdorazowo przy postępowaniach prowadzonych przez organy dyscyplinarne.

Część członków samorządu lekarsko-weterynaryjnego ma pretensje nieomal o wszystko, a zwłaszcza brak informacji. Wystarczyłoby otworzyć i przeczytać nasze czasopismo zawodowe „Życie Weterynaryjne” i zorientować się, co dzieje się w samorządzie, jakie działania podejmowane są przez naszą grupę zawodową, na co mamy wpływ, a na co nie. Przypomnę też, że nasze czasopismo dostępne jest również na stronie internetowej samorządu: vetpol.org.pl. O ironio – czytający te słowa to grupa, która rozpakowuje nasze czasopismo i interesuje się sprawami samorządu. Dostępne są też strony internetowe izb okręgowych i Izby Krajowej, gdzie zamieszczane są informacje niezbędne do prawidłowego wykonywania zawodu oraz publikowane z obowiązku wynikającego z Biuletynu Informacji Publicznej. Wdając się w rozmowę z „narzekaczami”, gdy dochodzimy do konkretów i szczegółów, okazuje się bardzo często, że brakuje wiedzy podstawowej, np. rozumienia kategorii zakładów leczniczych dla zwierząt czy zasad zapisanych w obowiązujących uchwałach Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej, jak chociażby dotyczących używania znaku korporacyjnego czy przestrzegania zasad oznakowania zakładów leczniczych dla zwierząt. Czy dokładnie wiemy, co to jest zakład leczniczy dla zwierząt i co można, a czego nie wolno nim oferować? Czy wiemy, na czym polega świadczenie usług lekarsko-weterynaryjnych? Szczegóły znajdują się w odpowiednich dwóch ustawach. Często dziwimy się, że taki a taki problem został już kiedyś określony, przedyskutowany, może nawet rozwiązany, ba, często opisany w uchwałach czy opiniach. Mamy jeszcze jeden kłopot – chodzi o mocno indywidualną interpretację przepisów i aktów prawnych. Może to nasza narodowa przypadłość? To żadne wytłumaczenie, jedynie próba znalezienia usprawiedliwienia. Ocenianie otoczenia według własnych ambicji i doświadczeń godzących w zasady dobrego

współzycia i nieuznawanie niczego poza własnym punktem widzenia jest samowolą i sobiepaństwem. Funkcjonowanie na zasadzie „jak mnie nie złapią, to jest dobrze” prowadzi do wykrzywiania wizerunku naszego pięknego zawodu i do zanikania pięknych ideałów. Daje też negatywny przykład dla następnych pokoleń lekarzy weterynarii. Mamy jasne wytyczne i twarde samorządowe prawo w postaci uchwał szczebla okręgowego i krajowego, Kodeks Etyki Lekarza Weterynarii, Kodeks Dobrej Praktyki Weterynaryjnej (GVP), ustawy o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych (czy przeczytaliśmy ze zrozumieniem tekst jednolity?), ustawy o zakładach leczniczych dla zwierząt wraz z rozporządzeniami wykonawczymi odnośnie kategorii zakładów leczniczych dla zwierząt, obowiązuje nas ustawa Prawo farmaceutyczne... i szeregi innych aktów prawnych różnego szczebla. Czy znamy je w wystarczającym stopniu? Przykładem niech będzie możliwość używania naszego znaku zawodowego chronionego patentem (prawo ochronne nr 230198 na rzecz Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej na znak towarowy wydane w dniu 26.11.2010 r. z prawem ochronnym obowiązującym od dnia 11.02.2009 r.). Tłumaczenie się słowami „nie wiedziałem” jest próbą ucieczki od odpowiedzialności. Nieznajomość i celowe wręcz ignorowanie zasad wykonywania zawodu uwłacza w sposób bezpośredni godności zawodu i dlatego właśnie niewiedza jest nieetyczna.

Nieprzestrzeganiem norm zawodowych jest propagowanie i stosowanie metod „szamańskich”. Nie wolno nam posługiwać się metodami uznanymi przez naukę za szkodliwe lub bezwartościowe (art. 22 KELW). To swego rodzaju szarlataneria uprawiana przez ludzi z wyższym wykształceniem i dyplomem lekarza weterynarii. Podobnie przekroczeniem przepisów (uchwała KRLW) jest stosowanie na pieczętkach nazw specjalizacji czy specjalności, które nie istnieją w naszym systemie prawa. Należy przypomnieć, że wolno na pieczętce używać nazw uzyskanych tytułów specjalizacji tylko w pełnym brzmieniu określonym przepisami. Stosowanie innych nazw jest zabiegiem przekraczającym prawo i wprowadzającym klientów w błąd.

Odrębnym wątkiem jest przenikanie się biznesu i medycyny weterynaryjnej. Mamy realne zagrożenie ulegania presji ekonomicznej lekarzy weterynarii, także tych na stanowiskach konsultantów, decydentów, ludzi z tytułami i stopniami naukowymi. Wkrada się tu zjawisko sponsoringu, które może przybierać wynaturzone, korupcjogenne formy. Powinniśmy być samodzielni i nie ulegać presji żadnej strony. Inaczej zniszczymy godność (jeśli można nas kupić, to już nie jest godność), wolność wykonywania zawodu oraz szacunek klientów i szeroko pojętego społeczeństwa. Lekarze medycyny mają w swoim Kodeksie Etyki Lekarskiej zapis mówiący o tym, że lekarz powinien ujawniać swoje powiązania z firmami farmaceutycznymi i producentami wyrobów medycznych w taki sposób, aby wykluczyć możliwość zaistnienia konfliktu interesów. To ważny zapis w skomercjalizowanym świecie. Opinie o towarach

nie mogą być formułowane przez lekarza weterynarii pod presją lub w oczekiwaniu na osobiste korzyści (art. 24 KELW).

Wreszcie sprawa wagi ciężkiej – uzależnienia o różnym podłożu. Z danych statystycznych wyłania się ponury obraz polskiego społeczeństwa. Ponad 3 mln Polaków nadużywa alkoholu, a ponad 850 tys. to osoby z zespołem uzależnień (dane GUS 2022). Według danych zamieszczonych na stronie Helpin-gHand24 (hh24.pl/alkoholizm/ dostęp: 8 czerwca 2022) 12,6% grupy zawodowej składającej się z lekarzy, lekarzy dentyistów i lekarzy weterynarii nadużywa alkoholu. Uzależnienia nazywane są chorobami zaprzeczeń, osoba nimi dotknięta bardzo długo nie zauważa i nie dopuszcza do siebie istnienia swojej choroby. Często jest tak, że ogólnie znaną tajemnicą i tematem przemilczanym jest problem dotyczący koleżanki czy kolegi po fachu. Martwi to, że czasem problem jest na poziomie akceptowalności przez lokalne środowisko. To niezwykle trudny, delikatny i drażliwy temat, ale ważny i rzutujący na godność zawodu. Temat zawiera się w art. 18 KELW.

Godność zawodu to bardzo szerokie i pojemne pojęcie. Wyrażamy ją, otaczając opieką seniorów zawodu, szanując autorytety, dokładając swoją cegiełkę do umacniania prestiżu zawodowego. Prężnie działają koła seniorów przy okręgowych izbach, organizowane są jubileusze i benefisy. To wspaniałe chwile. Integracja pokoleń zawodowych odbywa się poprzez wiele uroczystości, np. wręczenia tzw. złotych dyplomów w 50. rocznicę ukończenia studiów, gdy nestorzy zawodu zasiadają w murach swojej *Alma Mater* i honorowani są przez następne pokolenia lekarzy weterynarii pracujących na uczelniach.

To również pamięć i dbałość o groby naszych poprzedników, którzy przez dziesiątki lat budowali i sławili dobre imię zawodu, byli szanowani. Możemy oddać im cześć poprzez niezapominanie. Należy wspomnieć, że okręgowe izby lekarsko-weterynaryjne podejmują działania w zakresie opieki nad grobami lekarzy weterynarii. Kiełkuje pomysł skatalogowania grobów lekarzy weterynarii.

Jak zadbać o godność i zaszczyć następcom konieczność szanowania zawodu? Na dziś mamy do dyspozycji działania edukacyjne, dawanie dobrego przykładu i dokładanie wszelkich starań, by stać się autorytetem. Zbyt mało uwagi poświęcamy edukacji sprawom dotyczącym zagadnieniom dziejącym się wewnątrz zawodu. Zaniechanie i nienagłaśnianie spraw związanych z etyką zawodową, skupienie się tylko na technicznej stronie pracy zawodowej z pominięciem aspektów odpowiedzialności społecznej biznesów, które prowadzimy, może spowodować, że stopniowo zatracimy godność zawodową. Nowe media, nowe kanały dystrybucji informacji i same nowe formy komunikacji mogą być bardzo pomocne. Postęp technologiczny może wspaniale łączyć historię, tradycję i kulturę zawodu z nowoczesnością i wyzwaniem XXI wieku. Nacisk położony na podniesienie poziomu wiedzy w zakresie szeroko rozumianej etyki zawodowej na pewno przyniesie korzyści dla zawodu w ogólności. To zdecydowanie lepsze rozwiązanie niż karanie. Cóż, czasem

penalizacja zachowań niegodnych jest nieunikniona. Normy obyczajowe, kulturowe i społeczne ulegają dynamicznym zmianom. Nie do uniknięcia jest ich wpływ na normy obowiązujące w poszczególnych zawodach zaufania publicznego. Codziennie „idzie nowe”. To nowe nie jest straszne ani potworne. Jest inne i trzeba się z tym pogodzić, stojąc jednocześnie na straży uniwersalnych wartości przyświecających lekarzom weterynarii. Zmiany i nowoczesność nie oznaczają zaniechania dbałości o godność.

Nagłaśnijmy to, co dobre, integrujące zawód, spójnie propagujące postawy etyczne oraz promujące dobre praktyki i dobre obyczaje. Miejmy nadzieję, że jako przedstawiciele zawodu poczujemy potrzebę

czerpania radości z cieszenia się zasłużonym autorytetem w społeczeństwie. Bądźmy bardziej konstruktywni niż destruktywni. W erze zawłaszczania wielu obszarów zawodowych przez paraprofesję, w czasach zacierania się granic między tym, co dobre, pożądane, wskazane, etycznie i godne pochwały, a co szare i nijakie, rozmyte i bezbarwne. Dbajmy o to, aby zawód trwał silny i nie utracił szacunku, jakim cieszy się w społeczeństwie

Nie jesteśmy idealni, ale nie wolno przestać się starać.

Dr Robert Karczmarczyk, e-mail: robert.karczma@wp.pl

Rola lekarzy weterynarii w schroniskach dla bezdomnych zwierząt z punktu widzenia prawa i etyki

Joanna Helios*, Wioletta Jedlecka*

z Wydziału Prawa, Administracji i Ekonomii Uniwersytetu Wrocławskiego

Z raportu o problemie bezdomnych zwierząt Fundacji dla Zwierząt „ARGOS” (1), przygotowanego w 2016 r., wynika, że coraz większe pieniądze publiczne przeznaczane na rozwiązywanie problemu bezdomnych zwierząt wydawane są od lat ze skutkiem odwrotnym od zamierzonego. Problem bezdomnych zwierząt nie znika, lecz narasta, a patologia wyłapywania, schronisk i koszmarne losy zwierząt się pogłębia. Bezdomność nie jest wyborem zwierząt, a miasto nie jest ich naturalnym środowiskiem. Odpowiedzialność za umieszczenie zwierząt w mieście (także w gospodarstwach domowych na wsiach) wbrew ich woli oraz doprowadzenie do stanu bezdomności obarcza ludzi. Zwierzęta określane mianem towarzyszących człowiekowi – psy, koty, szczury, chomiki, świnki morskie, kanarki itp. – są zwierzętami domowymi, oswojonymi przez ludzi, dlatego powinny mieszkać w domu, a nie błąkać się przerażone. Bezdomność zwierząt, podobnie jak w przypadku ludzi, oznacza samotność, odrzucenie, niepewność, brak pożywienia i opieki, zimno, strach, choroby, śmierć, niebezpieczeństwo. Najczęstszymi przyczynami bezdomności zwierząt są: nieodpowiedzialne adopcje, moda na określoną rasę zwierząt, niekontrolowane rozmnażanie zwierząt, ucieczki zwierząt w wyniku niefrasobliwości opiekunów, nielegalne hodowle zwierząt rasowych (2), kryzys gospodarczy, inflacja, wzrost kosztów leczenia, wojna w Ukrainie (3). Wobec tego coraz więcej zwierząt trafia do schronisk, tym samym problem bezdomności zwierząt narasta. Niestety w wielu schroniskach dla zwierząt warunki tam panujące nie mają nic wspólnego z dobrostanem zwierząt i ich ochroną prawną (4).

The role of veterinarians in shelters for stray animals from the point of view of law and ethics

Helios J., Jedlecka W., Faculty of Law, Administration and Economics, University of Wrocław

The subject of this article is the analysis of the role of veterinarians in ensuring welfare in shelters for homeless animals from the law and ethics point of view. The position of veterinarians working in shelters and the Veterinary Inspection is complex and difficult. Briefly speaking, there is a huge emotional potential for positive treatment of abandoned dogs and cats but on the other hand there is real and serious problem of growing population/number of stray animals.

Keywords: veterinarian, stray animals, shelters, administrative supervision, veterinary ethics.

Dlatego tak ważna jest rola lekarzy weterynarii w zapewnianiu dobrostanu w schroniskach dla bezdomnych zwierząt. Wszak do obowiązków lekarzy weterynarii należy zapewnienie bezdomnym zwierzętom takich możliwości, aby dawały gwarancję stworzenia dobrych warunków życia zwierząt w schroniskach, czy też aby ograniczać, jeżeli nie eliminować, możliwość szerzenia się chorób zakaźnych bezdomnych zwierząt. Z jednej strony mamy olbrzymi potencjał emocjonalny pozytywnego humanitarne traktowania psów i kotów, a z drugiej strony spotykamy się z olbrzymim problemem wielkiej liczby zwierząt bezpańskich. Stan liczebny psów i kotów w schroniskach w Polsce wskazuje, że jest znacznie więcej tych zwierząt niż ludzi, którzy chcieliby się nimi zająć (5).

* Radca prawny OIRP we Wrocławiu.

Zasady działania schronisk dla bezdomnych zwierząt

Pierwsze placówki w Polsce zakładane z myślą o ochronie zwierząt rozpoczęły działalność w XIX wieku jako zakłady dobroczynne lub – inaczej określane – przytułki czy azyle. Kolejne, zakładane już w XX wieku jako jednostki państwowe, nazywano schroniskami dla zwierząt. Ich nazwa była jednak sprzeczna z tym, jaką rolę odgrywały w praktyce. Miały za zadanie wyłapywanie bezpiecznych zwierząt i po 14 dniach (w przypadku psów) lub 5 dniach (w przypadku kotów) ich uśmiercanie. Prawo nie gwarantowało życia bezdomnym zwierzętom. Schroniska miały więc pilnować porządku i bezpieczeństwa w miastach w odniesieniu do bezpiecznych zwierząt, ale nie musiały zapewniać im schronienia i szukania nowego domu. Taki stan utrzymywał się przez wiele lat. Dopiero rok 1996 przyniósł niewielkie zmiany, zawarte w ustawie o utrzymaniu czystości i porządku w gminach. Nie były to jednak zmiany, które wyraźnie poprawiałyby sytuację bezpiecznych zwierząt. Gminy miały zapewnić czystość i porządek na swoim terenie, a w szczególności organizować ochronę przed bezdomnymi zwierzętami. Nie dawało to jasnej odpowiedzi, co należy robić ze zwierzętami po ich wyłapaniu. Popularne stały się schroniska (w tym również prywatne) wykonujące usługi dla gmin w zakresie wyłapywania bezpiecznych zwierząt, działające często bez uwzględnienia jakichkolwiek zasad etycznych. Schroniska takie, działające pod nazwą przytulisk lub hoteli dla zwierząt, były w świetle prawa nielegalne i pozbawione jakiegokolwiek kontroli. Zwierzęta trafiające do takich miejsc często nie otrzymywały należytej opieki. Głównym celem było otrzymanie pieniędzy od gmin za usługę, a nie utrzymywanie zwierząt przy życiu w godnych warunkach. Często były również przypadki odławiania zwierząt w danej gminie i porzucania ich na terenie innej gminy. Paradoksalnie w takiej sytuacji jeden pies mógł trafić do tego samego schroniska kilka razy i tyle samo razy przynosił zyski przedsiębiorcom prowadzącym schroniska (6). Fikcja schronisk jako „instytucji” powołanych do opieki nad bezdomnymi zwierzętami ukrywa fakt, że umieszczane tam bezdomne zwierzęta zostają znowu porzucone, tym razem nie pokątnie przez dotychczasowego opiekuna, ale oficjalnie i za pieniądze. Pojawia się kwestia odpowiedzialności gmin w przypadku szeregu dużych schronisk prowadzonych przez przedsiębiorców (kazusy schronisk w Kutnie, Radysach czy Wojtyszkach), którzy upowszechnili odpłatność wedle stawki dziennej, gromadząc w jednym miejscu tysiące psów z ponad stu nawet gmin. Gmina dalej „opiekuje się” zwierzętami umieszczonymi w schronisku w tym sensie, że płaci comiesięczne faktury z należnością naliczaną za każdy dzień pobytu każdego psa wedle określonej stawki. Ten nowy model biznesowy zaczął wyróżniać się tym, że średni okres pobytu psa w takim schronisku trwa lata (7). Już prof. Tadeusz Kotarbiński wskazywał na szereg sytuacji problematycznych, które zdają się mieć wymiar ponadczasowy

i wpływają na losy zwierząt w schroniskach. Zaliczał do nich m.in.: brak fachowej pomocy ze strony weterynarzy; schroniska dla psów daleko odbiegające od zadowalającej normy; problem oznaczania psów przy pomocy adresówek; tworzenie azyli, a nie odstrzeliwanie bezdomnych psów czy kotów; problem wychowywania, a nie hodowania psów; czy też wreszcie zwracał uwagę na rolę hycli i niehumanitarne traktowanie zwierząt (8).

Obecnie schroniska dla bezdomnych zwierząt mają stanowić stałą lub czasową ostoję dla zwierząt porzuconych, zagubionych i niechcianych. Pozostawione tam zwierzęta pochodzą z różnych środowisk, stąd często są zaniedbane, chore i od wielu lat nieodrobaczane. Po wprowadzeniu ich do schroniska powinny mieć zapewnione dobre utrzymanie, odpowiednie żywienie, właściwą opiekę i nieaganny stosunek personelu (9). Schronisko dla zwierząt jest instytucją przeznaczoną dla zwierząt bezdomnych, głównie kotów i psów, w której zapewniona jest im opieka – schronienie, pożywienie i pomoc weterynaryjna. Status prawny schroniska dla zwierząt został doprecyzowany w ustawie o ochronie zwierząt z dnia 21 sierpnia 1997 r. (Dz.U. 2020 poz. 638), szczególnie po jej nowelizacji z 2012 r. Zgodnie z przepisami zawartymi w art. 4 pkt 25 tej ustawy schronisko dla zwierząt jest miejscem przeznaczonym do opieki nad zwierzętami domowymi. Do prowadzenia schroniska dla bezdomnych zwierząt przez przedsiębiorców wymagane jest uzyskanie zezwolenia właściwego wójta (art. 7 ust. 1 ustawy z dnia 13 września 1996 r. o utrzymaniu czystości i porządku w gminach, Dz.U. 2020 poz. 1439). Przed podjęciem decyzji w sprawie wydania zezwolenia wójt, burmistrz lub prezydent miasta mogą wezwać przedsiębiorcę do uzupełnienia brakującej dokumentacji poświadczającej, że przedsiębiorca spełnia warunki określone przepisami prawa, które są wymagane do wykonywania działalności objętej zezwoleniem, a także dokonać kontrolnego sprawdzenia faktów podanych we wniosku o udzielenie zezwolenia w celu stwierdzenia, czy przedsiębiorca spełnia warunki wykonywania działalności objętej zezwoleniem (art. 8a ust. 1 u.u.c.p.). Działalność schroniska dla zwierząt musi spełniać warunki określone w ustawie z dnia 11 marca 2004 r. o ochronie zdrowia zwierząt oraz zwalczaniu chorób zakaźnych zwierząt (Dz.U. 2020 poz. 1421). Ustawa określa wymagania weterynaryjne dla podejmowania i prowadzenia działalności w zakresie m.in. prowadzenia schronisk dla zwierząt (art. 1 ust. 1 lit. j). Podmiot prowadzący taką działalność jest obowiązany spełniać wymagania weterynaryjne określone dla danego rodzaju i zakresu prowadzonej działalności nadzorowanej. Dotyczy to wymagań lokalizacyjnych, zdrowotnych, higienicznych, sanitarnych, organizacyjnych, technicznych lub technologicznych, zabezpieczających przed zagrożeniem epizootycznym i epidemicznym. Wymagania te w szczególności obejmują stan zdrowia zwierząt, stan obiektów budowlanych oraz osób wykonujących określone czynności w ramach tej działalności, a także zakres takich czynności

(art. 4 ust. 1; 10). Powiatowy lekarz weterynarii po otrzymaniu zgłoszenia zamiaru prowadzenia przez podmiot działalności nadzorowanej wydaje decyzję o nadaniu temu podmiotowi weterynaryjnego numeru identyfikacji. W art. 4 ust. 1–2 ustawy z dnia 11 marca 2004 r. o ochronie zdrowia zwierząt oraz zwalczaniu chorób zakaźnych zwierząt określone zostały ogólne wymagania dla podmiotu prowadzącego działalność nadzorowaną. Podmiot ten:

- jest obowiązany spełniać wymagania weterynaryjne określone dla danego rodzaju i zakresu prowadzonej działalności nadzorowanej,
- jest obowiązany zapewnić wymagania lokalizacyjne, zdrowotne, higieniczne, sanitarne, organizacyjne, techniczne lub technologiczne, zabezpieczające przed zagrożeniem epizootycznym, epidemicznym lub zapewniające właściwą jakość produktów, obejmujące w szczególności wymagania dotyczące:
 - stanu zdrowia zwierząt będących przedmiotem działalności nadzorowanej lub wykorzystywanych do jej prowadzenia, w tym odnoszące się do badań potwierdzających ten stan oraz określonych szczepień ochronnych;
 - gospodarstw, miejsc gromadzenia zwierząt, innych miejsc przetrzymywania zwierząt, stad lub obszarów, z których pochodzą zwierzęta będące przedmiotem działalności nadzorowanej lub wykorzystywane do jej prowadzenia;
 - sposobu ustalania pochodzenia zwierząt będących przedmiotem działalności nadzorowanej lub zwierząt, z których lub od których pozyskuje się produkty wytwarzane w ramach prowadzenia działalności nadzorowanej, w tym zakresu i sposobu prowadzenia rejestru zwierząt;
 - obiektów budowlanych lub miejsc, w których prowadzi się działalność nadzorowaną, lub osób wykonujących określone czynności w ramach tej działalności oraz zakresu takich czynności;
 - sposobu i zakresu prowadzenia dokumentacji oraz okresu jej przechowywania (11).

Zgodnie z rozporządzeniem Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z dnia 20 stycznia 2022 r. w sprawie szczegółowych wymagań weterynaryjnych dla prowadzenia schronisk dla zwierząt (Dz.U. poz.175) odniesiono się do: wymogów lokalizacji wobec schroniska dla zwierząt – § 1; terenu, na którym zlokalizowane jest schronisko – § 2; warunków lokalowych, w tym wydzielonych pomieszczeń, przechowywania produktów leczniczych, karmy, środków dezynfekujących, kwarantanny, wydawania zwierząt, spacerów – § 3; wyposażenia schroniska w urządzenia chłodnicze do czasowego przetrzymywania zwłok zwierząt przed przekazaniem ich do zakładu prowadzącego działalność w zakresie unieszkodliwiania zwłok zwierząt, z którym podmiot prowadzący schronisko zawarł umowę na wykonywanie takich usług – § 4; materiałów, z których wykonywane są ściany, podłogi, drzwi, czyszczenia pomieszczeń i kojców, także urządzeń do pojenia i karmienia; deratyzacji przeprowadzanej co najmniej dwa razy w roku – § 5; prowadzenia wykazu zwierząt przebywających w schronisku – § 6; opieki,

w tym weterynaryjnej, co najmniej w zakresie kontroli stanu zdrowia, leczenia i profilaktyki, zwalczania pasożytów zewnętrznych i wewnętrznych, zatrudnienia osoby, która odpowiada za przestrzeganie przepisów w sprawie wymagań weterynaryjnych dla prowadzenia schronisk dla zwierząt, przeprowadzania kastracji, ewidencji wyprowadzania psów na wybiegi lub spacerów – § 7; przekazywania danych wskazanych w przedmiotowym rozporządzeniu organom Inspekcji Weterynaryjnej do celów kontrolnych – § 8; oznakowania psów i kotów przyjętych do schroniska – § 9; zgodności ze stosownymi aktami prawa unijnego – § 10. W przypadku nieprzestrzegania tych wymagań w stosunku do każdego z tych podmiotów powiatowy lekarz weterynarii może wydać decyzję nakazującą – w zależności od zagrożenia stwarzanego dla zdrowia publicznego lub zdrowia zwierząt – usunięcie uchybień w określonym terminie lub wstrzymanie działalności do czasu usunięcia uchybień (art. 8 ust. 1 pkt 1 i 2 u.z.z.). W przypadku gdy podmiot prowadzący działalność nadzorowaną nie zastosuje się do tych nakazów, powiatowy lekarz weterynarii wydaje decyzję zakazującą prowadzenia określonego rodzaju działalności nadzorowanej i skreśla podmiot z rejestru (art. 9 ust. 1 u.z.z.; 12).

Na uwagę zasługuje Instrukcja Głównego Lekarza Weterynarii nr BP.0200.1.2.2023 w sprawie postępowania powiatowych lekarzy weterynarii przy przeprowadzaniu kontroli schronisk dla zwierząt, opracowana przez Główny Inspektorat Weterynarii Biuro Zdrowia i Ochrony Zwierząt. Przedmiotowa instrukcja została wydana na podstawie art. 13 ust. 1 pkt 1 ustawy z dnia 29 stycznia 2004 r. o Inspekcji Weterynaryjnej (Dz.U. z 2022 r. poz. 306). Jej celem jest ujednoczenie zasad postępowania powiatowych lekarzy weterynarii przy typowaniu schronisk dla zwierząt do kontroli oraz przeprowadzaniu kontroli schronisk dla zwierząt pod względem spełniania warunków weterynaryjnych oraz dobrostanu zwierząt. Instrukcja jest aktem prawa wewnętrznego. Akty wewnętrzne obowiązują tylko jednostki organizacyjne podległe organowi państwa wydającemu ten akt. Akty te nie mogą stanowić podstawy decyzji wobec obywateli, osób prawnych oraz innych podmiotów, których prawa i obowiązki mogą być regulowane wyłącznie w aktach prawotwórczych powszechnie obowiązujących (13). Co istotne dla funkcjonowania schronisk i dobrostanu przebywających w nich zwierząt, zgodnie z Instrukcją Głównego Lekarza Weterynarii powiatowy lekarz weterynarii planuje i przeprowadza okresową kontrolę każdego schroniska dla zwierząt co najmniej dwa razy w roku. Kontrole co do zasady powinny być przeprowadzane również kontrole sprawdzające, mające na celu weryfikację usunięcia nieprawidłowości stwierdzonych podczas poprzedniej kontroli w przypadku, gdy została wydana decyzja administracyjna nakazująca usunięcie nieprawidłowości w wyznaczonym terminie. Powiatowy lekarz weterynarii może przeprowadzać doraźne kontrole w przypadku, gdy uzna to za zasadne, a w szczególności gdy

istnieje podejrzenie, iż dobrostan zwierząt może być zagrożony w związku z: rozpatrzeniem skarg i wniosków, zbyt dużą liczbą zwierząt przebywających w schronisku, dużą liczbą zgonów i eutanazji zwierząt w schronisku, nieprawidłowościami w opiece nad zwierzętami stwierdzanymi w trakcie poprzednich kontroli, brakiem rzetelnych informacji o adopcjach zwierząt. Instrukcja w sposób szczegółowy odnosi się do kontroli spełniania wymagań w zakresie infrastruktury, kontroli spełniania wymagań w zakresie utrzymania zwierząt, kontroli spełniania wymagań z zakresu dokumentacji prowadzonej w schronisku, kontroli spełniania wymagań w zakresie opieki lekarsko-weterynaryjnej, kontroli spełniania wymagań w zakresie opieki zapewnianej zwierzętom przez personel zatrudniany w schronisku. W Instrukcji zawarty jest opis postępowania w przypadku stwierdzenia nieprawidłowości, tudzież wymagania dotyczące wysyłki zwierząt ze schroniska do innych państw członkowskich Unii Europejskiej. Na powiatowym lekarzu weterynarii ciąży obowiązek zapoznania się z obowiązującym w schronisku systemem dotyczącym wypuszczania psów na wybieg lub spacer oraz z ewidencją wyprawień psów na wybiegi lub spacer. Z punktu widzenia opieki lekarsko-weterynaryjnej kluczowe są szczepienia i kastracja, także kontrola zgonów i eutanazji. Powiatowy lekarz weterynarii, prowadząc ocenę warunków panujących w schronisku, w tym kondycji zwierząt, zapewnianej zwierzętom opieki, warunków środowiskowych oraz zabezpieczenia przed złymi warunkami atmosferycznymi może korzystać ze skali Tufts Animal Care and Condition (TACC), podanej jako załącznik celem ułatwienia kontroli. Wojewódzcy lekarze weterynarii przekazują do 31 maja każdego roku do Głównego Lekarza Weterynarii roczny raport z kontroli schronisk przez powiatowych lekarzy weterynarii.

Niestety regulacje prawne dotyczące schronisk nie zawierają żadnych wskazań co do konieczności zapewniania zwierzętom urozmaiceń środowiskowych. W praktyce ogromna większość schronisk dla bezdomnych zwierząt nie oferuje psom żadnych urozmaiceń środowiskowych, a niektóre schroniska nie zapewniają nawet wymaganych w omówionym powyżej rozporządzeniu wybiegów. Z tego rodzaju sytuacją można się spotkać również w placówkach dysponujących środkami finansowymi i profesjonalną wiedzą na temat warunków utrzymania psów, tj. na uczelniach wyższych. Psy trzymane w wybetonowanych kojcach, nawet jeśli wedle ludzkich standardów są to kojce estetyczne i łatwe w utrzymaniu dobrego stanu higienicznego, nie mają zapewnionego dopływu bodźców pozwalających im na zaspokajanie ich potrzeb psychospołecznych (14). Niestety działania prowadzone przez gminy są nieskuteczne, opieka nad zwierzętami bezdomnymi realizowana jest fasadowo przez zlecenie wyłapywania zwierząt oraz umieszczania ich w schroniskach. Nie rozwiązuje to kłopotu, a jedynie usuwa go z pola widzenia. Zamykając wyłapane zwierzęta w schroniskach, gminy zyskują pozór kontrolowania sytuacji w myśl zasady: „czego nie widać, tego nie

ma”. Same schroniska przez opinie publiczną traktowane są jako instytucje uciążliwe i niepożądane. Są więc lokalizowane na obrzeżach miast, w oddaleniu od ludzkich siedzib oraz oddzielone różnego rodzaju barierami architektonicznymi, które mają zmniejszyć uciążliwość sąsiedzką schronisk – zarówno przez ukrycie aspektów wizualnych wywołujących nieprzyjemne emocje u osób postronnych (psy/koty umieszczone w kojcach/klatkach, wokalizujące, wywołujące stereotypie itp.), jak i minimalizowanie wpływu bodźców dźwiękowych związanych ze szczekaniem psów zgromadzonych w dużej liczbie na małym terenie oraz wynikającymi z tego stanu rzeczy odorami (15).

Należy zwrócić uwagę jeszcze na fakt, że nie jest schroniskiem – w rozumieniu cytowanego już przepisu art. 4 pkt 25 ustawy o ochronie zwierząt – miejsce przeznaczone do opieki nad zwierzętami domowymi prowadzone przez:

- 1) podmiot, który nie zgłosił powiatowemu lekarzowi weterynarii zamiaru podjęcia działalności w zakresie prowadzenia schronisk dla zwierząt (art. 5 ust. 1 pkt 2 ustawy o ochronie zdrowia zwierząt oraz zwalczaniu chorób zakaźnych zwierząt);
- 2) podmiot, w stosunku do którego obowiązuje decyzja nakazująca wstrzymanie działalności w zakresie prowadzenia schronisk dla zwierząt do czasu usunięcia uchybień (art. 8 ust. 1 pkt 2 ustawy o ochronie zdrowia zwierząt oraz zwalczaniu chorób zakaźnych zwierząt);
- 3) podmiot, w stosunku do którego obowiązuje decyzja zakazująca prowadzenia działalności w zakresie prowadzenia schronisk dla zwierząt (art. 9 ust. 1 ustawy o ochronie zdrowia zwierząt oraz zwalczaniu chorób zakaźnych zwierząt; 16).

Hard cases lekarzy weterynarii w schroniskach dla zwierząt

Hard cases (trudne przypadki) w teorii prawa oznaczają sytuacje, w której organ wydający decyzję w procesie stosowania prawa ma do wyboru kilka możliwych rozwiązań, z których wszystkie można uznać za poprawne.

Powiatowy lekarz weterynarii – urzędnik czy lekarz?

Zgodnie z ustawą z 29 stycznia 2004 r. o Inspekcji Weterynaryjnej organami Inspekcji Weterynaryjnej jest Główny Lekarz Weterynarii, wojewódzki lekarz weterynarii jako kierownik wojewódzkiej inspekcji weterynaryjnej wchodzącej w skład zespolonej administracji rządowej w województwie i powiatowy lekarz weterynarii jako kierownik powiatowej inspekcji weterynaryjnej wchodzącej w skład niespolonej administracji rządowej, także granicznej lekarz weterynarii. Duże oczekiwania co do skuteczności ochrony zwierząt wywołało uzupełnienie w 2002 r. ustawy o ochronie zwierząt o art. 34a, zgodnie z którym: 1. *Inspekcja Weterynaryjna sprawuje nadzór nad przestrzeganiem przepisów o ochronie zwierząt.* 2. *W zakresie wykonywania nadzoru, o którym mowa w ust. 1, pracownicy Inspekcji Weterynaryjnej*

oraz osoby wyznaczone przez organy tej Inspekcji posiadają uprawnienia określone w ustawie z dnia 29 stycznia 2004 r. o Inspekcji Weterynaryjnej (Dz.U. z 2021 r. poz. 306). Na gruncie ustawy o ochronie zwierząt nie daje się określić zakresu podmiotów nadzorowanych, a w związku z tym także ustalić kompetencji, środków nadzoru i odpowiedzialności Inspekcji za przestrzeganie dowolnych przepisów przez dowolne podmioty. Kompetencji takich, zgodnie z ust. 2 tego artykułu, należy szukać w ustawie o Inspekcji Weterynaryjnej. W zakresie wykonywania nadzoru, o którym mowa w ust. 1, pracownicy Inspekcji Weterynaryjnej posiadają uprawnienia określone w ustawie z dnia 29 stycznia 2004 r. o Inspekcji Weterynaryjnej. Jednak tam również podmioty nadzorowane nie są określone, a ponadto uprawnienia, o jakich tam mowa (art. 19 ust. 3 i następane), dotyczą raczej kontroli (tj. porównania stanu faktycznego z pożądanym), a nie władczej ingerencji w działanie nadzorowanego podmiotu – co jest wyróżnikiem pojęcia „nadzór”. Ustawa o Inspekcji Weterynaryjnej zawiera także inne przepisy, na które warto zwrócić uwagę podczas poszukiwania rozwiązania dla kwestii nadzoru. Przepis art. 2 zalicza ustawę o ochronie zwierząt do „prawodawstwa weterynaryjnego”. Co ważniejsze, art. 3 określa cel działania Inspekcji w ten sposób, że poszukiwany „nadzór” w ogóle nie mieści się w celach Inspekcji, jest natomiast dla niej środkiem do własnych celów. „Przestrzeganie przepisów o ochronie zwierząt” podlega „nadzorowi”, który jest sprawowany nie w celu ochrony zwierząt, lecz „bezpieczeństwa i zdrowia publicznego”. I tutaj mamy odesłanie do kolejnej ustawy. Jest nią kluczowa dla prawodawstwa weterynaryjnego ustawa o ochronie zdrowia zwierząt oraz zwalczaniu chorób zakaźnych zwierząt. Określa ona ogólne wymagania weterynaryjne (rozdz. 2) wobec podmiotów prowadzących określoną działalność gospodarczą na szeroko rozumianym rynku zwierząt użytkowych, w tym interesujących nas schronisk dla bezdomnych zwierząt. Nadzór nad przestrzeganiem przepisów o ochronie zwierząt konkretyzuje się ostatecznie w nadzorze nad spełnianiem konkretnych wymagań weterynaryjnych wobec podmiotów prowadzących działalność w konkretnym zakresie. Zakres tego nadzoru jest ograniczony: po pierwsze – celem działania Inspekcji (tj. ochrony zdrowia zwierząt oraz bezpieczeństwa produktów pochodzenia zwierzęcego w celu zapewnienia ochrony zdrowia publicznego) oraz warunkiem stosowania środków nadzoru (tj. stwierdzeniem zagrożenia dla zdrowia publicznego lub zdrowia zwierząt); po drugie – zakres tego nadzoru ograniczony jest wyłącznie do wskazanych przedsięwzięć z zakresu hodowli, chowu oraz obrotu zwierzętami i produktami zwierzęcymi; po trzecie – ograniczony jest do kwestii wypełniania wymagań weterynaryjnych, określonych szczegółowo dla każdego rodzaju przedsięwzięć (17). W „sieć” powiązań pomiędzy normami prawa administracyjnego a powinnościami etycznymi, które wynikają z Kodeksu Etyki Lekarza Weterynarii, uwikłany jest powiatowy lekarz weterynarii, który łączy

misję zawodu lekarza weterynarii z pracą urzędniczą (18). Pracownicy Inspekcji Weterynaryjnej, będąc integralną częścią korpusu służby cywilnej w Polsce, zobowiązani są do przestrzegania zasad etyki członków korpusu służby cywilnej, którymi są: godne zachowanie, służba publiczna, lojalność, neutralność polityczna, bezstronność oraz rzetelność. Pracownicy administracji publicznej, w tym lekarze weterynarii pracujący w Inspekcji Weterynaryjnej, często balansują między wymogami prawa, moralności, profesjonalizmu oraz organizacji. Wymogi te wchodzą ze sobą niekiedy w konflikt, który musi być rozstrzygnięty samodzielnie przez urzędnika. Lojalność wobec państwa, problem lojalności wobec wspólnoty (samorządu), odpowiedzialność zawodowa, zachowanie w warunkach konfliktu interesów, jawność i przejrzystość działania to ciągle jeszcze nowe zagadnienia dla wielu urzędników w Polsce. Jednakże bez względu na miejsce podjęcia pracy podstawowym przesłaniem absolwenta wydziału medycyny weterynaryjnej ma być przyrzeczenie lekarza weterynarii: *Jako lekarz weterynarii przyrzekam, że w zgodzie z moim powołaniem, w trakcie pełnienia obowiązków zawodowych będę postępował sumiennie i zgodnie z aktualną wiedzą weterynaryjną, strzegę godności zawodu, przyczyniał się w miarę możliwości do postępu nauk weterynaryjnych, a także wykonywał obowiązki wynikające z przepisów prawa i zasad Kodeksu Etyki Lekarza Weterynarii* (19).

Usypianie ślepych miotów

Odbieranie zwierzętom życia jest co do zasady zakazane na podstawie art. 6 ust. 1 ustawy o ochronie zwierząt, ale przy jednoczesnym określeniu licznych wyjątków od tego zakazu, do którego w punkcie 7 należy usypianie ślepych miotów (20). W wielu schroniskach usypianie ślepych miotów traktowane jest jako rozwiązanie ostateczne, a jedynym panaceum jest kastracja lub sterylizacja zwierząt (21). Polska jest krajem, w którym świadomość społeczna co do bezdomności zwierząt jest wciąż zbyt niska. Niewykastrowane, bezdomne lub wypuszczone luzem z domów zwierzęta rozmnażają się poza kontrolą człowieka. Dodatkowo w szarej strefie wciąż kwitnie proceder pseudohodowli, który nastawiony jest jedynie na jak największy zysk, czyli wyprodukowanie jak największej liczby zwierząt, niejednokrotnie kosztem ich zdrowia. Dlatego kastracja w rozumieniu ogólnego dobra jest jednym z narzędzi używanych przez lekarzy weterynarii, fundacje prozwierzęce, schroniska w przeciwdziałaniu bezdomności za sprawą ograniczenia liczby zwierząt, którym trzeba będzie szukać domów (22).

Leczenie *pro bono* bezdomnych zwierząt

W obecnym Kodeksie Etyki Lekarza Weterynarii nie ma żadnych zapisów, które wprost odnosiłyby się do nakazu leczenia za darmo. Warto jednak przywołać słuszne spostrzeżenie Bernarda E. Rollina mówiące o tym, że postawa mechanika samochodowego

nie odpowiada roli, jaką pełnią lekarze weterynarii w stosunku do zwierząt. O ile mechanik mógłby przyglądać się temu, jak pozostawiony przez klienta samochód niszczy i rdzewieje, o tyle lekarz weterynarii nie powinien równie obojętnie przechodzić obok cierpiącego zwierzęcia ani w ten sposób go traktować (23). W Kodeksie Etyki Lekarza Weterynarii nie ma również żadnych zapisów, które wprost odnosiłyby się do zwierząt bezpiecznych i wolno żyjących. To pominięcie jest symptomatyczne. Ważne jest bowiem nie tylko to, co Kodeks mówi, lecz także to, co próbuje przemilczeć. Bezpośrednia nieobecność tej kategorii zwierząt niejako oddala zadanie, które jest z nimi związane. Wolno jednak chyba pod pojęciem „zwierzęcia chorego” nie dostrzegać wyłącznie zwierząt posiadających właściciela lub opiekuna. Istniejący zapis ma tę zaletę, że stawia obowiązek zarówno ograniczenia cierpienia zwierzęcia, jak i podjęcia działań zmierzających „do przywrócenia mu zdrowia”. Jednak brak jasno sformułowanego postulatu pozwala zadanie leczenia bezdomnych zwierząt interpretować w sposób różny, a nawet zupełnie przeciwny (24).

Kastracje/sterylizacje

Obligatoryjna sterylizacja albo kastracja psów i kotów w schroniskach dla zwierząt jest wciąż niewystarczająca, a stanowi ona główne narzędzie zapobiegania bezdomności zwierząt. Osobną kwestię stanowi kastracja i sterylizacja zwierząt właścicielskich (25).

Eutanazja zwierząt w schroniskach

W pracy lekarza prywatnego zakładu leczniczego dla zwierząt nierzadkie są sytuacje, gdy w ciągu dnia wykonuje on więcej eutanazji niż wykonuje się ich w ciągu miesiąca w schroniskach dla bezdomnych zwierząt. Taka sytuacja wydaje się dobra z punktu widzenia dobrostanu zwierząt i humanitaryzmu. Jednak lekarze weterynarii pracujący w schronisku wiedzą, z czego to wynika – nie jest to efekt dobrego zdrowia trafiających do nich zwierząt, nie jest to też rezultat ich cudotwórczego działania czy przesadzonej ambicji objawiającej się chęcią ratowania za wszelką cenę beznadziejnie już chorych zwierząt. To efekt obaw schroniskowych lekarzy weterynarii przed byciem posądzonym o zbyt pochopne działanie przez osoby z mniejszą od nich wiedzą, ale za to dużą samooceną oraz dostępem do internetu i mediów społecznościowych. Lekarze weterynarii nie chcą być ofiarą internetowego linczu (26). Masowe eutanazje psów w schroniskach w Polsce są niezgodne z prawem. Jednak w wielu krajach panują zupełnie inne przepisy mające na celu ograniczenie bezdomności zwierząt. Eutanazja bezdomnego zwierzęcia bezpowrotnie odbiera mu szansę na lepsze życie u boku człowieka. Zwolennicy eutanazji podkreślają, iż nie każde bezdomne zwierzę, które przebywa w schronisku, trafi do domu. W ich ocenie przebywanie w zimnym boksie przez całe życie jest mniej humanitarne aniżeli eutanazja

(27). W wielu kulturach eutanazja, w tym także eutanazja zwierząt, stanowi drażliwy temat. Zwolennicy eutanazji bezdomnych zwierząt wskazują na eutanazję jako świadomą formę regulacji zwierzęcej nadpopulacji, przeprowadzanej przez lekarza weterynarii. Decyzja o eutanazji nie może być podejmowana na zasadzie: „skoro mamy za dużo zwierząt, niektórych się pozbedziemy” (28). Zgodnie z Instrukcją Głównego Lekarza Weterynarii nr BP. 0200.1.2.2023 podczas kontroli zgonów i eutanazji zwierząt w schronisku należy sprawdzić dokumentację dotyczącą zwierząt oraz przeprowadzonych zabiegów weterynaryjnych, aby upewnić się, iż chorym zwierzętom zapewniono odpowiednią opiekę lekarsko-weterynaryjną. Ponadto należy sprawdzić, czy podana przyczyna zgonu znajduje odzwierciedlenie w dokumentacji dotyczącej leczenia zwierzęcia. Podmiot prowadzący schronisko zapewnia możliwość wykonywania eutanazji zgodnie z obowiązującym prawem. Czynność eutanazji może zostać wykonana wyłącznie przez lekarza weterynarii, poprzez podanie produktu zawierającego substancje czynne przeznaczone zgodnie z rejestracją do eutanazji. Uśmiercanie zwierząt może odbywać się wyłącznie w sposób humanitarny polegający na zadawaniu przy tym minimum cierpienia fizycznego i psychicznego. Należy wziąć pod uwagę, iż eutanazja zwierzęcia może być spowodowana: a) względami humanitarnymi, tj. stanem chorobowym nierokującym wyzdrowienia zwierzęcia i powodującym jego przedłużone cierpienie; decyzję w tym zakresie podejmuje lekarz weterynarii i powinno to zostać odnotowane w dokumentacji lekarsko-weterynaryjnej; w przypadku, gdy stan zwierzęcia nie rokuje poprawy w warunkach schroniska, a nie ma możliwości nawet czasowego przekazania zwierzęcia do miejsca dysponującego warunkami o wyższym standardzie, również można podjąć decyzję o poddaniu zwierzęcia eutanazji; b) nadmierną agresywnością powodującą bezpośrednie zagrożenie dla zdrowia lub życia ludzkiego oraz innych zwierząt; powiatowy lekarz weterynarii powinien skontrolować, na jakiej podstawie zwierzęta w schronisku uznawane są za nadmiernie agresywne. Kontrolując dokumentację dotyczącą zgonów, należy porównać ją z dokumentacją dotyczącą odbioru zwłok zwierzęcych, tak, aby upewnić się, iż liczba zgonów jest tożsama z liczbą odebranych zwłok.

Współpraca z personelem schroniska i wolontariuszami

W mediach społecznościowych czasami pojawiają się informacje, które mogą wskazywać na zaniedbania lekarzy weterynarii wobec zwierząt, które przebywają w schroniskach. Bywa i tak, że owe niepocholebne opinie są formułowane przez personel czy wolontariuszy danego schroniska. Lekarze weterynarii podkreślają, iż do schronisk trafiają najczęściej psy i koty, które pod wieloma względami są zaniedbane i cierpią na liczne choroby. Niektóre z problemów zdrowotnych bywają oczywiste dla lekarzy weterynarii, inne wymagają długotrwałego

procesu diagnostycznego, którego nierzadko lekarze nie są w stanie dokończyć z powodu śmierci zwierząt lub ich wydania ze schroniska. W swojej pracy niejednokrotnie, a w przypadku nowych zwierząt bardzo często, lekarze weterynarii zostają pozbawieni niezwykle ważnej części wizyty lekarskiej – bogatego wywiadu dotyczącego dotychczasowego stanu zdrowia zwierzęcia. Lekarze weterynarii podkreślają, iż w warunkach schroniskowych pracownik schroniska czy wolontariusz widzi swojego podopiecznego przez krótszy czas aniżeli opiekun w warunkach domowych. Ponadto w schronisku uwaga pracownika/wolontariusza musi zostać podzielona na kilkanaście czy kilkadziesiąt zwierząt. Sytuację pogarsza fakt, że zwierzęta często ukrywają swoje choroby. Lekarze weterynarii podkreślają, iż praca w schronisku dla zwierząt powoduje emocje, na bazie których praca lekarzy jest oceniana, niestety tam, gdzie są ludzie, generowane są konflikty (29).

Podsumowanie – w stronę etycznych powinności

Zawód lekarza weterynarii bywa określany jako jeden z najstarszych zawodów świata z uwagi na fakt, że ludzie od dawien dawna dzielą życie ze zwierzętami. Pierwsze przypadki udomowienia zwierząt miały miejsce mniej więcej 14 tys. lat temu (30). Proces udomowienia zwierząt powiązany jest z problemem zwierząt bezdomnych. Lekarze weterynarii odgrywają kluczową rolę, i to nie tylko w kwestii zdrowia oraz dobrostanu bezdomnych zwierząt, lecz także zdrowia i bezpieczeństwa ludzi. W przypadku zwierząt bezdomnych, przebywających w schroniskach, nie zawsze jest łatwo podejmować decyzje właściwe dla dobra zwierząt bezdomnych w oparciu o przepisy stosownych aktów prawa administracyjnego. Często są jakieś koszty podejmowanych decyzji, nie tylko te finansowe. W związku z tym powinności etyczne wynikające z Kodeksu Etyki Lekarza Weterynarii mają być drogowskazem dla lekarzy weterynarii mającymi kontakt ze zwierzętami bezdomnymi, czy to w wyniku pracy w schroniskach dla bezdomnych zwierząt, czy Inspekcji Weterynaryjnej.

Piśmiennictwo

1. Fundacja dla Zwierząt „ARGOS”: *Raport o problemie bezdomnych zwierząt*. Warszawa 2016.
2. Wydrych J., Biernacka K.: *Książka o prawach zwierząt*. Fundacja Czarna Owca Pana Kota, Kraków 2014, 45–49.
3. <https://publicystyka.ngo.pl/krzyk-rozpacz-porzuconych-zwierzat-polakow-nie-stac-na-ich-leczenie-i-utrzymanie> (dostęp: 6.08.2023 r.)
4. Por. Sowa A.: *Horror psów w Wojtyszkach. To miejsce trzeba było zamknąć już rok temu*, <https://www.polityka.pl/tygodnikpolityka/spoleczenstwo/2203136,1,horror-psow-w-wojtyszkach-to-miejsce-trzeba-bylo-zamknac-juz-rok-temu.read> (dostęp: 5.03.2023 r.)
5. Lisiowska M., Szarek J., Białek M., Borowski A.: Czy łatwo być etycznym lekarzem, będąc pracownikiem Inspekcji Weterynaryjnej? *Życie Wet.* 2012, 87, 55–58.
6. Kaliski K.: *Schroniska dla bezdomnych zwierząt. Część I. Wczoraj i dziś*. *Wiad. Zoot.* 2012, nr 2, 45–46.
7. Fundacja dla Zwierząt „ARGOS”: *Raport o problemie bezdomnych zwierząt...*, 30–31.
8. Wrona B.: *Pomiędzy racjonalizmem a sentymentalizmem. Rozważania dotyczące norm etycznych odnośnie zwierząt*, *ZN TD UJ – Nauki Humanistyczne* 2011, nr specjalny 2 (1), 81–82.
9. Romaniuk K., Sokół R., Michalski M.: Występowanie pasożytów wewnętrznych u psów i kotów w schronisku dla bezdomnych zwierząt, *Med. Weter.* 2004, 60, 839–843.
10. Zębek E.: Humanitarna ochrona prawna zwierząt bezdomnych. *Studia Iuridica Lublinensia* 2022, <http://studiainiuridica.umcs.pl> (dostęp: 1.03.2023 r.)
11. Muś A., Hajduk A.: *Obowiązki gmin i miast wobec zwierząt*, Wydawnictwo Uniwersytet Śląski, Katowice 2022, 73–75.
12. *Tamże*, 75.
13. Bator A.(red.): *Wprowadzenie do nauk prawnych. Leksykon tematyczny*, Wydanie I, Wydawnictwo Lexis Nexis, Warszawa 2006, 188.
14. Mamzer H.: Braki urozmaiceń środowiskowych w schroniskach dla bezdomnych zwierząt – ludzka percepcja potrzeb zwierząt a ich dobrostan. *Życie Wet.* 2020, 95, 275–276.
15. Mamzer H., Nowak P.: Przeciwdziałanie bezdomności zwierząt jako problem społeczny. *Ruch Prawniczy, Ekonomiczny i Socjologiczny* 2021, 83, zeszyt 3, 339–340.
16. Suska M.: Gmina a schronisko dla bezdomnych zwierząt. W: T. Pietrzykowski, A. Bielska – Brodziak, M. Suska, K. Gil (red.): *Urzędnik jako strażnik realizacji ustawowych obowiązków wobec zwierząt*, Wydawnictwo UŚ, Katowice 2016, 48.
17. <http://www.boz.org.pl/sloownik/nadzor.htm> (dostęp: 8.03.2023 r.)
18. Por. Mańka M.: *O byciu urzędnikiem z pasją*, <https://vetkompleksowo.pl/kategorie-tematyczne/o-byciu-urzednikiem-z-pasja-produktow-leczniczych-weterynaryjnych/> (dostęp: 8.03.2023 r.)
19. Lisiowska M., Szarek J., Białek M., Borowski A.: Czy łatwo być etycznym lekarzem, będąc pracownikiem Inspekcji Weterynaryjnej?... 554 i n.
20. Kuszlewicz K.: *Prawa zwierząt. Praktyczny przewodnik*. Wydawnictwo Wolters Kluwer, Warszawa 2019, 87.
21. <https://gazetawroclawska.pl/schroniska-usypiaja-slepieszczenieta-i-kocieta-ich-odchowanie-zbyt-pracochlonne/ar/920016> (dostęp: 6.03.2023 r.)
22. Firlej-Oliwa M.: *Jak mądrze zadbać o swojego psa i kota?*, Wydawnictwo Otwarte, Kraków 2021, 167.
23. <https://serwisweterynaryjny.pl/prawo-na-co-dzien/czy-lekarz-weterynarii-moze-odmowic-leczenia-361.html> (dostęp: 2.03.2023 r.)
24. Pasieka P.: O powinnościach etycznych lekarza weterynarii w stosunku do bezdomnych i dziko żyjących zwierząt. *Życie Wet.* 2017, 92, 865–868.
25. Kuszlewicz K.: *Prawa zwierząt. Praktyczny przewodnik...*, 86–89
26. <https://napaluchu.waw.pl/oswiadczenie-lekarzy-weterynarii/> (dostęp: 6.03.2023 r.)
27. Prochocka A.: *Eutanazja psów w schroniskach. Dlaczego bezdomne psy są usypiane?*, <https://www.psy.pl/artykuly/zycie-z-psem/eutanazje-psow-w-schroniskach> (dostęp: 2.03.2023 r.)
28. Kostyla J.: *Usypianie sumień. Rozmowa z Joy Lenney szefową Światowego Towarzystwa Ochrony Zwierząt*, <https://www.wprost.pl/tygodnik/4384/usypianie-sumien.html> (dostęp: 15.02.2003 r.)
29. <https://napaluchu.waw.pl/oswiadczenie-lekarzy-weterynarii/> (dostęp: 6.03.2023 r.)
30. Gruber A.: *Dramat zwierząt domowych. Weterynarz patolog o cichych cierpieniach naszych domowych pupili*, przekład U. Szymanderska. Wydawnictwo Feeria Science, Łódź 2020.

Dr hab. prof. UWR Joanna Helios, e-mail: joanna.helios@uwr.edu.pl

Nieprawidłowości chromosomów płci jako istotne przyczyny zaburzeń rozwoju płci kotów

Izabela Szczerbal, Monika Stachowiak, Joanna Nowacka-Woszek, Marek Świtoński

z Katedry Genetyki i Podstaw Hodowli Zwierząt Wydziału Medycyny Weterynaryjnej i Nauk o Zwierzętach Uniwersytetu Przyrodniczego w Poznaniu

Sex chromosomes abnormalities are important causes of disorders of sex development in cats

Szczerbal I., Stachowiak M., Nowacka-Woszek J., Świtoński M., Department of Genetics and Animal Breeding, Faculty of Veterinary Medicine and Animal Science, Poznan University of Life Sciences

Disorders of sex development (DSDs) are defined as congenital conditions in which a mismatch between chromosomal, gonadal and anatomic sex is observed. DSDs are quite often reported in cats. Some DSD cases are diagnosed due to unusual coat color in males (e.g. calico or tortoiseshell). These disorders affect reproduction, behavior and may lead to an increased risk of gonadal tumorigenesis. Three main categories of DSDs, based on sex chromosomes set, have been recognized: sex chromosome DSD, XX DSD and XY DSD. Cytogenetic analysis plays a crucial role in the classification of DSD cases. In this paper, an overview of sex chromosome DSD in cats is presented. Application of advanced cytogenetic analysis allowed to identify different abnormalities of sex chromosomes, including aneuploidies (X monosomy and XXY syndrome), structural rearrangements (X/Y translocation causing transfer of the SRY gene from Y to X chromosome or Y ring chromosome), and leukocyte XX/XY chimerism. It is recommended that cats with ambiguous genitalia should be subjected to cytogenetic diagnosis. Identification of genetic background of the observed sexual abnormalities facilitates distinguishing between hereditary (caused by gene mutations), and spontaneous sex chromosome abnormalities, which occurred during gametogenesis or embryonic development. In conclusion, a close collaboration between veterinary clinicians, cat breeders, and geneticists is highly recommended.

Keywords: intersexuality, sex chromosomes, monosomy, trisomy, mosaicism, chimerism, translocation, DSD, cats.

Poznanie podłoża obniżonej płodności lub bezpłodności ma duże znaczenie dla hodowców zwierząt oraz lekarzy weterynarii. Jedną z istotnych przyczyn tych problemów są wrodzone zaburzenia rozwoju płci – DSD (ang. disorders of sex development) (1, 2). Zaburzenia te, określane kiedyś terminem „interseksualizm” lub „obojnactwo”, są heterogenną grupą wrodzonych wad układu rozrodczego (3). U osobników z DSD stwierdza się niezgodność między płcią chromosomową, gonadalną i fenotypową.

Wyróżnia się trzy zasadnicze kategorie DSD, które są zgodne z nomenklaturą przyjętą w odniesieniu do ludzi:

- spowodowane nieprawidłowościami chromosomów płci,
- obecne u osobników z prawidłowym żeńskim układem chromosomów płci – XX,
- występujące u osobników z chromosomami XY.

W świetle powyższego oczywiste jest, że diagnoza DSD powinna się rozpoczynać od analizy cytogenetycznej.

W tym artykule przedstawione są przykłady zaburzeń rozwoju płci kotów spowodowane nieprawidłowościami chromosomów płci, w tym przypadki zdiagnozowane w badaniach własnych.

Geny zaangażowane w różnicowanie płci ssaków

Prawidłowa płeć ssaków związana jest z układem chromosomów płci – XX u samic i XY u samców. Jednak o determinacji i różnicowaniu płci podczas rozwoju płodowego nie decydują chromosomy, a liczne geny (ok. 100), wśród których znakomita większość jest zlokalizowana w chromosomach autosomalnych (4). Jedynie kilka kluczowych dla tego procesu genów jest położonych w chromosomach płci, w tym SRY (chromosom Y) oraz AR (chromosom X). Głównym genem uruchamiającym różnicowanie układu płciowego w kierunku męskim jest gen SRY, którego ekspresja odpowiada za włączenie ekspresji kolejnych genów odpowiedzialnych za przekształcenie nie zróżnicowanych gonad płodowych w jądra. Gen ten koduje białko o funkcji czynnika transkrypcyjnego, czyli włącza ekspresję genów męskiej ścieżki rozwoju (np. SOX9 itd.). Gen SOX9 również koduje czynnik transkrypcyjny i włącza ekspresję kolejnych genów (np. FGF9, AMH itd.). Jednocześnie uruchomienie ekspresji genów ścieżki męskiej blokuje ekspresję genów zaangażowanych w różnicowanie gonady w kierunku jajnika (np. RSP01, FOXL2, WT4, CTNNB1). W rozwoju płci samców istotną rolę odgrywają testosteron i dihydrotestosteron, które są hormonami steroidowymi, a ich powstanie zależy od prawidłowej ekspresji genów kodujących enzymy odpowiedzialne za przekształcenie cholesterolu w te hormony (np. CYP11A1, CYP17A1, HSD17B3, HSD3B2, SRD5A2). Wspomniane powyżej geny to zaledwie przysłowiowy „wierzchołek góry lodowej”. Przykładem potwierdzającym to stwierdzenie mogą być badania ludzi obciążonych DSD, oparte o sekwencjonowanie 64 genów kandydujących, czyli takich, których mutacje wcześniej były opisane jako związane z fenotypem DSD. Badaniami objęto bardzo liczną grupę pacjentów z prawidłowym układem chromosomów płci: 278 z grupy XY DSD oraz 48 z grupy XX DSD. W badaniach tych wykryto mutacje w 28 genach, w których aż 93 zidentyfikowane warianty nie były wcześniej opisane (5). Uzasadnione jest zatem stwierdzenie, że zaburzenia rozwoju płci mają bardzo zróżnicowane podłoże.

Chromosomy kota domowego

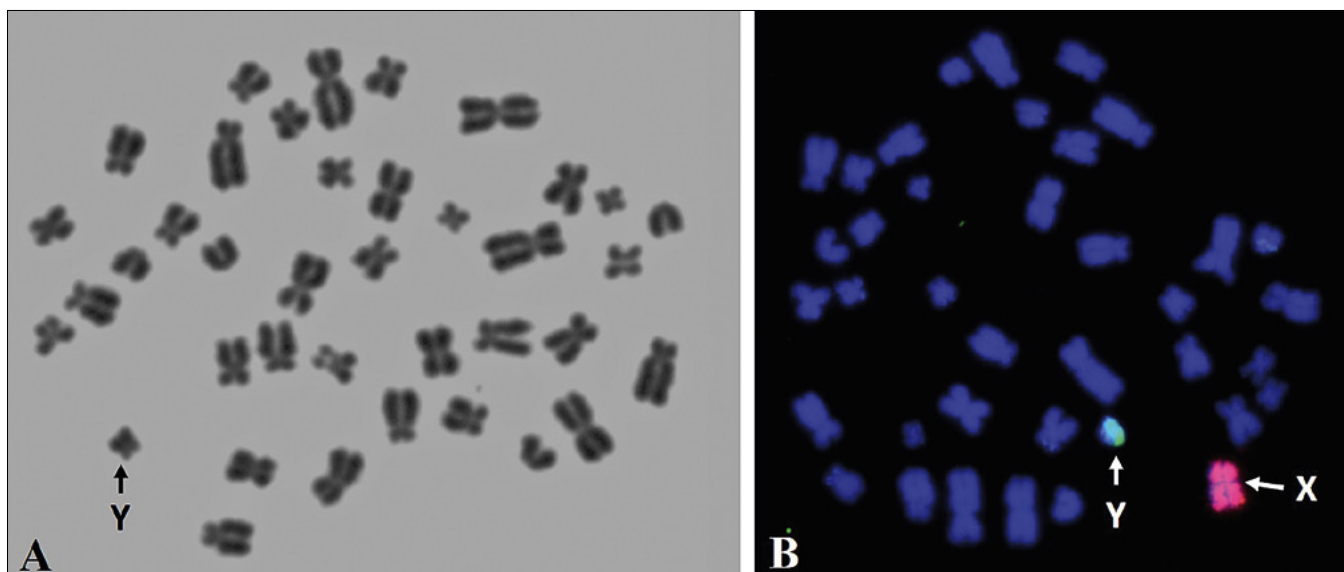
Kot jest gatunkiem, który posiada niewielką diploidalną liczbę chromosomów $2n = 38$. Morfologia chromosomów płci, po zastosowaniu konwencjonalnego barwienia odczynnikami Giemsy, pozwala na zidentyfikowanie chromosomu Y (ryc. 1A). Natomiast wskazanie chromosomu X wymaga zastosowania tzw. barwienia prążkowego (np. G) lub techniki fluorescencyjnej hybrydyzacji *in situ* z wykorzystaniem tzw. sondy malującej, czyli hybrydującej z całym chromosomem X (ryc. 1B). W badaniach nieprawidłowości chromosomów płci samców kota ważną wskazówką jest wystąpienie umaszczenia szylkretowego, które jest związane z losową inaktywacją chromosomu X, która ma miejsce w zarodkach żeńskich ssaków. Gen rudego umaszczenia ma dwa podstawowe warianty (allele) – dominujący (O) warunkujący rude umaszczenie oraz recesywny (o), który odpowiada za brak rudego umaszczenia. Gen ten jest położony w chromosomie X, czyli jest sprzężony z płcią. Locus tego genu zidentyfikowano w ramieniu długim chromosomu X w regionie liczącym ok. 11 mln par zasad (Mpz) – między pozycją 106 Mpz i 117 Mpz (6). Wystąpienie genotypu OO u samic manifestuje się rudym umaszczeniem, natomiast w przypadku genotypu heterozygotycznego (Oo) pojawia się umaszczenie szylkretowe, ponieważ allel O jest inaktywowany w ok. połowie komórek i pojawia się podstawowe umaszczenie. W przypadku kocurów z prawidłowym układem chromosomów płci (XY) nie ma miejsca inaktywacja chromosomu X i dlatego umaszczenie szylkretowe nie występuje. Natomiast w przypadku zaburzeń rozwoju płci takie umaszczenie jest możliwe i jest ono wynikiem wystąpienia u takiego kocura dwóch chromosomów X, m.in. XXY czy XX^{SRY} (sytuacja, w której doszło do przeniesienia genu SRY z chromosomu Y do X). Wynika zatem z tego, że umaszczenie szylkretowe u kocura jest wskazaniem, że ma on prawdopodobnie nietypowy zestaw chromosomów płci.

Diagnostyka zaburzeń rozwoju płci kotów

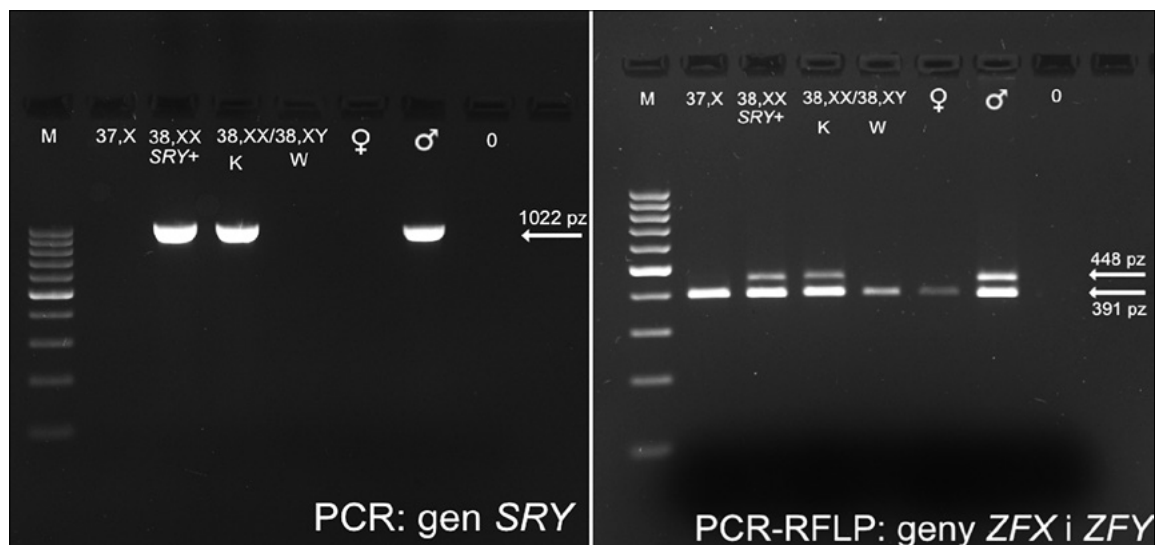
Poznanie podłoża zaburzeń rozwoju płci ma istotne znaczenie dla lekarza weterynarii, jak i hodowcy. Prawidłowa diagnoza jest cenną wskazówką dla hodowcy w kwestii wykorzystania reprodukcyjnego rodziców takiego osobnika. Zaburzenia rozwoju płci spowodowane nieprawidłowościami chromosomów płci są zazwyczaj efektem błędów, które powstały podczas gametogenezy u rodziców z prawidłowym zestawem chromosomów płci lub rozwoju płodowego (np. powstanie połączeń naczyniowych między płodami różnej płci). W takiej sytuacji nie ma przesłanek do wykluczenia rodziców z reprodukcji. Inaczej przedstawia się sytuacja, jeśli przyczyną są mutacje genowe, które zazwyczaj są recesywne. Wystąpienie zaburzeń rozwoju płci u osobnika z prawidłowym zestawem chromosomów płci może wskazywać, że jego rodzice są zdrowymi nosicielami niepożądanego allelu i wówczas należałoby zrezygnować z wykorzystania tych zwierząt w reprodukcji (2).

Diagnostyka genetyczna zaburzeń rozwoju płci rozpoczyna się od wykonania badania cytogenetycznego w celu ustalenia układu chromosomów płci i badania dotyczącego obecności genu SRY, położonego w chromosomie Y. Dodatkowo można wykonać badania genów, których loci znajdują się w obu chromosomach płci: ZFX w chromosomie X oraz ZFY w chromosomie Y. W przypadku podejrzenia obecności dwóch linii komórkowych XX i XY bada się obecność genów z chromosomów płci w DNA izolowanym z różnych tkanek, np. z krwi i cebulek włosowych (ryc. 2). W sytuacjach gdy u danego osobnika podejrzewa się obecność więcej niż jednej linii komórkowej (układ mozaikowy lub chimerowy), wykonuje się także analizę polimorficznych markerów mikrosatelitarnych. Identyfikacja w danym locus więcej niż dwóch wariantów może wskazywać na obecność dodatkowej linii komórkowej.

W wieloletnich badaniach własnych analizą objęto 32 koty skierowane na konsultację genetyczną,



Ryc. 1. Chromosomy kota. Barwienie odczynnikami Giemsy (A); FISH z sondami malującymi dla chromosomu X – czerwony sygnał oraz dla chromosomu Y – sygnał zielony (B)



Ryc. 2. Elektroforegramy badania obecności genów położonych w chromosomie Y (*SRY* i *ZFY*) oraz chromosomie X (*ZFX*). M – marker wielkości, przypadki DSD (37,X; 38,XXSRY+; 38,XX/38,XY, gdzie K – DNA z krwi, W – DNA z cebulek włosowych), ♀ – zdrowa samica, ♂ – zdrowy samiec, 0 – kontrola negatywna bez DNA

nie wliczając przypadków izolowanego wnętrza lub spodziectwa. Wśród nich nietypowy zestaw chromosomów płci stwierdzono u ośmiu osobników (25%; **tab. 1**).

Jednym z pierwszych zdiagnozowanych przypadków była monosomia chromosomu X u kotki syjamskiej (7). Kotka została skierowana na badania ze względu na niejednoznaczny wygląd zewnętrznych narządów płciowych oraz agresywne zachowanie. Stwierdzono u niej cechy wirylizacji, co nie jest typowe dla przypadków monosomii chromosomu X. Zwykle takie samcze cechy pojawiają się, kiedy u danego osobnika występuje dodatkowo linia komórkowa z chromosomem Y. U badanej kotki przebadano łącznie 285 płytek metafazowych i stwierdzono obecność tylko jednego chromosomu X (**ryc. 3A**). Także badania molekularne (brak genów *SRY* i *ZFY*) wykluczyły obecność linii męskiej. Opisany przypadek wskazuje, że u kotów cechy wirylizacji mogą wystąpić przy obecności tylko jednej linii komórkowej – 37,X.

Monosomia X jest rzadko diagnozowana u kotów, co prawdopodobnie spowodowane jest dużym regionem pseudoautosomalnym (PAR) w chromosomach płci tego gatunku, który wynosi blisko 7 Mbp. Brak dużej liczby genów z tego regionu w przypadku monosomii X prawdopodobnie powoduje śmierć zarodków.

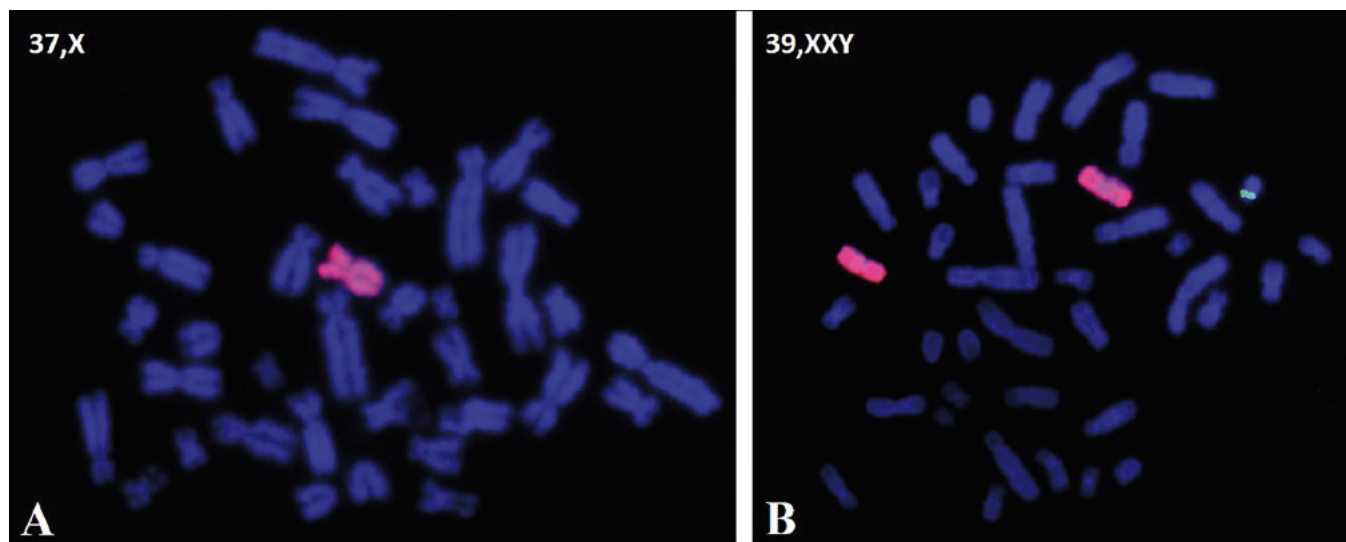
Znacznie częściej u kotów diagnozowany jest zespół 39,XXY (**ryc. 3B**). Spowodowane to jest prawdopodobnie łatwą identyfikacją takich przypadków na podstawie obecności szylkretowego umaszczenia u kocurów. Opisany przez nas przypadek (8) posiadał typowe cechy dla zespołu XXY, m.in. małe jądra bez aktywności spermatogenetycznej. U ludzi taka aneuploidia nazywana jest zespołem Klinefeltera i występuje z częstością raz na ok. 700 urodzonych chłopców.

W naszych badaniach wykazaliśmy, że przyczyną zaburzeń rozwoju płci u szylkretowych kocurów może być też translokacja genu *SRY* z chromosomu Y do chromosomu X, która prowadzi do powstania kariotypu – 38,XX(SRY+). Opisany pierwszy przypadek

Tabela 1. Nieprawidłowości chromosomów płci zidentyfikowane u kotów DSD – podsumowanie badań własnych

Lp.	Umaszczenie szylkretowe	Układ rozrodczy i inne nieprawidłowości stwierdzone w badaniu klinicznym	Chromosomy płci	Obecność genu <i>SRY</i>	Piśmiennictwo
1	nie	prącie, pochwa, macica, jajniki o nieprawidłowej strukturze, brak objawów rui, agresywna wobec innych kotów	37,X	nie	7
2	tak	prącie bez kolców, moszna, brak libido	39,XXY	tak	8
3	tak	niedorozwój prącia, brak kolców prącia, brak moszny, brak jąder, obecne nasieniowody, mały rozmiar ciała	38,XX ^{SRY+}	tak	9
4	tak	normalne prącie, dwudzielna moszna	38,XX ^{SRY+}	tak	10
5	nie	niedorozwój prącia i moszny, jedno jądro w mosznie, drugie w jamie brzusznej, macica	mozaicyzm 37,X/38,X,r(Y)	tak	11
6	nie	normalne męskie zewnętrzne narządy płciowe; zachowanie typowe dla samicy, słabe zainteresowanie samicą; z jednego krycia urodził się potomek	mozaicyzm 37,X/38,XY	tak	10
7	nie	niedorozwój prącia, brak kolców prącia, spodziectwo, srom, jądra w jamie brzusznej	chimeryzm leukocyтары XX/XY	tak*	8
8	nie	niedorozwój prącia, srom, brak macicy, jądra w jamie brzusznej, regularne cykle rujowe	chimeryzm leukocyтары XX/XY	tak*	10

*tylko w komórkach krwi



Ryc. 3. Przykłady płytek metafazowych z monosomią chromosomu X – 37,X (A) oraz zespołem 39,XXY (B). Zastosowano technikę FISH z sondą malującą dla chromosomu X – czerwony sygnał oraz sondą specyficzną dla genu SRY położonego w chromosomie Y – sygnał zielony

u kota (9) był jednocześnie pierwszym zdiagnozowanym przypadkiem u zwierząt domowych. Taka nieprawidłowość u ludzi odpowiada za powstanie zespołu de la Chapelle, który jest bardzo rzadko diagnozowany – jeden na ok. 20 tys. urodzeń chłopców. Fenotyp tego zespołu do pewnego stopnia przypomina zespół Klinefeltera, ale główne różnice dotyczą niższego wzrostu i obecności niezstąpionych jąder. O ile pierwszy z opisanych kotów z taką nieprawidłowością (9) posiadał te wszystkie cechy, to w przypadku drugiego kota (10) obecne było prawidłowe prącie oraz dwudzielna moszna. Jądra miały prawidłowe komórki Sertolego oraz liczne komórki Leydiga, ale brak było komórek rozrodczych. Okazuje się, że koty mimo obecności tej samej mutacji mogą wykazywać znaczne różnice w zakresie zmian fenotypowych. Wystąpienie aż dwóch przypadków translokacji X:Y wśród 32 kotów z zaburzeniami rozwoju płci jest zaskakujące. Warto podkreślić, że do tej pory ciągle nie opisano takiej nieprawidłowości u innych gatunków zwierząt.

Badania ujawniły również bardzo rzadką nieprawidłowość strukturalną chromosomu Y kota (11). Kot z niedorozwiniętymi męskimi zewnętrznymi narządami płciowymi oraz macicą posiadał dwie nieprawidłowe linie komórkowe, jedną z monosomią chromosomu X i drugą z chromosomem Y, który miał strukturę chromosomu pierścieniowego (r) – 37,X/38,X,r(Y). Cechą chromosomów pierścieniowych jest ich niestabilność w trakcie podziałów komórkowych i podatność na ich zagubienie podczas anafazy mitotycznej. Pierwotna płeć kota miała być męska, ale w wyniku utraty chromosomu Y o strukturze pierścieniowej, a tym samym genów z chromosomu Y, doszło do niedorozwoju układu rozrodczego. Podobny karyotyp mozaikowy 37,X/38,XY opisano u kota, który posiadał normalne męskie zewnętrzne narządy płciowe, ale wykazywał zachowanie typowe dla samicy (10). Udział linii monosomicznej wynosił u niego 10%. Taki sam karyotyp (37,X/38,XY) opisali inni badacze (12) u kota bengalskiego, przy czym linia monosomiczna występowała w 96% komórek i jądra kota

były pozbawione aktywności spermatogenetycznej. Przedstawione trzy przypadki karyotypów mozaikowych z linią 37,X u osobników męskich wskazują, że chromosom Y kota może mieć skłonność do niestabilnej segregacji w trakcie podziałów mitotycznych.

Innym zaburzeniem klasyfikowanym jako chromosomowe DSD jest chimeryzm leukocytarny XX/XY. Dwa przypadki tego zaburzenia zdiagnozowane w naszym zespole (8, 10) miały bardzo zbliżony fenotyp – obecny srom, szczątkowe prącie, jądra zlokalizowane w jamie brzusznej, brak macicy. Koty z chimeryzmem zwykle są kierowane na badania na podstawie trudności w określeniu płci. Jest jednak możliwe wystąpienie umaszczenia szylkretowego u takich osobników. Bardzo ciekawy przypadek chimeryzmu ogólnoustrojowego XY/XY został opisany przez (13) u szylkretowego kocura rasy maine coon. Badania cytogenetyczne wykazały występowanie tylko jednej linii męskiej – XY, ale analiza polimorficznych markerów mikrosatelitarnych wykazała występowanie w wybranych markerach 3 i 4 alleli, co jest potwierdzeniem występowania chimeryzmu. Kot był płodny i miał potomstwo. Opisany przypadek wskazuje, że w diagnostyce przypadków DSD kompleksowa analiza cytogenetyczno-molekularna jest konieczna w rozpoznaniu przyczyny obserwowanych zaburzeń.

Należy jednak pamiętać, że w wielu przypadkach karyotyp kotów z DSD będzie prawidłowy (38,XX lub 38,XY) i wówczas należy poszukiwać mutacji w genach kandydujących. Najczęściej diagnozowane są przypadki XY DSD i w tej grupie zaburzeń zidentyfikowano trzy geny (*TAC3*, *CYP11B1* i *LHCGR*), których warianty są związane z DSD (10). Wśród innych badanych genów były *SRY*, *AR*, *SRD5A2*, *MAMLD1* i *HSD17B3*, jednak nie znaleziono w nich mutacji sprawczej (8, 14). XX DSD u kotów jest bardzo rzadki i do tej pory opisano tylko jeden przypadek kota z żeńskim karyotypem i męskimi zewnętrznymi narządami płciowymi oraz normalną moszną i jądrami (15). Wykluczono mutacje w dwóch genach kandydujących – *RSPO1* i *SOX9* jako sprawcze.

Zaburzenia rozwoju płci kotów na tle innych gatunków zwierząt

Ocena częstości występowania DSD spowodowanych różnymi nieprawidłowościami chromosomów płci w różnych gatunkach zwierząt jest utrudniona z kilku powodów. Przede wszystkim, zakres stosowania diagnostycznych badań cytogenetycznych w różnych krajach jest bardzo zróżnicowany. Najwięcej (dziesiątki tysięcy) przebadano dotąd buhajów i knurow w ramach rutynowych badań cytogenetycznych poprzedzających decyzję o ich wykorzystaniu w stacjach produkcji nasienia. W przypadku kotów liczba ta jest znacznie mniejsza i można założyć, że było zaledwie kilkaset takich badań na całym świecie. Nieco większy zasięg mają badania psów.

Wśród zdiagnozowanych u kotów nieprawidłowości chromosomów płci są takie, które często były opisywane u innych gatunków zwierząt, np. chimerizm leukocytarny XX/XY u jałówek (16, 17) oraz monosomia X u kłaczy (18). Zespół XXY diagnozowano rzadko, w tym najwięcej przypadków – 20 – opisano u buhajków (17). Warto zauważyć, że niektóre nieprawidłowości należą do bardzo rzadkich, np. monosomia X u jałówek (17) i loszek (19). Do tej pory nie opisano u innych gatunków zwierząt gospodarskich i towarzyszących translokacji między chromosomem X oraz Y, czego efektem byłoby przeniesienie genu *SRY* z chromosomu Y do X. Z kolei chimeryzm leukocytarny XX/XY jest wykrywany również u loszek (20). Obecność chimeryzmu XX/XY świadczy o wystąpieniu frymartynizmu, czyli zaburzenia rozwoju płci osobnika żeńskiego spowodowanego połączeniem naczyń krwionośnych płodów różnej płci, umożliwiającym oddziaływanie czynników męskich produkowanych przez jądra na płód żeński. Niewielka liczba opisanych przez nas przypadków zaburzeń rozwoju płci związanych z nieprawidłowościami chromosomów płci nie upoważnia do stawiania wniosku, która z omawianych powyżej nieprawidłowości jest najczęstsza, a która najrzadsza u kotów. Z drugiej strony można jednak stwierdzić, że te mutacje nie są rzadkie u kotów.

Podsumowanie

Charakterystyka zaburzeń rozwoju płci kotów z nieprawidłowościami chromosomów płci wskazuje na ich duże zróżnicowanie. Wysnuć można z tego ważny wniosek, że prawidłowa diagnoza takich przypadków nie jest możliwa bez wykonania specjalistycznych analiz cytogenetycznych i molekularnych. Zgromadzone przez nas doświadczenie badawcze wskazuje, że analiza cytogenetyczna i molekularna kotów z zaburzeniami rozwoju płci powinna być wykorzystana w diagnostyce takich przypadków głównie po to, żeby ustalić, czy stwierdzone zaburzenie rozwojowe ma charakter dziedziczny, czy niedziedziczny. Identyfikacja mutacji sprawczych dla XX DSD i XY DSD jest trudna. Można przewidywać, że szersze stosowanie nowych technologii, takich jak sekwencjonowanie nowej generacji – NGS, przyczyni się do postępu w tym zakresie. Ścisła współpraca

między lekarzami weterynarii, hodowcami i właścicielami oraz genetykami zwierząt jest niezbędna dla pełniejszego poznania podłoża zaburzeń rozwoju płci kotów.

Piśmiennictwo

- Foster R.A.: Disorders of sexual development in the cat: Current state of knowledge and diagnostic approach. *J. Feline Med. Surg.* 2022, 24, 257–265.
- Szczerbal I., Switonski M.: Genetic disorders of sex development in cats: An update. *Anim. Reprod. Sci.* 2020, 216, 106353
- Poth T., Breuer W., Walter B., Hecht W., Hermanns W.: Disorders of sex development in the dog—Adoption of a new nomenclature and reclassification of reported cases. *Anim. Reprod. Sci.* 2010, 121, 197–207.
- Fan Y., Zhang X., Wang L., Wang R., Huang Z., Sun Y., Yao R., Huang X., Ye J., Han L., Qiu W., Zhang H., Liang L., Gu X., Yu Y.: Diagnostic Application of Targeted Next-Generation Sequencing of 80 Genes Associated with Disorders of Sexual Development. *Sci. Rep.* 2017, 7, 44536.
- Eggers S., Sadedin S., van den Bergen J.A., Robevska G., Ohnesorg T., Hewitt J., Lambeth L., Bouty A., Knarston I.M., Tan T.Y., et al., *Genome Biol.* 2016, 17, 243.
- Schmidt-Küntzel A., Nelson G., David V.A., Schäffer A.A., Eizirik E., Roelke M.E., Kehler J.S., Hannah S.S., O'Brien S.J., Menotti-Raymond M.: A domestic cat X chromosome linkage map and the sex-linked orange locus: mapping of orange, multiple origins and epistasis over nonagouti. *Genetics* 2009, 181, 1415–1425.
- Szczerbal I., Nizanski W., Dzimira S., Nowacka-Woszek J., Ochota M., Switonski M.: X monosomy in a virilized female cat. *Reprod. Domest. Anim.* 2015, 50, 344–348.
- Szczerbal I., Krzeminska P., Dzimira S., Tamminen T.M., Saari S., Nizanski W., Gogulski M., Nowacka-Woszek J., Switonski M.: Disorders of sex development in cats with different complements of sex chromosomes. *Reprod. Domest. Anim.* 2018, 53, 1317–1322.
- Szczerbal I., Stachowiak M., Dzimira S., Sliwa K., Switonski M.: The first case of 38,XX (SRY-positive) disorder of sex development in a cat. *Mol. Cytogenet.* 2015, 8, 22.
- Stachowiak M., Szczerbal I., Nowacka-Woszek J., Nowak T., Sowinska N., Lukomska A., Gogulski M., Badura M., Sklorz-Mencel K., Jagodka D., Nizanski W., Dzimira S., Switonski M.: Cytogenetic and molecular insight into the genetic background of disorders of sex development in seventeen cats. *Sci. Rep.* 2022, 12, 17807.
- Szczerbal I., Stachowiak M., Nowacka-Woszek J., Dzimira S., Szczepanska K., Switonski M.: Disorder of sex development in a cat with chromosome mosaicism 37,X/38,X,r(Y). *Reprod. Domest. Anim.* 2017, 52, 914–917.
- Balogh O., Berger A., Pieńkowska-Schelling A., Willmitzer F., Grest P., Janett F., Schelling C., Reichler I.M.: 37,X/38,XY Mosaicism in a Cryptorchid Bengal Cat with Müllerian Duct Remnants. *Sex. Dev.* 2015, 9, 327–332.
- Bugno-Poniewierska M., Kij B., Witarski W., Wojtaszek M., Radko A., Podbielska A., Szczerbal I., Murphy W.J.: Fertile male tortoiseshell cat with true chimerism 38,XY/38,XY. *Reprod. Domest. Anim.* 2020, 55, 1139–1144.
- Nowacka-Woszek J., Szczerbal I., Salamon S., Kociucka B., Jackowski H., Prozorowska E., Slaska B., Rozanska D., Orzelski M., Ochota M., Dzimira S., Lipiec M., Nizanski W., Switonski M.: Testicular disorder of sex development in four cats with a male karyotype (38,XY; SRY-positive). *Anim. Reprod. Sci.* 2014, 151, 42–48.
- De Lorenzi L., Banco B., Previderè C., Bonacina S., Romagnoli S., Grieco V., Parma P.: Testicular XX (SRY-Negative) Disorder of Sex Development in Cat. *Sex. Dev.* 2017, 11, 210–216.
- Padula A.M.: The freemartin syndrome: an update. *Anim. Reprod. Sci.* 2005, 87, 93–109.
- Iannuzzi A., Parma P., Iannuzzi L.: Chromosome Abnormalities and Fertility in Domestic Bovids: A Review. *Anim.* 2021, 11, 802.
- Bugno-Poniewierska M., Raudsepp T.: Horse Clinical Cytogenetics: Recurrent Themes and Novel Findings. *Anim.* 2021, 11, 831.
- Umeyama K., Nakano K., Matsunari H., Yamada T., Hasegawa K., Tang K., Tokuyama Y., Watanabe M., Nagaya M., Nagashima H.: The phenotype of a pig with monosomy X resembling Turner syndrome symptoms: a case report. *J. Reprod. Dev.* 2019, 65, 231–237.
- Szczerbal I., Nowacka-Woszek J., Dzimira S., Matuszczyk A., Iskrzak P., Switonski M.: Elevated incidence of freemartinism in pigs detected by droplet digital PCR and cytogenetic techniques. *Livest. Sci.* 2019, 219, 52–56.

Prof. dr hab. Marek Świtonski, e-mail: marek.switonski@up.poznan.pl

Niedokrwistość zakaźna koni ogólnoswiatową chorobą koniowatych

Zdzisław Gliński, Andrzej Żmuda

z Wydziału Medycyny Weterynaryjnej w Lublinie

Od 1843 r., w którym niezależnie Lignéé, Charrier i Dénoe opisali we Francji niedokrwistość zakaźną koni jako odrębną jednostkę chorobową, od ustalenia przez Anginiarda w 1859 r. i Fróchnera w 1866 r. tego, że ma zakaźny charakter oraz od udowodnienia przez Caré i Vallée w latach 1904–1906 wirusowej etiologii choroby (1), poczyniono ogromne postępy dotyczące zarówno poznania struktury, właściwości i filogeografii wirusa (2), jak i udziału cytokin oraz chemokin w patogenezie choroby. Osiągnięto też postęp w metodach diagnostycznych z uwzględnieniem technik molekularnych i w próbach uzyskania efektywnej szczepionki. Ponadto opracowano i wdrożono międzynarodowe akty prawne pod auspicjami Światowej Organizacji Zdrowia Zwierząt (WOAH; 3), Unii Europejskiej (4, 5) oraz wprowadzono krajowe regulacje (6) odnośnie do zapobiegania, rozpoznawania, profilaktyki i zwalczania niedokrwistości zakaźnej koni.

Niedokrwistość zakaźna koni (NZK) jest zakaźną chorobą koniowatych (konie, kuce, osły, muły, zebry) o ostrym, podostrym lub przewlekłym przebiegu, wywoływaną przez lentiwirus (*Retroviridae*), przenoszoną przez owady krwiopijne. Jej typową postacią cechują epizody gorączki, niedokrwistość, żółtaczka, trombocytopenia, postępujące osłabienie, szybki spadek masy i obrzęki dolnych partii ciała (3, 7). Najczęściej choroba przebiega bezobjawowo i cechuje się nosicielstwem trwającym przez całe życie.

Występowanie i transmisja choroby

Niedokrwistość zakaźna należy do chorób szeroko rozpowszechnionych na świecie. Nie wystąpiła jedynie w Japonii i Islandii. W Polsce została opisana w 1924 r., zaś ostatni jej przypadek odnotowano w 1960 r. (8). W XXI wieku niedokrwistość zakaźna koni występuje w Europie, USA, Kanadzie, Ameryce Południowej i Azji (9, 10, 11, 12, 13). W 2020 r. stwierdzono 43 ogniska choroby w Europie (Francja, Rumunia, Grecja, Bułgaria). Choroba najczęściej ma postać enzootii latem w rejonach o ciepłym i wilgotnym klimacie, w których znajdują odpowiednie warunki do rozwoju krwiopijne owady ssąco-klujące. W przypadku niedokrwistości zakaźnej koni, podobnie jak i w innych chorobach szerzących się za pośrednictwem krwi (blood – borne infections), istotne znaczenie w transferze zakażenia odgrywa miano wirusa we krwi, płynach i tkankach oraz wielkość dawki wirusa przekazanej przez przenosiela (14). Zwierzęta koniowate oraz zebry stanowią naturalny rezerwuar wirusa. U zebra choroba z reguły występuje w formie utajonej. Wirus jest wysiewany do

Equine infectious anemia a worldwide disease of Equids

Gliński Z., Żmuda A., Faculty of Veterinary Medicine, University of Life Sciences in Lublin

Equine infectious anemia (EIA) is a worldwide disease of Equid, including horses, ponies, donkeys, mules, and zebras. The causative agent, EIA virus (EIAV) is a lentivirus in the family *Retroviridae*, subfamily *Orthoretrovirinae*. The disease has cyclical periods of viremia, with immune mediated damage of erythrocytes and platelets, and phagocytosis to remove altered erythrocytes and platelets. Survivors of the acute phase can become chronic with off-and-on signs, and remain carriers of the disease and with very rare exceptions, yield a positive serological test result. Virus isolation is not usually required for a diagnosis, but it can be done. EIAV can be isolated by inoculating suspect blood into a susceptible horse or onto leukocyte cultures prepared from susceptible horses. Although EIA may be suspected on the basis of clinical signs and pathological lesions, confirmation of infection requires further serological and molecular-based testing. The two most commonly used serological tests are the agar gel immunodiffusion (AGID) or enzyme-linked immunosorbent assays (ELISAs). RT-PCR appears to be an effective method of diagnosis in mules as well as horses. PCR tests can also be used to supplement or confirm serological tests, particularly when there are conflicting results or when an infection is suspected but serology is negative or equivocal. EIA is a reportable disease in the world. In countries where EIA is not present, outbreaks are contained with quarantines and movement controls, tracing of cases and surveillance. There is no vaccine or treatment for the disease.

Keywords: equine infectious anemia, lesions, horse fly, transmission, vectors, diagnostic tests.

środowiska z wydaliniami i wydzielinami, szczególnie w okresie gorączkowym choroby (15, 16). Wirus jest obecny w leukocytach przez całe życie zwierząt i w osoczu krwi w okresach gorączki. Najskuteczniejszymi wektorami wirusa są muchy końskie (*Tabanus* spp.), muchy jeleniowatych (*Chrysomya* spp.), bąki (*Hybomira* spp.; 17, 18). Wirus przeżywa krótko w aparacie gębowym owadów, u muchy końskiej ok. 1 godz., zaś na igle stosowanej do iniekcji podskórnych do 96 godz. (19). Muchy końskie stają się wektorami już po 30 min po napięciu się krwi konia z ostrymi objawami choroby. Jednak prawdopodobieństwo zakażenia następnego konia w promieniu ponad 50 m jest niewielkie; 200-metrowa odległość między zwierzętami zakażonymi i zdrowymi zapobiega transmisji choroby (20). Ze względu na fakt, że zasięg wektorów jest niewielki, zakażenie nie rozprzestrzenia się szybko. Zakażenie może rozprzestrzeniać się przez transfuzję krwi, możliwe są także zakażenia wewnątrzmaciczne. Wirus występuje w mleku i w nasieniu. Ssące źrebięta mogą zakażać

się za pośrednictwem mleka zakażonych matek (21). Opisano zakażenie podczas krycia klaczy. W 2006 r. doniesiono o możliwości zakażenia koni drogą aerorozową (22).

Charakterystyka wirusa

Wirus niedokrwistości zakaźnej koni (EIAV, *equine infectious anemia virus*), rodzaj *Lentivirus* (*Retroviridae*, podrodzina *Orthoretrovirinae*), ma właściwości pantropowe ze szczególnym powinowactwem do monocytów, makrofagów, erytrocytów i płytek krwi. Tropizm do linii monocytu/makrofagi jest związany z ekspresją receptora lentiwirusowego koni-1 (ELR-1), który umożliwia zakażenie tych komórek (23). U chorych koni wirus występuje we krwi i w większości narządów wewnętrznych. W postaci latentnej, jako prowirusowy DNA, występuje w monocytach. Replikuje się głównie w makrofagach. Wirion, najczęściej kulisty, o średnicy 115–140 nm, posiada 2-warstwową otoczkę lipidową z okrągłymi tworami (knobs) na niej zbudowanymi z glikozylowanego białka gp90 (białko powierzchniowe) i bardziej hydrofobowego białka gp45, które jest transmembranowym antygenem kodowanym przez gen *env* (20). Genom stanowi 2-pasmowy ss-RNA (8 kb) z genami *gag*, *pol*, *env*, które kodują białka strukturalne wirusa, i trzema genami regulatorowymi – *tat*, *rev* i *S2* – kodującymi replikację i działanie patogenne wirusa (24). Kodowane przez gen *ta* białko *Tat* jest transaktywatorem transkrypcji (25), białko *S2* zbudowane z 65 reszt aminokwasów ulega ekspresji u koni w czasie naturalnego i doświadczalnego zakażenia EIAV (26). Jedną z ciekawych właściwości białka *S2* EIAV jest ochrona wirionu przed hamującym działaniem inkorporatora seryny (SERINIC5), która hamuje wczesne stadium zakażenia komórki docelowej (27). Natomiast *Rev* jest regulatorem ekspresji białek wirusa i umożliwia translokację RNA z jądra komórki do cytoplazmy (28).

Prekursor białka *gag* (Pr55gag) zostaje rozcięty przez proteazę wirusa na cztery główne białka strukturalne dojrzałego wirionu, wśród nich znajduje się białko kapsydu p26 (29). Białko p26 jest dla każdego szczepu wirusa swoistym antygenem powierzchniowym i antygenem grupowo swoistym. Jest on wykorzystywany jako antygen grupowo swoisty w teście immunodyfuzji w żelu agarowym (AGID) oraz w teście ELISA i immunoblot.

Wirus cechuje się szybką zmiennością antygenową i filogenetyczną, a także właściwościami do adaptacji do różnych komórek. Sekwencje końcowe LTR obydwu zakończeń prowirusowego genomu spełniają funkcję wirusowego promotora, wpływają na replikację i wirulencję wirusa (30). Zdolność wirusa do adaptacji do różnych komórek docelowych zależy od mutacji w LTR, przy czym wirus EIAV cechuje się dużą częstotliwością mutacji po pasażach *in vitro* w makrofagach i fibroblastach (31, 32).

Na świecie krąży wiele szczepów EIAV należących do różnych rodów. Według badań filogeograficznych Węgry są źródłem obecnie krążących szczepów EIAV. Krążące obecnie w Ameryce i Mongolii szczepy EIAV

są bardziej spokrewnione z rodami europejskimi aniżeli z rodami występującymi w Azji. Szczepy europejskie EIAV cechuje największa różnorodność filogenetyczna (2).

W środowisku zawierającym 10% surowicy bydlęcej wirus inaktywują związki fenolowe, jodofory, podchloryn sodu, chlorheksydyna i 70% etanol (33). Ulega on inaktywacji po minucie pod wpływem eteru i 4% roztworu wodorotlenku sodu, po nieco dłuższym czasie pod wpływem większości środków odkażających. W 60°C traci aktywność w ciągu godziny, długo nie traci aktywności w surowicy w temperaturze występującej w lodówce (0–5°C).

Patogeneza

EIAV cechuje się predylekcją do makrofagów i monocytów (34). Po replikacji w makrofagach, w miejscu zakażenia, wirus za ich pośrednictwem rozprzestrzenia się po całym organizmie wraz z chłonką i krwią. Występuje zwłaszcza w wątrobie, nerkach, śledzionie, nadnerczach, mózgu i sercu, inicjując zapalenie i przerost tkanki limfatycznej. Zakażone makrofagi są rezerwuarem wirusa w organizmie i w nich wirus może w ograniczony sposób replikować się w okresie remisji choroby (35, 36). Trwałe zakażenie jest związane z pojawieniem się nowych mutantów EIAV powodujących nawrót choroby.

NZK jest chorobą kompleksów immunologicznych powstających w krwi i tkankach. Kompleksy te odpowiadają za większość objawów klinicznych i zmian anatomopatologicznych, w tym za niedokrwistość, powiększenie śledziony i węzłów chłonnych, zapalenie kłębuszków nerkowych i trombocytopenię. Kompleksy immunologiczne powstałe przez związanie antygenów EIAV ze swoistymi przeciwciałami powstają po kilku tygodniach po zakażeniu i w połączeniu ze składnikiem C3 dopełniacza odkładają się w błonie kłębuszków nerkowych oraz w drobnych naczyniach krwionośnych narządów, co prowadzi do kłębuszkowego zapalenia nerek i uszkodzenia drobnych naczyń krwionośnych (37).

Następstwem replikacji wirusa, destrukcji makrofagów oraz uwolnienia cytokin prozapalnych są cykliczne nawroty wiremii, której towarzyszy immunologiczne uszkodzenie krwinek czerwonych i płytek krwi (niedokrwistość i wybroczynowość), gorączka oraz fagocytoza uszkodzonych krwinek czerwonych i płytek krwi (38). Wzrasta produkcja TNF- α , IL-1 i IL-6, TGF- β (transformujący czynnik wzrostu β), zwiększa się aktywacja szlaku przemiany kwasu arachidonowego i produkcja prostaglandyny E2, występuje gorączka. Cytokiny prozapalne mogą też indukować trombocytopenię, a zwiększona produkcja TNF- α odpowiada częściowo za rozwój niedokrwistości przez hamowanie erytropoezy. W indukowaniu niedokrwistości uczestniczą także kompleksy antygen–przeciwciało i wirus, które, wiążąc się z erytrocytami, aktywują składnik C3 dopełniacza, przy udziale którego następuje liza krwinek czerwonych. Następstwem aktywacji dopełniacza i neutrofilów jest uszkodzenie naczyń krwionośnych, agregacja płytek krwi, zakrzepy wewnątrznaczyniowe

i zaburzenia krążenia (39). Zakażenie monocytów i makrofagów przez EIAV zaburza metabolizm żelaza, prowadząc do jego niedoboru. W okresie wirerii syderocyty występują w wątrobie, nerkach, płucach i węzłach chłonnych.

Objawy

Występowanie postaci klinicznych choroby (ostra, podostra, przewlekła, utajona) jest odzwierciedleniem bardzo zmiennej jej patogenezы. Ostra postać często jest następstwem pierwotnego zakażenia, towarzyszy jej gorączka, spadek masy ciała, depresja, wybroczyny na błonach śluzowych, niedokrwistość i żółtaczką. Śmierć może nastąpić w ciągu czterech tygodni. Jeżeli zwierzę przeżyje, stopniowo zmniejsza się częstotliwość i nasilenie objawów – do całkowitego ich ustąpienia (40). U części koni serologicznie pozytywnych w kierunku NZK nie występują kliniczne objawy choroby. Bezobjawowi nosiciele wirusa są zakaźni przez całe życie (23).

Długość okresu inkubacji choroby zależy od wielkości dawki zakaźnej, szczepu EIAV, wieku oraz kondycji zwierzęcia i waha się od 6 do 45, a nawet 90 dni. Postać ostra występuje głównie u źrebiąt, sporadycznie u koni dorosłych, rzadziej u nosicieli (z powodu zmiany wariantu antygenowego wirusa). Cechuje się ogólnym osłabieniem, osowieniem, gorączką od 40,5 do 41,1°C, która z reguły po 2–6 dniach opada, aby po kolejnych 2–3 dniach ponownie wzrosnąć. Miano wirusa w surowicy rośnie wraz ze wzrostem temperatury ciała (41). Najwyższe miano wirusa osiąga

w surowicy, wątrobie, śledzionie, węzłach chłonnych, szpiku kostnym, płucach i nerkach (35, 42). Początkowo przekrwione spojówki błędną i ulegają zażółceniu. Wybroczyny pojawiają się na spojówkach, trzeciej powiece, wargach, pod językiem, na skrzydełkach nosa, śluzówce jamy ustnej i pochwy. Apetyt jest zachowany. Po 3–4 dniach choroby występuje przyspieszenie tętna i oddechów, zwierzęta szybko się męczą. Później pojawiają się bóle moryskowe o miernym nasileniu i biegunka, kał zawiera domieszkę krwi. Rozwija się kłębuszkowe zapalenie nerek, któremu towarzyszą zmiany w moczu. U części chorych rozwija się niedokrwistość, trombocytopenia, występuje miernego stopnia leukopenia, we krwi obwodowej mogą pojawić się syderocyty. U części koni występuje krwawienie z nosa i obrzęki dolnych partii ciała. Ostra postać trwa od 5 do 30 dni (40). W przypadku zapalenia nerek i przy bieguncie stan ogólny chorego szybko się pogarsza i zwykle zwierzęta umierają po 8–14 dniach. Po przeżyciu ostrej fazy choroby częstotliwość i nasilenie objawów się zmniejsza, postać ostra przechodzi w postać podostrą lub przewlekłą (43).

Postać podostra i przewlekła są najbardziej typowe i występują u koni, w różnym wieku, najczęściej. W postaci podostrej okresy gorączki i towarzyszącej gorączce wirerii, trombocytopenii oraz depresji powtarzają się co 2–3 tygodnie, a w postaci przewlekłej co kilka miesięcy (18). W okresach remisji zwierzęta nie wykazują żadnych objawów choroby, wirus nie występuje w osoczu, ale jest związany z komórkami. Po kolejnych epizodach gorączki zwierzęta szybko

Hematologia 5diff + retikulocyty + PLT optycznie

Retikulocyty z podziałem na 3 frakcje wiekowe

Możliwość badania krwi oraz płynów ustrojowych

Rozpuszczanie wiązań agregatów płytkowych

Eliminacja interferencji RBC <-> PLT

Laserowa cytometria + fluorescencja

Optyczny pomiar płytek

mindray
animal care

BC-60R VET

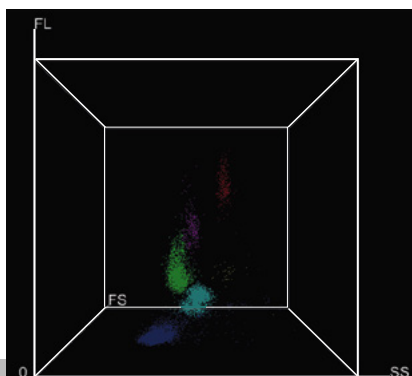


33 parametry

Transmisja do klinikiXP

5 populacji leukocytów

Informacja o NRBC, gran. pałeczkowatych, niedojrzałych, atypowych etc.



Analizatory Weterynaryjne.pl

Zadzwoń po więcej informacji: Marek 601 845 055 Dominika 667 300 762

tracą siły, momentalnie się męczą, utrzymuje się niedokrwistość. Pojawiają się związane z niewydolnością krążenia obrzęki zastoinowe w dolnych partiach ciała oraz charłactwo. Czas przeżycia zwierząt z chorobą w postaci podostrej wynosi do 6 miesięcy, w postaci przewlekłej 3–5 lat. W obydwu postaciach mogą wystąpić zaburzenia ze strony przewodu pokarmowego lub nerek prowadzące do śmierci.

Postać utajona występuje na terenach endemicznych, powoduje trwałe zakażenie i nosicielstwo. Stres, cięża, inne choroby oraz immunosupresja mogą spowodować uaktywnienie choroby nawet po kilku latach utajenia. Zakażone klacze rodzą tylko 10% zakażonych źrebiąt.

W NZK występuje też zajęcie układu nerwowego. U konia w wieku siedmiu lat wystąpiły zaburzenia neurologiczne w postaci dezorientacji, depresji, ruchów manewrowych i hipermetrii. Na sekcji stwierdza się ziarniniakowe zapalenie wyściółki układu komorowego mózgu i rdzenia, podwyściółkowe zapalenie mózgu, zapalenie spłotu naczyniowego i wodogłowie (44). Natomiast u kuca zakażonego doświadczalnie stwierdzono leukocytarne zapalenie mózgu (45). EIAV może też być przyczyną śródmiąższowego zapalenia płuc. EIAV wywołuje ciężkie zapalenie, destrukcję nabłonka oskrzeli i zgrubienie przegród międzypęcherzykowych. Ekspresja kapsydu wirusa ma miejsce w makrofagach, komórkach śródbłonka naczyń krwionośnych, pęcherzyków płucnych i oskrzelików (46). Osły i muły rzadziej chorują na postać ostrą, przy czym u mułów często spotyka się zakażenia bezobjawowe.

Zmiany anatomopatologiczne i histopatologiczne

Zmiany o różnym charakterze i nasileniu występują w ostrej i podostrej postaci choroby. W postaci ostrej stwierdza się obrzęk węzłów chłonnych, lekkie zażółcenie błon śluzowych, wybroczyny i wylewy krwawe pod błonami surowiczymi i w błonach śluzowych, surowicze i galaretowate nacieczenia w tkance podskórnej, powiększenie śledziony – niekiedy 2–3-krotne, z wybroczynami podtorebkowymi, wątroba jest powiększona, matowa i zwyrodniała, ma budowę zrazikową słabo zaznaczoną lub zatartą. Mięsień sercowy jest zwyrodniały, barwy żółtej lub ciemnoczerwonej. W postaci podostrej zwłoki są wychudzone, wybroczynowość jest mniejsza aniżeli w postaci ostrej, wątroba jest powiększona, w powiększonej śledzionie występują drobne ogniska barwy szarej. Niekiedy ogniska martwicy spotyka się w nerkach.

Postać przewlekłą cechuje przerost wątroby z wyraźnie zaznaczoną budową zrazikową, przerost szpiku kostnego, wybroczyny w osierdziu i nasierdziu.

Zmian sekcyjnych z reguły nie obserwuje się u koni, które padły w okresach między nawrotami objawów klinicznych, chociaż u części chorych stwierdza się zmiany typowe dla postępującego kłębuszkowego zapalenia nerek oraz zmiany w gałce ocznej polegające na depigmentacji naczyńki (24).

Wśród zmian histopatologicznych, w zależności od postaci choroby, dominuje obrzęk, zwyrodnienie hialinowe i nacieki limfocytarne naczyń krwionośnych, zapalenie kłębuszków nerkowych, histiocytarne nacieki wątroby, rozstrzeń sinusoidów, obecność hemosyderyny w komórkach Kupffera, duża koncentracja limfocytów i makrofagów w okolicach żyły wrotnej oraz rozrost szpiku kostnego (16).

Rozpoznanie

W rozpoznaniu choroby należy uwzględnić objawy kliniczne (okresowe napady gorączki, postępujące wychudzenie, obrzęki, niedokrwistość), zmiany anatomopatologiczne i histopatologiczne oraz sytuację epizootyczną na danym obszarze. Nasuwają one jedynie podejrzenie niedokrwistości zakaźnej koni. Ostateczne rozpoznanie umożliwia izolacja i identyfikacja EIAV, badania serologiczne i testy molekularne (3). Do izolacji EIAV stosuje się hodowle leukocytów koni lub zakaża się konie. Materiałem do izolacji jest krew. Wirus jest obecny w osoczu krwi i leukocytach koni w okresie rzutów gorączki, pomiędzy epizodami gorączki jest związany z komórkami. Zakażone konie obserwuje się przez 45 dni. W przypadku obecności wirusa wystąpią objawy kliniczne, zmiany hematologiczne, serokonwersja, obecność wirusa stwierdza się testem PCR lub jego modyfikacjami. Izolacja wirusa w hodowli leukocytów musi zostać potwierdzona obecnością antygeny wirusowego w teście immunofluorescencji (47), teście ELISA (48), PCR, RT-PCR lub próbą biologiczną na koniach zakażonych płynem z hodowli komórkowej. Techniki izolacji EIAV są czasochłonne, trudne i kosztowne.

Z testów serologicznych najczęściej jest stosowany test immunodyszufacji w żelu agarowym (AGID; 49) lub test ELISA (50). AGID zwykle wypada ujemnie w pierwszych 2–3 tygodniach, rzadziej do 60. dnia po zakażeniu. Nie należy go stosować u źrebiąt pochodzących od seropozytywnych matek (51). Test ELISA wykrywa przeciwciała w surowicy wcześniej i w niższych mianach aniżeli AGID, cechuje się wyższą czułością, ale częściej daje wyniki fałszywie dodatnie. Z tych względów wyniki dodatnie testu ELISA należy potwierdzić testem AGID lub testem immunoblotting (52). Produkcja przeciwciał jest opóźniona u mułów i osłów w porównaniu do koni (53). Czulość i swoistość testu ELISA zwiększono, stosując jako antygen syntetyczny peptyd gp45 (54). Koniowate w wieku powyżej roku z surowicami reaktywnymi w stosunku do EIAV są nosicielami wirusa. Ze względu na fakt, że u seropozytywnych źrebiąt w wieku poniżej roku reakcja dodatnia może być spowodowana przez matkę przeciwciała, ich stan immunologiczny ustala się wyłączenie w oparciu o techniki molekularne. Światowa Organizacja Zdrowia Zwierząt (3) zaleca stosowanie testów AGID i ELISA do wykazania populacji zwierząt wolnej od zakażenia, braku zakażenia u poszczególnych zwierząt przed obrotem, wykorzystania w zwalczaniu choroby, potwierdzenia przypadków klinicznych i nadzoru epizootycznego (3). Natomiast

test immunoblotting wykorzystywany jest do potwierdzenia braku zakażenia przed obrotem, do potwierdzenia przypadków klinicznych oraz w zwalczaniu choroby.

Z testów molekularnych w diagnostyce wykorzystuje się testy PCR, RT-PCR i hybrydyzację *in situ*. RT-PCR stosuje się do oceny stanu immunologicznego źrebiąt od matek zakażonych, u których matczyne przeciwciała utrzymują się przez 6–8 miesięcy, oraz do potwierdzenia lub uzupełnienia wyników testów serologicznych, badania dawców krwi, koni wykorzystywanych do produkcji surowic odpornościowych, a także w diagnostyce choroby u mułów. Test PCR jest zalecany do diagnostyki zwierząt wprowadzanych do obrotu, do potwierdzenia diagnostyki klinicznej (55, 56). RT-PCR stosuje się ponadto do wykrywania zakażenia EIAV, jest on szczególnie zalecany do oceny stanu immunologicznego źrebiąt pochodzących od zakażonych matek (57, 58).

W rozpoznaniu różnicowym uwzględnia się posocznice bakteryjne, zakażenia wirusowe górnych dróg oddechowych, wirusowe zapalenie tętnic, grypę, babeszjozę, strongyloidozę, przewlekłe choroby serca, nerek, wątroby, przewodu pokarmowego, zatrucie fenotiazyną oraz autoimmunologiczną niedokrwistość hemolityczną.

Postępowanie

Importowane zwierzęta jednokopytne powinny pochodzić ze stad wolnych od NZK i o ujemnym wyniku badania testem AGID. Ważne znaczenie w profilaktyce odgrywa zapobieganie szerzeniu się zakażenia drogą jatrogenną. Brak swoistego leczenia i dostępnej w handlu szczepionki. Chore konie są likwidowane, ich zwłoki ulegają dekontaminacji. W przypadku podejrzenia choroby wszystkie konie są izolowane, ich krew bada się w kierunku zakażenia EIAV. W przypadku dodatniego wyniku badania postępowanie regulują przepisy o zwalczaniu chorób zakaźnych zwierząt obowiązujące na terenie kraju, w którym wystąpiła choroba.

Próby opracowania szczepionek podjęto w 2003 r., ale dotychczas nie wprowadzono ich do produkcji. Największe nadzieje budzi szczepionka EIAV_{UK}ΔS2 oparta o wirus ze zmodyfikowanym genem S2. Odporność poszczepienna utrzymuje się do sześciu miesięcy, szczepienie chroni przed zakażeniem i chorobą po dożylnym zakażeniu zjadliwym biologicznym klonem EIAV_{PV} (59). Zachęcające wyniki daje szczepionka oparta o szczep EIAV_{DLV121} (60). Szczep szczepionkowy EIAV_{DLV121} cechuje się predylekcją nie tylko do monocytów i makrofagów, ale także do nabłonka komórek pęcherzyków płucnych i śródbłonka naczyń krwionośnych, powoduje ekspresję cytokin i chemokin, ale nie wywołuje zmian histopatologicznych i objawów klinicznych. Szczepionki doświadczalne, zawierające atenuowany szczep EIAV cechujący się dużą różnorodnością antygeny env, umożliwiają uzyskanie wysokiego miana przeciwciał anti-env oraz przeciwciał neutralizujących wirus (61).

Piśmiennictwo

- Sellon D.C.: Equine infectious anemia. *Vet. Clin. Am. Equine Pract.* 1993, 9, 321–336.
- Jara M., De Diego A.F., Machad G.: Phylogeography of Equine anemia virus. *Front. Ecol. Evol.* 2020, <https://doi.org/10.3389/fevo.2020.00127>.
- OIE: Equine infectious anemia. *OIE Terrestrial Manual* 2019, chapt. 3.5.6, 1–8.
- EU: Commission implementing Decision of 27 November 2012 amending Annexes I and II to Council Directive 82/894/EEC on the notification of animal diseases within the Community.
- EU: Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2016/429 z dnia 9 marca 2016 r. w sprawie przenośnych chorób zwierząt oraz zmieniające i uchylające niektóre akty w dziedzinie zdrowia zwierząt.
- Ustawa z dnia 11 marca 2004 r. o ochronie zdrowia zwierząt oraz zwalczaniu chorób zakaźnych zwierząt. *Dz.U.* 2020.1421.
- Soyrou V., Papanastassopoulou M., Psychas V., Billins Ch., Koumbati M., Vlemmas J., Koptopoulos G.: Equine infectious anemia in mules: virus isolation and pathogenicity studies. *Vet. Microbiol.* 2003, 95, 49–59.
- Gliński Z., Kostro K., (red. nauk., praca zbiorowa). *Choroby zakaźne zwierząt z elementami epidemiologii i zoonoz.* PWRiL, Warszawa 2011.
- Tigre D.M., Brandao C.F., de Paula F.L., Chinalia F.A., Campos G.S., Sardi S.I.: Characterization of isolates of equine infectious anemia virus in Brazil. *Arch. Virol.* 2017, 162, 873–877.
- Gaudaire D., Lecouturier F., Poncon N., Morillard E., Laugier C., Zientara S., Hans A.: Molecular characterization of equine infectious anemia virus from a major outbreak in southeastern France. *Transbound. Emerg. Dis.* 2018, 65, 7–13.
- Capelli K., Cook R.F., Stefanetti V., Passamonti F., Autorino G.L., Scicluna M.T., Coletti M., Supplizi A.V., Capomaccio S.: Deep sequencing and variant analysis of an Italian pathogenic field strain of equine infectious anemia virus. *Transbound. Emerg. Dis.* 2017, 64, 2104–2112.
- Kuhar U., Malovrh T.: High genetic diversity of equine infectious anemia virus strains from Slovenia revealed upon phylogenetic analysis of the p15 gag gene region. *Equine Vet. J.* 2016, 48, 205–210.
- Nagarajan M.M., Smard C.: Gag genetic heterogeneity of equine infectious anemia virus (EIAV) in naturally infected horses in Canada. *Virus Res.* 2007, 129, 228–235.
- Pirozzolo J.J., Le May D.C.: Blood-borne infections. *Clinics Sports Med.* 2014, 26, 425–431.
- Issel C.J., Rushlow K., Foil L.D., Montelaro R.C.: A perspective of equine infectious anemia with an emphasis on vector transmission and genetic analysis. *Vet. Microbiol.* 1988, 17, 251–286.
- Bueno B.L., Câmara R.J.F., Moreira M.V.L., Galinari G.C.F., Souto F.M., Victor R.M., Bicalho J.M., Ecco R., Primental dos Reis J.K.: Molecular detection, histopathological analysis, and immunohistochemical characterization of equine infectious anemia virus in naturally infected equids. *Arch. Virol.* 2020, 165, 1333–1342.
- CFSPH: Equine infectious anemia. 2009, 1–4, www.cfsp.h.iastate.edu
- Issel C.J., Foil L.D.: Studies on equine infectious anemia virus transmission by insects. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1984, 184, 293–297.
- Williams D.L., Issel C.J., Steelman C.D., Adams W.V. jr., Benton C.V.: Studies with equine infectious anemia virus: transmission attempts by mosquitoes and survival of virus on vector mouthparts and hypodermic needles, and in mosquito tissue culture. *Am. J. Vet. Res.* 1981, 42, 1469–1473.
- Issel C.J., Foil L.D.: Equine infectious anemia and mechanical transmission: man and the wee beasties. *Rev. sci. tech. Off. Int. Epiz.* 2015, 34, 513–523.
- Kemen M.J., Coggins L.: Equine infectious anemia: Transmission from infected mares to foals. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1972, 161, 496–499.
- More S.J., Aznar I., Bailey D.C., Larkin J.F., Leadon D.P., Lenihan P., Flaherty B., Fogarty U., Brangan P.: An outbreak of equine infectious anaemia in Ireland during 2006: the modes of transmission and spread in the Kildare cluster. *Equine Vet. J.* 2008, 40, 709–711.
- Leroux C., Cadoreá J., Montelaro R.C.: Equine Infectious Anemia Virus (EIAV): what has HIV's country cousin got to tell us? *Vet. Res.* 2004, 35, 485–512.
- Cook R.F., Leroux C., Issel C.J.: Equine infectious anemia and equine infectious anemia virus in 2013: a review. *Vet. Microbiol.* 2013, 167, 181–204.
- Sherman L., Gazit A., Yaniv A., Kawakami T., Dahlberg J.E., Tronick S.R.: Localization of sequences responsible for transactivation of the equine infectious anemia virus long terminal repeat. *J. Virol.* 1988, 62, 120–126.
- Schiltz R.L., Shih D.S., Rasty S., Montelaro R.C., Rushlow K.E.: Equine infectious anemia virus gene expression: characterization of

- the RNA splicing pattern and the protein products encoded by open reading frames S1 and S2. *J. Virol.* 1992, **66**, 3455–3465.
27. Chande A., Cuccurullo E.C., Rosa A., Ziglio S., Carpenter S., Pizzato M.: S2 from equine infectious anemia virus is an infectivity factor which counteracts the retroviral inhibitors SERINC5 and SERINC3. *PNAS* 2016, **113**, 13197–13202.
 28. Martarano L., Stephens R., Rice N., Derse D.: Equine infectious anemia virus trans-regulatory protein Rev controls viral mRNA stability, accumulation, and alternative splicing. *J. Virol.* 1994, **68**, 3102–3111.
 29. Hussain K.A., Issel C.J., Rwambo P.M., Arnizaut A.B., Ball J.M., Schnorr K.L., Montelaro R.C.: Identification of gag precursor of equine infectious anemia virus with monoclonal antibodies to the major viral core protein, p26. *J. Gen. Virol.* 1988, **69**, 1719–1724.
 30. Payne S.L., Fuller F.J.: Virulence determinants of equine infectious anemia virus. *Curr. HIV Res.* 2010, **8**, 66–72.
 31. Maury W., Thompson R.J., Jones Q., Bradley S., Denke T., Baccam P., Smazik M., Oakes J.L.: Evolution of the equine infectious anemia virus long terminal repeat during the alteration of cell tropism. *J. Virol.* 2005, **79**, 5653–5664.
 32. Lupulovic D., Savić S., Gaudaire D., Berthet N., Grgić Ž., Matović K., Deshiere A., Hans A.: Identification and genetic characterization of equine infectious anemia virus in Western Balkans. *BMC Vet. Res.* 2021, **17**, 168, <https://doi.org/10.1186/s12917-021-02849-2>
 33. Shen D.T., Crawford T.B., Gorham J.R., McGuire T.C.: Inactivation of equine infectious anemia virus by chemical disinfectants. *Am. J. Vet. Res.* 1977, **38**, 1217–1219.
 34. Hallauer C.: Pathogenese der Infektiösen Anaemie der Pferde. *Bull. Schweiz. Akad. Med. Wiss.* 1977, **33**, 249–263.
 35. Sellon D.C., Fuller F.J., McGuire T.C.: The immunopathogenesis of equine infectious anemia virus. *Virus Res.* 1994, **32**, 111–138.
 36. Sellon D.C., Perry S.T., Coggins L., Fuller F.J.: Wild-type equine infectious anemia virus replicates in vivo predominantly in tissue macrophages, not in peripheral blood monocytes. *J. Virol.* 1992, **66**, 5906–5913.
 37. McGuire T.C., O'Rourke K.I., Perryman L.E.: Immunopathogenesis of equine infectious anemia lentivirus disease. *Dev. Biol. Stand.* 1990, **72**, 31–37.
 38. Essel C.J., Coggins L.: Equine infectious anemia: current knowledge. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1979, **174**, 727–733.
 39. Sentsui H., Kono Y.: Complement-mediated hemolysis of horse erythrocytes treated with equine infectious anemia virus. *Archiv Virol.* 1987, **95**, 53–66.
 40. Clabough D.L.: Equine infectious anemia: the clinical signs, transmission, and diagnostic procedures. *Vet. Med.* 1990, **85**, 1007–1019.
 41. Clabough D.L., Gebhard D., Flaherty M.T.: Immune-mediated thrombocytopenia in horses infected with equine infectious anemia virus. *J. Virol.* 1991, **65**, 6242–6245.
 42. Rice N.R., Lequarre A.S., Casey J.W.: Viral DNA in horses infected with equine infectious anemia virus. *J. Virol.* 1989, **63**, 5194–5200.
 43. Sellon D.C.: Equine infectious anemia. *Vet. Clin. North. Am. Equine Pract.* 1993, **9**, 321–336.
 44. McIlwraith C.W., Kitchen D.N.: Neurologic signs and neuropathology associated with a case of equine infectious anemia. *Cornell Vet.* 1978, **68**, 238–249.
 45. Oaks J.L., Long M.T., Baszler T.V.: Leukoencephalitis associated with selective viral replication in the brain of pony with experimental chronic equine infectious anemia virus infection. *Vet. Pathol.* 2004, **41**, 527–532.
 46. Bolfa P., Nolf M., Cadore J.L., Catoi C., Archer F., Dolmazon C., Mor-nex J.F., Leroux C.: Interstitial lung disease associated with equine infectious anemia virus infection in horses. *Vet. Res.* 2013, **44**, 113. <https://doi.org/10.1186/1297-9716-44-113>
 47. Weiland F., Matheka H.D., Bohm H.O.: Equine infectious anaemia: detection of antibodies using an immunofluorescence test. *Res. Vet. Sci.* 1982, **33**, 347–350.
 48. Shane B.S., Issel C.J., Montelaro R.C.: Enzyme-linked immunosorbent assay for detection of equine infectious anemia virus p26 antigen and antibody. *J. Clin. Microbiol.* 1984, **19**, 351–355.
 49. Coggins L., Norcross N.L., Nusbaum S.R.: Diagnosis of equine infectious anaemia by immunodiffusion test. *Am. J. Vet. Res.* 1972, **33**, 11–18.
 50. Suzuki T., Ueda S., Samejima T.: Enzyme-linked immunosorbent assay for diagnosis of equine infectious anaemia. *Vet. Microbiol.* 1982, **7**, 307–316.
 51. McConnico R.S., Issel C.J., Cook S.J., Cook R.F., Floyd C., Bisson H.: Predictive methods to define infection with equine infectious anemia virus in foals out of reactor mares. *J. Eq. Vet. Sci.* 2000, **20**, 387–392.
 52. Issel C.J., Scicluna M.T., Cook S.J., Cook R.F., Caprioli A., Ricci I., Rosone F., Craig J.K., Montelaro R.C., Autorino G.L.: Challenges and proposed solutions for more accurate serological diagnosis of equine infectious anaemia. *Vet. Rec.* 2013, **172**, 210–214.
 53. Cullinane A., Quinlivan M., Nelly M., Patterson H., Kenna R., Garvey M., Gildea S., Lyons P., Flynn M., Galvin P., Neylon M., Jankowska K.: Diagnosis of equine infectious anaemia during the 2006 outbreak in Ireland. *Vet. Rec.* 2007, **161**, 647–652.
 54. Naves J.H.F.F., Oliveira F.G., Bicalho J.M., Santos P.S., Machado-de-Ávila R.A., Chavez-Olortegui C., Leite R.C., Reis J.K.P.: Serological diagnosis of equine infectious anemia in horses, donkeys and mules using an ELISA with a gp45 synthetic peptide as antigen. *J. Virol. Methods* 2019, **266**, 49–57.
 55. Nagarajan M.M., Simard C.J.: Detection of horses infected naturally with equine infectious anemia virus by nested polymerase chain reaction. *Virol. Methods* 2001, **94**, 97–109.
 56. Nagarajan M.M., Simard C.: Gag genomic heterogeneity of equine infectious anemia virus (EIAV) in naturally infected horses in Canada: implication on EIA diagnosis and peptide-based vaccine development. *Virus Res.* 2007, **129**, 228–235.
 57. Cook R.F., Cook S.J., Li F.L., Montelaro R.C., Issel C.J.: Development of a multiplex real-time reverse transcriptase-polymerase chain reaction for equine infectious anemia virus (EIAV). *Virol. Methods* 2002, **105**, 171–179.
 58. Cook R.F., Barraudeguy M., Lee P.A., Tsai C.F., Shen Y.H., Tsai Y.L., Chang H.G., Wang H.T., Balasuriya U.B.R.: Rapid detection of equine infectious anaemia virus nucleic acid by insulated isothermal RT-PCR assay to aid diagnosis under field conditions. *Equine Vet. J.* 2019, **51**, 489–494.
 59. Li F., Craig J.K., Howe L., Steckbeck J.D., Cook S., Issel C., Montelaro R.C.: A live attenuated equine infectious anemia virus proviral vaccine with a modified S2 gene provides protection from detectable infection by intravenous virulent virus challenge of experimentally inoculated horses. *J. Virol.* 2003, **77**, 7244–7253.
 60. Liu Q., Ma J., Wang X.F., Xsiao F., Li L.J., Zhang J.E., Lin Y.Z., Du C., He X.J., Wang X., Zhou J.H.: Infection with equine infectious anaemia virus vaccine strain EIAV_{01/121} causes no visible histopathological lesions in target organs in association with restricted viral replication and unique cytokine response. *Vet. Immunol. Immunopathol.* 2016, **170**, 30–40.
 61. Lin Y., Wang X.F., Wang Y., Du C., Ren H., Liu C., Zhu D., Chen J., Na L., Liu D., Yang Z., Wang X.: Env diversity-dependent protection of the attenuated equine infectious anaemia virus vaccine. *Emerg. Microb. Infect.* 2020, **9**, 1309–1320.

Niedobór miedzi u młodego bydła

Adam Mirowski

Miedź, która jest zaliczana do mikroelementów, występuje w dawce pokarmowej w śladowych ilościach. Niemniej trzeba ją uwzględnić w codziennej diecie, gdyż jest pierwiastkiem niezbędnym dla organizmu. Miedź reguluje metabolizm żelaza i aktywność różnych enzymów, m.in. dysmutazy peroksydazy i cytochromu P-450. Większość miedzi osocza krwi jest związana z ceruloplazminą (1).

Cielęta rodzą się z niskim stężeniem miedzi we krwi. Według jednych danych średnie stężenie tego pierwiastka w osoczu krwi zdrowych cieląt bezpośrednio po porodzie wynosi mniej więcej 5 $\mu\text{mol/L}$. Stężenie znacznie wzrasta do końca pierwszego tygodnia życia, a potem utrzymuje się na wysokim poziomie (2). W polskich badaniach stwierdzono, że stężenie miedzi w osoczu krwi cieląt w siódmym dniu życia osiąga wartości porównywalne do tych notowanych u dorosłego bydła (3). Stężenie miedzi w wątrobie też ulega pewnym zmianom w pierwszych miesiącach życia. Wzrasta ono w pierwszych dwóch miesiącach życia, następnie ulega obniżeniu do dziewiątego miesiąca, a potem ponownie wzrasta (4).

Stopień zaopatrzenia organizmu w miedź zależy przede wszystkim od jej zawartości w dawce pokarmowej. W badaniach przeprowadzonych na cielętach żywionych preparatem mlekozastępczym zauważono, że osobniki osiągające wysokie przyrosty masy ciała charakteryzują się wyższym stężeniem miedzi we krwi. Może to wynikać z pobierania większych ilości preparatu mlekozastępczego, a poprzez to większych ilości miedzi (5). Częściowe zastąpienie białka mleka białkiem sojowym w preparacie mlekozastępczym nie ma zaś wpływu na stężenia miedzi w osoczu krwi i wątrobie cieląt (6). Pewien wpływ na gromadzenie się miedzi w organizmie ma rasa bydła. Hiszpańscy naukowcy porównali pod tym względem młode bydło rasy holsztyńsko-fryzyskiej i lokalną rasę bydła mięsnego. Stwierdzono, że bydło rasy holsztyńsko-fryzyskiej charakteryzuje się znacznie wyższą zawartością miedzi w wątrobie, mimo dodawania takiej samej ilości miedzi do paszy. Zwierzęta zgromadziły w wątrobie średnio 1070 i 663 mg miedzi, a średnie stężenie wynosiło odpowiednio 174 i 140 mg/kg. Gromadzenie się mniejszych ilości miedzi w wątrobach bydła mięsnego może wynikać z większego zapotrzebowania mięśni na ten pierwiastek (7). Inne badania potwierdzają, że cielęta mięsne mają niższe stężenia miedzi w wątrobie, w porównaniu z cielętami ras mlecznych (4).

Kanadyjscy naukowcy zbadali zawartość niektórych składników mineralnych i witamin w wątrobach pobranych od płodów poronionych, cieląt martwo urodzonych i cieląt padłych. Okazało się, że miedź jest jednym z trzech składników, które najczęściej występują w zbyt małych ilościach w wątrobach

Copper deficiency in young cattle

Mirowski A.

Copper deficiency is an important risk factor for poor calf health and performance. Even mild deficiency of this trace element may result in decreased growth rate. Copper status in newborn calves depends on serum and tissue copper concentrations in their dams. Copper deficiency may be caused not only by low dietary copper intake, but also by high concentrations of substances decreasing its bioavailability. The aim of this paper was to present the aspects connected with copper deficiency in young cattle.

Keywords: nutrition, trace element, copper deficiency, young cattle.

poronionych płodów (8). Wykazano niekorzystny wpływ nicieni żołądkowo-jelitowych na stężenie miedzi w surowicy krwi młodego bydła mięsnego. Użycie leku przeciw tym pasożytom spowodowało wzrost stężenia miedzi (9). Niskie stężenie miedzi wykryto w mózgu młodego bydła żywionego paszą niedoborową w ten pierwiastek, którą podawano również matkom. Niedobór miedzi powoduje zmiany aktywności enzymów antyoksydacyjnych w mózgu (10).

Niedobór miedzi u nowo narodzonych cieląt wynika z jej niedoboru u krów. Stopień zaopatrzenia nowo narodzonych cieląt w miedź zależy bowiem od stopnia zaopatrzenia ich matek. Można przytoczyć badania, w których krowy mięsne z niedoborem miedzi otrzymały w późnej ciąży 160 mg miedzi w iniekcji podskórnej. Podanie krowom takiej ilości miedzi skutkuje wyższym stężeniem tego pierwiastka we krwi cieląt nie tylko po porodzie, ale nawet kilka miesięcy później. Potomstwo krów gorzej zaopatrzonych w miedź ma niższe przyrosty masy ciała w pierwszych trzech miesiącach życia (11). W innych badaniach oceniono skuteczność zapobiegania niedoborowi miedzi w stadzie bydła mięsnego poprzez dodawanie jej do diety ciężarnych krów. Efektem suplementacji była wyższa o prawie 5 kg odsadzeniowa masa ciała cieląt. Zwiększenie odsadzeniowej masy ciała uzyskano też poprzez podanie miedzi nowo narodzonym cielętom w iniekcji podskórnej. Stwierdzono, że objawy niedoboru miedzi w stadzie bydła mięsnego można zaobserwować, gdy średnie stężenie tego pierwiastka w surowicy krwi spada poniżej 9 $\mu\text{mol/L}$, a stężenie w wątrobie wynosi mniej niż 0,09 mmol/kg (12). Francuscy naukowcy ocenili zależność między stopniem zaopatrzenia stad bydła mlecznego i mięsnego w miedź a wynikami produkcyjnymi i stanem zdrowia zwierząt. Stopień zaopatrzenia stada w miedź oszacowano na podstawie jej zawartości w osoczu krwi. Niedobór miedzi uznano za ważny czynnik ryzyka pogorszonego stanu zdrowia cieląt i słabych wyników odchovu (13).

Nawet niewielki niedobór miedzi w diecie cieląt stwarza ryzyko spowolnienia tempa wzrostu (14). W przypadku większego niedoboru dochodzi do zaburzeń rozwojowych układu kostno-stawowego. Niedobór miedzi prowadzi do pogorszenia stanu okrywy włosowej, a ponadto może mieć zły wpływ na funkcje układu immunologicznego (15, 16). Niedobór miedzi u bydła może spowodować zmiany biochemiczne i morfologiczne w sercu. Na skutek znacznego zmniejszenia aktywności dysmutazy ponadtlenkowej zawierającej miedź i cynk dochodzi do uszkodzeń oksydacyjnych, którym towarzyszy nasilona peroksydacja lipidów (17). Niedobór miedzi u młodego bydła nie zawsze jednak ma odzwierciedlenie w pogorszonym stanie klinicznym (16). Niewykluczone, że w pewnych przypadkach nawet znacznie obniżone stężenie miedzi we krwi nie musi skutkować wolniejszym tempem wzrostu. Podwyższenie stężenia miedzi we krwi takich zwierząt nie zawsze prowadzi bowiem do zwiększenia przyrostów masy ciała (18).

Ryzyko niedoboru miedzi w organizmie zależy nie tylko od jej zawartości w dawce pokarmowej, ale także od podaży innych składników. Niedobór miedzi może wystąpić nawet u cieląt żywionych paszą o prawidłowej zawartości tego pierwiastka. W literaturze weterynaryjnej opisano przypadki kulawizny u młodego bydła, które wynikały z zaburzeń rozwoju kości. Pasza dostarczała prawidłowych ilości miedzi, ale zawierała zbyt dużo cynku, molibdenu i siarczanów. W efekcie zwierzęta miały niskie stężenia miedzi w surowicy krwi i wątrobie (19).

Niektóre składniki mineralne wchodzą w interakcje z miedzią, przez co oddziałują na stopień zaopatrzenia organizmu w ten pierwiastek. W warunkach eksperymentalnych niedobór miedzi u cieląt wywołano poprzez zastosowanie dawki pokarmowej o wysokiej zawartości molibdenu (30 ppm) i siarczanów (225 ppm; 15). Udokumentowano niedobór miedzi u cieląt bizona, które piły wodę o wysokiej zawartości siarczanów (20). Do substancji, które w nadmiarze mogą zaburzać metabolizm miedzi, zalicza się też żelazo. W badaniach wykonanych na cielętach żywionych paszą zawierającą 4 mg miedzi/kg stwierdzono, że użycie dodatku żelaza lub molibdenu w ilości wynoszącej odpowiednio 800 lub 5 mg/kg dawki pokarmowej szybko skutkuje znacznym obniżeniem stężeń miedzi w wątrobie i osoczu krwi oraz zmniejszeniem aktywności ceruloplazminy w osoczu krwi. Objawy kliniczne niedoboru miedzi wystąpiły po 20 tygodniach żywienia paszą z dodatkiem molibdenu. Nie zaobserwowano ich zaś u cieląt otrzymujących paszę z dodatkiem żelaza (16).

W innych badaniach cielęta żywione paszą z dodatkiem miedzi i molibdenu (po 5 mg/kg suchej masy) miały porównywalne stężenia miedzi w wątrobie i osoczu krwi, co cielęta otrzymujące paszę bez dodatku tego pierwiastka. Dodanie molibdenu do paszy ubogiej w miedź co prawda nie spowodowało obniżenia jej stężeń w wątrobie i osoczu krwi, ale pogłębiło niedobór w organizmie. Przejawiało się to mniejszą aktywnością dysmutazy ponadtlenkowej zawierającej miedź i cynk oraz gorszym funkcjonowaniem

układu immunologicznego (21). Obniżone stężenia miedzi wykryto w wątrobach kilkutygodniowych cieląt pijących wodę, do której dodano 50 ppm molibdenu. Jednocześnie zwrócono uwagę na podwyższone stężenie miedzi w osoczu krwi. Stwierdzono, że molibden zmniejsza ilość miedzi pobieranej przez tkanki z osocza krwi. Takich zmian nie odnotowano zaś po użyciu wody z pięć razy mniejszym dodatkiem molibdenu (22).

Nadmiar manganu w dawce pokarmowej też może zaburzyć metabolizm miedzi. W badaniach wykonanych na krowach mięsnych i ich potomstwie wykazano, że dodanie dużych ilości manganu do paszy ubogiej w miedź pogłębia niedobór tego pierwiastka u cieląt. Przejawia się to niższym stężeniem miedzi w osoczu krwi i wolniejszym tempem wzrostu. Nie wykryto natomiast wpływu dodawania manganu do paszy w ilości wynoszącej 500 mg/kg suchej masy na stężenie miedzi w wątrobach cieląt z jej niedoborem (23). W innych badaniach efektem dodawania manganu do diety cieląt bez objawów niedoboru mikroelementów było wyższe stężenie miedzi w wątrobie. Suplementacja cynku spowodowała zaś obniżenie jej stężenia (24).

Spośród czynników zmieniających metabolizm miedzi wymienia się również zanieczyszczenie środowiska metalami ciężkimi. Zagraniczni naukowcy zwrócili uwagę na niskie stężenia miedzi w tkankach i duże ryzyko jej niedoboru u cieląt utrzymywanych w uprzemysłowionych regionach zanieczyszczonych kadmem i ołowiem (25). Zawartość miedzi w środowisku też wpływa na jej zawartość w tkankach zwierząt. Wraz ze wzrostem zawartości tego pierwiastka w glebie następuje wzrost jego stężenia w wątrobach cieląt (26).

Podsumowanie

Niedobór miedzi jest czynnikiem ryzyka pogorszonego stanu zdrowia i słabych wyników odchowu cieląt. Nawet niewielki niedobór stwarza ryzyko spowolnienia tempa wzrostu. Stopień zaopatrzenia nowo narodzonych cieląt w miedź zależy od stopnia zaopatrzenia w ten pierwiastek ich matek. Niedobór miedzi w organizmie może wynikać nie tylko z niskiej jej zawartości w dawce pokarmowej, ale również z obecności dużych ilości substancji zmniejszających jej dostępność biologiczną. Z tego względu istotne znaczenie w zapobieganiu niedoborowi miedzi ma unikanie nadmiaru składników mineralnych, które wchodzą w interakcje z tym pierwiastkiem.

Piśmiennictwo

1. Kincaid R.L., Gay C.C., Krieger R.I.: Relationship of serum and plasma copper and ceruloplasmin concentrations of cattle and the effects of whole blood sample storage. *Am. J. Vet. Res.* 1986, 47, 1157–1159.
2. Bostedt H., Jekel E., Schramel P.: The development of iron and copper concentrations in blood plasma of calves in the first days and weeks of life. *Dtsch. Tierarztl. Wochenschr.* 1990, 97, 400–403.
3. Skrzypczak W., Dratwa-Chałupnik A., Ozgo M., Michałek K., Lepczyński A., Hejza K., Siwa J.: Effect of converting enzyme inhibitor on copper and iron concentrations of blood plasma in calves during the neonatal period. *Folia Biol. (Krakow)* 2010, 58, 119–124.

4. Puschner B., Thurmond M.C., Choi Y.K.: Influence of age and production type on liver copper concentrations in calves. *J. Vet. Diagn. Invest.* 2004, **16**, 382–387.
5. Nonnecke B.J., Foote M.R., Miller B.L., Beitz D.C., Horst R.L.: Fat-soluble vitamin and mineral status of milk replacer-fed dairy calves: effect of growth rate during the preruminant period. *J. Dairy Sci.* 2010, **93**, 2684–2690.
6. Xu C., Wensing T., Beynen A.C.: The effects of dietary soybean versus skim milk protein on plasma and hepatic concentrations of zinc in veal calves. *J. Dairy Sci.* 1997, **80**, 2156–2161.
7. Miranda M., Gutiérrez B., Benedito J.L., Blanco-Penedo I., García-Vaquero M., López-Alonso M.: Influence of breed on blood and tissue copper status in growing and finishing steers fed diets supplemented with copper. *Arch. Anim. Nutr.* 2010, **64**, 98–110.
8. Waldner C.L., Blakley B.: Evaluating micronutrient concentrations in liver samples from abortions, stillbirths, and neonatal and postnatal losses in beef calves. *J. Vet. Diagn. Invest.* 2014, **26**, 376–389.
9. Suarez V.H., Micheloud J.F., Araoz V., Martínez G.M., Rosa D.E., Mattioli G.A.: Effect of gastrointestinal nematodes on serum copper and phosphorus of growing beef calves in northwestern Argentina. *Trop. Anim. Health Prod.* 2019, **51**, 613–618.
10. Legleiter L.R., Spears J.W., Liu H.C.: Copper deficiency in the young bovine results in dramatic decreases in brain copper concentration but does not alter brain prion protein biology. *J. Anim. Sci.* 2008, **86**, 3069–78.
11. Rodríguez A.M., Valiente S.L., Mattioli G., Maresca S.: Effects of inorganic copper injection in beef cows at late gestation on fetal and postnatal growth, hematology and immune function of their progeny. *Res. Vet. Sci.* 2021, **139**, 11–17.
12. Naylor J.M., Kasari T.R., Blakley B.R., Townsend H.G.: Diagnosis of copper deficiency and effects of supplementation in beef cows. *Can. J. Vet. Res.* 1989, **53**, 343–348.
13. Enjalbert F., Lebreton P., Salat O.: Effects of copper, zinc and selenium status on performance and health in commercial dairy and beef herds: Retrospective study. *J. Anim. Physiol. Anim. Nutr. (Berl.)* 2006, **90**, 459–466.
14. Maro J.K., Kategile J.A., Hvidsten H.: Studies on copper and cobalt in dairy calves. *Br. J. Nutr.* 1980, **44**, 25–31.
15. Cerone S., Sansinanea A., Streitenberger S., García C., Auza N.: Bovine monocyte-derived macrophage function in induced copper deficiency. *Gen. Physiol. Biophys.* 2000, **19**, 49–58.
16. Humphries W.R., Phillippo M., Young B.W., Bremner I.: The influence of dietary iron and molybdenum on copper metabolism in calves. *Br. J. Nutr.* 1983, **49**, 77–86.
17. Olivares R.W.I., Postma G.C., Schapira A., Iglesias D.E., Valdez L.B., Breininger E., Gazzaneo P.D., Minatel L.: Biochemical and Morphological Alterations in Hearts of Copper-Deficient Bovines. *Biol. Trace Elem. Res.* 2019, **189**, 447–455.
18. Suttle N.F., Field A.C., Nicolson T.B., Mathieson A.O., Prescott J.H., Scott N., Johnson W.S.: Some problems in assessing the physiological and economic significance of hypocupraemia in beef suckler herds. *Vet. Rec.* 1980, **106**, 302–304.
19. Smith B.P., Fisher G.L., Poulos P.W., Irwin M.R.: Abnormal bone development and lameness associated with secondary copper deficiency in young cattle. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1975, **166**, 682–688.
20. Woodbury M.R., Feist M.S., Clark E.G., Haigh J.C.: Osteochondrosis and epiphyseal bone abnormalities associated with copper deficiency in bison calves. *Can. Vet. J.* 1999, **40**, 878–880.
21. Gengelbach G.P., Spears J.W.: Effects of dietary copper and molybdenum on copper status, cytokine production, and humoral immune response of calves. *J. Dairy Sci.* 1998, **81**, 3286–3292.
22. Kincaid R.L.: Toxicity of ammonium molybdate added to drinking water of calves. *J. Dairy Sci.* 1980, **63**, 608–610.
23. Hansen S.L., Ashwell M.S., Legleiter L.R., Fry R.S., Lloyd K.E., Spears J.W.: The addition of high manganese to a copper-deficient diet further depresses copper status and growth of cattle. *Br. J. Nutr.* 2009, **101**, 1068–1078.
24. Ivan M., Grieve C.M.: Effects of zinc, copper, and manganese supplementation of high-concentrate ration on digestibility, growth, and tissue content of Holstein calves. *J. Dairy Sci.* 1975, **58**, 410–415.
25. Miranda M., López-Alonso M., Castillo C., Hernández J., Benedito J.L.: Effects of moderate pollution on toxic and trace metal levels in calves from a polluted area of northern Spain. *Environ. Int.* 2005, **31**, 543–548.
26. López Alonso M., Benedito J.L., Miranda M., Castillo C., Hernández J., Shore R.F.: Cattle as biomonitors of soil arsenic, copper, and zinc concentrations in Galicia (NW Spain). *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 2002, **43**, 103–108.

Lek. wet. mgr inż. zoot. mgr biol. Adam Mirowski,
e-mail: adam_mirowski@o2.pl

Ruja ciągła u kotek

Andrzej Max

Ruja – okres, w którym samica jest gotowa do kopulacji – przebiega u ssaaków według reguł gatunkowo zależnych zarówno w zakresie częstotliwości, jak i długości. U zwierząt hodowlanych utrzymywanych w warunkach izolacji osobników różnej płci identyfikacja objawów rujowych i ocena ich nasilenia jest jednym z podstawowych warunków reprodukcji. Jest to ściśle związane z wyborem właściwego terminu krycia/unasielenia.

Zaburzenia w przebiegu cyklu rujowego i samej rui stanowią jedną z przyczyn niepłodności, dlatego też są przedmiotem diagnostyki i leczenia. Z kolei dla posiadaczy samic niehodowlanych, zwłaszcza domowych, ruja bywa uciążliwa – z jednej strony z powodu konieczności ochrony przed niechcianą ciążą, z drugiej zaś z przyczyn behawioralnych, będących

Persistent estrus in queens

Max A.

Prolonged estrogenization leads to a prolonged heat called persistent or permanent estrus. It may be the result of the secretion of estradiol by successive overlapping waves of ovarian follicles. Thus, there is no drop in blood estrogen concentration below the threshold of 20pg/ml and, consequently, the lack of interestrus phase. Similar symptoms may result from hormonal activity of ovarian follicular cysts or ovarian tumors, especially granulosa cell tumor.

This article approaches hormonal disorders in queens and methods applied for treatment of those health problems.

Keywords: queen, persistent estrus, ovarian cyst, granulosa cell tumor.

źródłem frustracji spowodowanej nieakceptowanymi objawami zewnętrznymi. Te ostatnie osiągają niekiedy znaczny stopień nasilenia, co obserwuje się u kotek, których właściciele czasami odbierają jak koszmar – tym dotkliwszy, im trwa dłużej. Szczególnym utrapieniem może być ruja długotrwała, zwana przetrwała lub ciągła. Ponadto bywa ona objawem chorób jajników wymagających radykalnego leczenia. Zrozpaczeni posiadacze takich kotek szukają ratunku u lekarza weterynarii. Celem artykułu jest przybliżenie tego problemu.

Przebieg rui i owulacji

Rytm biologiczne (biorytm) stanowią okresowe i występujące z pewną regularnością zmiany fizjologiczne będące odpowiedzią na zmieniające się warunki środowiskowe. Wspomniane rytmy podlegają regulacji neurohormonalnej zależnej od wpływów zewnętrznych, które to mechanizmy nazywane są zegarem biologicznym. Między innymi warunkują one czynności rozrodcze, zwłaszcza u gatunków wrażliwych, do których należą koty. Występuje u nich sezon rozrodczy, związany z okresową aktywnością jajników. Głównym stymulatorem środowiskowym u kotów jest długość dnia świetlnego – fotoperiod. Zależności te przedstawiono dokładniej we wcześniejszej publikacji (1).

Kotki należą do zwierząt sezonowo poliestralnych, przejawiających ruję kilkakrotnie w sezonie rozrodczym. W badaniach przeprowadzonych w warunkach naturalnego oświetlenia (35°42' szerokości geograficznej północnej) zaobserwowano 2–12 (średnio 5,80 ± 0,2) rui w sezonie trwającym średnio 180 dni (2). Przebywanie zwierząt w warunkach domowych może zmieniać tę sezonowość lub ją niwelować z powodu oddziaływania sztucznych czynników środowiskowych, szczególnie oświetlenia. Także kotki niektórych ras, np. syjamskie, mogą wymykać

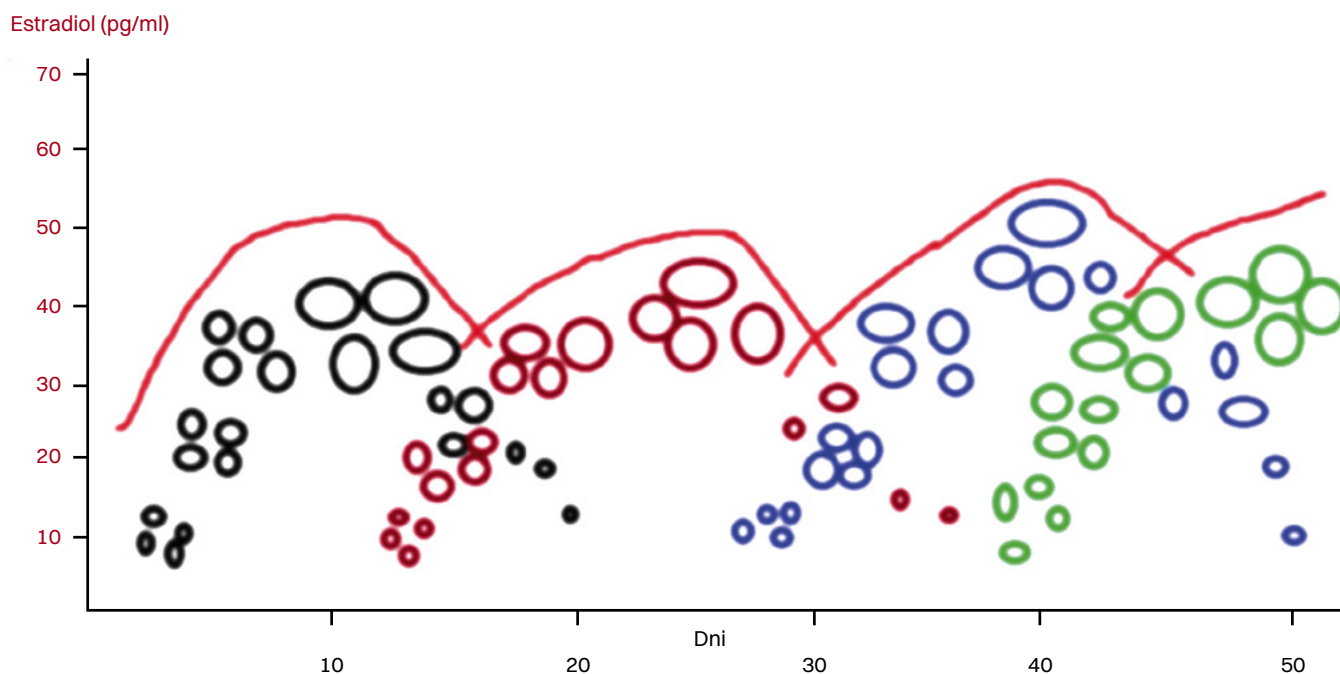
się temu gatunkowemu schematowi, przejawiając aktywność jajników przez cały rok, niezależnie od fotoperiodu (3).

Ruja trwa przeciętnie 5,8 ± 3,3 dni. W pojedynczych przypadkach jej długość może się wahać od 2 do 19 dni. Jeżeli nie dojdzie do owulacji, pęcherzyki jajnikowe ulegają atrezji, a następna ruja może się pojawić po okresie *interoestrus* trwającym – podobnie jak ruja – od 2 do 19 (średnio 7) dni (3).

Ruja jest skutkiem wysokiego (ponad 20 pg/ml) stężenia we krwi estradiolu wydzielanego przez wzrastające pęcherzyki jajnikowe. Cechuje się przybieraniem przez kotkę obniżonej pozycji ciała z przednimi kończynami przyciśniętymi do podłoża, lordozą, odchyloną na bok ogonem i eksponowaniem sromu. Kotka może przewracać się po podłodze, zachowuje się niespokojnie, niekiedy znakuje moczem otoczenie i ma osłabiony apetyt. Szczególnie uciążliwa jest powtarzająca się wokalizacja mająca na celu przyciągnięcie uwagi samca. Bywa, że niedoświadczeni właściciele traktują te objawy jako chorobowe (3). Owulacja jest prowokowana powtarzanymi aktami krycia, chociaż czasem może być spontaniczna (bez kontaktu z samcem), co stwierdzano na podstawie pomiarów stężenia progesteronu. 40–50-dniowa faza progesteronowa (*dioestrus*) jest związana z brakiem rui, podobnie jak faza międzyrujowa (*interoestrus*).

Ruja przetrwała (*oestrus persistens*)

Trwająca ponadprzeciętnie długo ruja może występować u samic płodnych. Jest wynikiem nakładających się na siebie fal pęcherzyków jajnikowych, co schematycznie przedstawia **rycina 1**. Zanim stężenie estradiolu pochodzącego z pęcherzyków jednej fali spadnie poniżej wartości progowej, pęcherzyki kolejnej fali wydzielają ten hormon. Powoduje to utrzymujące się podwyższone stężenie estradiolu i objawy



Ryc. 1. Nakładające się fale pęcherzyków jajnikowych powodujące utrzymywanie się wysokiego stężenia estradiolu we krwi

ciągłej rui. Czasem zdarza się, że pomimo wystąpienia hormonalnej fazy międzyrujowej ze spadkiem stężenia estradiolu poniżej 20 pg/ml, z przyczyn dotychczas niewyjaśnionych, utrzymuje się ruja behawioralna (4). Możliwe, że zdarzają się okresy *interoestrus* tak krótkie, że właściciel ich nie rejestruje, uważając ruję za ciągłą.

U zwierząt, które nie są przeznaczone do hodowli, problemom związanym z rują typową lub ciągłą zapobiega się przez postępowanie służące antykoncepcji trwałej (owariektomia, owariohisterektomia) lub czasowej – przy użyciu hormonów. Skuteczne są progestageny używane w celach antykoncepcyjnych (uwaga na objawy uboczne).

Inaczej należy spojrzeć na kotkę przeznaczoną w danym czasie do rozrodu. Jeżeli została ona poddana próbie krycia, a w dalszym ciągu utrzymują się przetrwałe objawy rujowe, trzeba sprawdzić, czy faktycznie dochodzi do kopulacji. Polega to na bezpośredniej kontroli aktu krycia przez hodowcę lub obserwacji przy użyciu kamery, ponieważ dla niektórych zwierząt towarzystwo osób może być przeszkodą w przejawianiu aktywności płciowej. Stwierdzono, że tylko 35% kryć odbywało się przy obecności hodowcy (5). Dowodem odbytej kopulacji byłoby stwierdzenie plemników w wymazie pochwowym (6). Pomocne jest też zaobserwowanie u kotki reakcji pokopulacyjnej, charakteryzującej się swoistą wokalizacją, obracaniem się na grzbiet, pocieraniem głową i lizaniem krocza. W tym czasie kocur oddala się od samicy (unikając jej ewentualnego ataku) i staje się wobec niej przejściowo obojętny, czasem wylizuje okolice prącia. Należy przy tym pamiętać, że owulacja prowokowana wymaga wyraźnych bodźców mechanicznych powodowanych przez parokrotne akty kopulacyjne w krótkim czasie. Krycia jednorazowe lub w długich odstępach czasowych mogą być niewystarczające dla wyzwolenia przedowulacyjnego wyrzutu LH. Dotyczy to także kryć zbyt wczesnych, w 1.–2. dniu rui, gdy pęcherzyki jajnikowe nie są jeszcze w pełni dojrzałe lub w późnej fazie pęcherzykowej, gdy mogą już zachodzić procesy wsteczne.

Aby kontrolować przebieg cyklu rujowego i ocenić jego prawidłowość lub zaburzenia, stosuje się metody pośrednie – cytologiczne i hormonalne lub bezpośrednio – badanie USG jajników. W badaniu cytologicznym w odstępach 2–3-dniowych ocenia się skład komórkowy materiału pobranego z pochwy za pomocą wymazu lub wypłukiwania. Stosuje się kryteria oceny podobne do tych u suk (7). Utrzymywanie się udziału komórek nabłonkowych powierzchniowych, zrogowaciałych na poziomie >70% świadczy o wpływie estrogenów, czyli o rui. Jest to pomocnicza metoda diagnostyczna, która uzupełnia badanie kliniczne i obserwację objawów rui, w szczególności akceptację samca. Samodzielnie jest mniej wiarygodna jako narzędzie do kontroli owulacji, gdyż obraz cytologiczny nie podlega szybkim zmianom. Przebyta owulacja skutkuje powstaniem ciałek żółtych i wzrostem stężenia progesteronu. Aby to stwierdzić, bada się krew w czasie 1–3 tygodni po pokryciu. Stężenie progesteronu na poziomie <2 ng/ml

świadczy o braku czynnych ciałek żółtych, a zatem o braku owulacji (5).

Badanie ultrasonograficzne jajników jest możliwe przy użyciu głowic ok. 5–10 MHz (8), chociaż bardziej przydatne są te o wyższej częstotliwości emitowanych ultradźwięków (9, 10). W celu zaobserwowania owulacji wskazane jest badanie co 12 godzin, począwszy od kilku godzin po kryciu kotki (9).

Jeżeli owulacja nie zachodzi, stosowana jest jej indukcja w połączeniu z kryciem lub unasienianiem. Używa się w tym celu hCG domięśniowo w dawce 250 j.m. w 2. oraz 3. dniu rui (6). Przy technikach wspomaganego rozrodu do indukcji owulacji stosuje się czasami hCG w dawce 250–500 j.m. dożylnie (11, 12). Alternatywnie można indukować owulację za pomocą analogu GnRH. Domięśniowe podanie gonadoreliny w dawce 50 µg w 2.–4. dniu rui skutkowało owulacją u 16. spośród 19. (84%) kotek (13). Innym sposobem jest mechaniczne drażnienie receptorów dogłównowej części pochwy za pomocą wymazówki lub szklanej pałeczki 4–8 razy w odstępach 5–20 min oraz energiczne manipulacje w rejonie krocza (6).

Torbiele pęcherzykowe

Wśród tworów patologicznych wydzielających estrogeny poczesne miejsce zajmują torbiele pęcherzykowe. Wywodzą się one z pęcherzyków jajnikowych, które nie owulowały ani nie uległy atrezji, lecz powiększyły się, pozostając na jajniku jako struktury przetrwałe. Jeżeli są aktywne wydzielniczo, produkując estrogeny, powodują długotrwałe objawy rujowe. Torbiele mogą być pojedyncze lub mnogie – na jednym bądź obu jajnikach. Zazwyczaj ich średnica wynosi 1–2,5 cm, aczkolwiek czasem osiągają znacznie większe rozmiary. W takich przypadkach mogą powodować dyskomfort lub brzuszne objawy bólowe (6). Takie duże twory można wymacać badaniem przez powłoki brzuszne. Bywają tak napięte, że robią wrażenie guza. Przydatne jest badanie ultrasonograficzne wykazujące nieechogeniczne struktury jajnikowe większe od fizjologicznych pęcherzyków.

U zwierząt niehodowlanych leczeniem z wyboru jest owariohisterektomia. Gdy kotka jest przeznaczona do rozrodu, wdraża się postępowanie zachowawcze. Niekiedy dochodzi do samoistnej owulacji/luteinizacji torbieli. Podobny kierunek ma leczenie farmakologiczne, zbliżone do stosowanego przy indukcji owulacji. Nadają się do tego celu preparaty GnRH w dawce 25 µg (analog gonadorelina) na zwierzę lub hCG w jednorazowej dawce domięśniowej 500 j.m. na zwierzę albo po 250 j.m. przez dwa kolejne dni (3, 6). Niektórzy przestrzegają przed możliwymi niepożądanymi skutkami takiego leczenia, gdyż powoduje ono fazę progesteronową po długim działaniu estrogenów, co sprzyja rozwojowi ropomacicza (14).

Można też podjąć się leczenia chirurgicznego. Polega ono na jednostronnej owariektomii (przy torbielach jednostronnych) lub likwidacji torbieli przez punkcję bądź przecięcie jej ściany (5, 6).

Guzy jajnika

Nowotwory jajnika są u kotek dość rzadkie. Występują częściej u zwierząt starszych. Niektóre z nich wydzielają estrogeny powodujące objawy rujowe. Wśród nich najczęściej spotykany jest guz z komórek ziarnistych (*granulosa cell tumour*) zwany błoniakiem ziarnistym lub ziarniszczakiem (*folliculoma*). Wśród objawów klinicznych poza permanentną lub nieregularną rują obserwuje się często u chorych kotek agresję i wypadanie włosa (3). Nowotwór występuje zazwyczaj jednostronnie, a jego średnica na ogół nie przekracza 5 cm (3). W badaniu USG nowotwory jajników ujawniają się jako twory o zróżnicowanej echogeniczności (5).

Pomocne mogłoby być oznaczanie we krwi stężenia hormonu antymüllerowskiego (5). W pewnym przypadku, dotyczącym 15-letniej kotki z ziarniszczakiem, jego stężenie wynoszące 5,7 ng/ml znacznie przekraczało to, które występuje u kotek zdrowych, a dwa miesiące po owarioriektomii było poniżej granicy wykrywalności (15).

Wtórnie do wysokiego stężenia estrogenów może rozwijać się torbielowaty rozrost błony śluzowej macicy (6). Ziarniszczaki mogą przerzutować do płuc, wątroby, śledziony, nerek (3). Sporadycznie opisywano inne guzy jajnika wydzielające estrogeny, np. potworniak (16) lub aktywne wydzielniczo guzy spoza układu rozrodczego, jak rak kory nadnerczy u sterylizowanej kotki przejawiającej objawy rujowe (17).

Podstawowym leczeniem nowotworu jajnika jest owarioriektomia. U kotek hodowlanych z pojedynczym guzem pierwotnym można wykonać jednostronną owariektomię (6).

Podsumowanie

Przedłużona faza estrogenowa może czasem wystąpić u płodnych kotek w wyniku przyspieszonej folikulogenezy, co skutkuje ciągłą rują, bez okresu międzyrujowego. Krycie lub farmakologiczna indukcja owulacji są w stanie spowodować przejście do fazy progesteronowej (ewentualnie wraz z ciążą). Wysokie stężenie estrogenów bywa związane z obecnością na jajnikach patologicznych struktur, takich jak torbiele lub nowotwory aktywne hormonalnie. U kotek nieprzewidywanych do rozrodu

najlepszym rozwiązaniem jest owarioriektomia, która jednocześnie zapobiega nawrotom nowotworów oraz chorobom macicy. U kotek hodowlanych możliwe jest leczenie farmakologiczne lub chirurgiczne z pozostawieniem jednej lub obu gonad. Należy jednak liczyć się z tym, że leczenie zachowawcze torbieli i nowotworów jajnika może w przyszłości, czasem niedalekiej, skutkować chorobami macicy (spowodowanymi długotrwałym oddziaływaniem estrogenów na *endometrium*), w szczególności ropomaciczem.

Piśmiennictwo

1. Max A.: Fotoperiod i melatonina w rozrodzie ssaków: gryzonie, króliki, koty. *Życie Wet.* 2015, **90**, 35–38.
2. Tsutsui T., Nakagawa K., Hirano T., Nagakubo K., Shinomiya M., Yamamoto K., Hori T.: Breeding season in female cats acclimated under a natural photoperiod and interval until puberty. *J. Vet. Med. Sci.* 2004, **66**, 1129–1132.
3. Little S.E.: *The Cat: Clinical Medicine and Management*. Elsevier Saunders, St. Louis 2012, 185, 1187–1197.
4. <https://veteriankey.com/feline-reproduction/>
5. Johnson A.: Clinical approach to infertility in the cat. *Clinical Theriogenology* 2022, **14**, 146–150.
6. Max A.: *Koty – położnictwo i rozród*, Galaktyka, Łódź 2010, 38, 42, 52–53.
7. Max A., Jurka P., Andrzejczak A.: Diagnostyka czynności jajników u suk. *Mag. Wet.* 2007, **16**, 16–21.
8. Yoshimura N., Taniguchi M., Terazono T., Ono T., Takagi M., Sato Y., Hirata M., Tanihara F., Otoi T.: Vaginal stimulation enhances ovulation of queen ovaries treated using a combination of eCG and hCG. *Vet. Med. Sci.* 2021, **7**, 1569–1574.
9. Günzel-Apel A.-R., Kontrola owulacji u suk i kotek, *VI Polsko-Niemieckie Sympozjum z zakresu Fizjologii i Patologii Rozrodu Zwierząt: Problemy rozrodu i choroby psów i kotów*, Warszawa 16. 09. 2000, 4.
10. Pertiwi A.P., Tumbelaka L.I.T.A., Ulum M.: Ultrasonographic and vaginal cytological diagnostics of the queen. *JITV* 2018, **23**, 130–142.
11. Tanaka A., Takagi Y., Nakagawa K., Fujimoto Y., Hori T., Tsutsui T.: Artificial intravaginal insemination using fresh semen in cats. *J. Vet. Med. Sci.* 2000, **62**, 1163–1167.
12. Tsutsui T., Yamane I., Hattori I., Kurosawa N., Matsunaga H., Muro I., Kanda M., Hori T.: Feline embryo transfer during the non-breeding season. *J. Vet. Med. Sci.* 2000, **62**, 1169–1175.
13. Ferré-Dolcet L., Frumento P., Abramo F., Romagnoli S.: Disappearance of signs of heat and induction of ovulation in oestrous queens with gonadorelin: a clinical study. *J. Feline Med. Surg.* 2021, **23**, 344–350.
14. Fontbonne A.: Infertility in bitches and queens: recent advances. *Rev. Bras. Reprod. Anim., Belo Horizonte* 2011, **35**, 202–209.
15. Heaps L.A., Scudder C.J., Lipscomb V.J., Steinbach S.M., Priestnall S.L., Martineau H., Szladovits B., Fowkes R.C., Garden O.A.: Serum anti-Müllerian hormone concentrations before and after treatment of an ovarian granulosa cell tumour in a cat. *JFMS Open Rep.* 2017, **3**(2). Doi: 10.1177/2055116917722701.
16. Machida Y., Michishita M., Wada M., Hori T., Kawakami E., Yoshimura H., Ohkusu-Tsukada K., Taya K., Takahashi K.: Malignant oestrogen-producing teratoma in a cat. *J. Comp. Pathol.* 2017, **156**, 178–182.
17. Meler E.N., Scott-Moncrieff J.C., Peter A.T., Bennett S., Ramos-Vara J., Salisbury S.K., Naughton J.F.: Cyclic estrous-like behavior in a spayed cat associated with excessive sex-hormone production by an adrenocortical carcinoma. *J. Feline Med. Surg.* 2011, **13**, 473–478.

ERRATA

ANDRZEJ MAX: KOTY – POŁOŻNICTWO I ROZRÓD, WYDAWNICTWO GALAKTYKA, ŁÓDŹ 2010

Podczas przygotowywania książki do druku w kilku miejscach doszło do niezamierzonej zamiany jednostek masy z mikrogramów (µg) na miligramy (mg). Dotyczy to w szczególności GnRH (str. 17, 24, 42, 52, 135), kabergoliny (str. 141), alfaprostolu (str. 141). Właściwą jednostką dla tych preparatów są mikrogramy.

Dr hab. Andrzej Max, emer. prof. nadzw. SGGW,
e-mail: 1andrzejmax@wp.pl

Pseudomonas aeruginosa – trudny przeciwnik lekarzy weterynarii

Alina Wiśniewska

z Powiatowego Inspektoratu Weterynarii w Żninie

Bakterie z rodzaju *Pseudomonas* to Gram-ujemne, bezwzględnie tlenowe, biegunowo urzęsione pałeczki wykazujące ruch. Są proste lub nieznacznie zakrzywione. Nie fermentują laktozy oraz są oksydazo-dodatnie. Ich wymagania odżywcze są niewielkie i mogą rosnąć w szerokim zakresie temperaturowym – od 5 do 45°C. Jest to jeden z najbardziej zróżnicowanych rodzajów bakterii, który obejmuje ponad 200 gatunków (1). Większość bakterii z tego rodzaju wytwarza barwniki, np. *Pseudomonas aeruginosa*, wytwarza niebieskozieloną piocyjaninę, a *Pseudomonas fluorescens* zieloną piowerdynę, która daje efekt fluorescencji. Kultury pałeczki ropy błękitnej (*Pseudomonas aeruginosa*) wydzielają charakterystyczny zapach jaśminu. Pałeczki wytwarzają duże, szare kolonie o nieregularnych brzegach i wyniesionym środku. Kolonie bakterii produkują liczne polisacharydy warunkujące ich śluzowatą konsystencję. Mikroorganizmy te są szeroko rozpowszechnione w środowisku – występują w glebie, wodzie, a także stanowią naturalny składnik mikroflory zwierząt i roślin. Są metabolicznie wszechstronne, a ich genom określa się jako plastyczny (1). Stanowią mikroflorę oportunistyczną, niektóre z nich są chorobotwórcze – pałeczka ropy błękitnej odpowiedzialna za zakażenia szpitalne (nosocomial infections) ludzi i zwierząt (2), *Pseudomonas fluorescens* powodujący problemy zdrowotne ryb (3), a także zapalenia skóry, stany zapalne górnych dróg oddechowych i zapalenia zewnętrznego przewodu słuchowego małych zwierząt (4). *Pseudomonas* spp. mogą produkować liczne substancje ułatwiające ich wnikanie do komórek gospodarza – lipazę, proteiny, hemolizyny, kolagenazę, egzotoksynę A-cytotoksynę (5). Istotny klinicznie jest fakt, że bakterie z rodzaju *Pseudomonas* mają zdolność tworzenia biofilmu, który obecnie uważany jest za główny czynnik wirulencji, chroniący drobnoustroje przed działaniem układu immunologicznego makroorganizmu, a także przed stosowanymi chemioterapeutykami (6, 7, 8). Lekoooporność opisanych bakterii jest problemem powszechnie znanym. Najdokładniej dotychczas przebadanym pod tym względem jest *Pseudomonas aeruginosa*, będący w Stanach Zjednoczonych jednym z pięciu drobnoustrojów chorobotwórczych najczęściej wywołujących zakażenia szpitalne u ludzi (9).

Genom pałeczki ropy błękitnej

Genom *Pseudomonas aeruginosa* jest duży, ponieważ liczy ponad sześć mln par zasad (dane wahają się między 5,5 a 7 Mbp; 10). Różnorodność genetyczna tego patogenu wynika z licznych rodzin genów o znaczonej odrębności. Różnice w podawanej przez

Pseudomonas aeruginosa – veterinarians difficult enemy

Wiśniewska A., District Veterinary Inspectorate in Żnin

Pseudomonas aeruginosa is Gram-negative bacillus, which has worldwide distribution and is ubiquitous in water, soil vegetation and decaying organic matter. The organism is opportunistic pathogen of animals. It rarely infects uncompromised tissues and remains a challenge for doctors and scientists due to complications wound healing process. Nowadays, *P. aeruginosa* infections are among the most resistant to chemotherapeutic drugs. Infections caused by multidrug-resistant strains are particularly demanding and combination therapy is most often used. The aim of this review was to present the key mechanisms responsible for the inherent and acquired drug resistance of *P. aeruginosa*. Furthermore, the article presents the antimicrobials currently used for therapy, as well as prognosis of pharmacotherapy.

Keywords: *Pseudomonas aeruginosa*, drug resistance, biofilm, virulence, nosocomial infections.

badaczy wielkości genomu wynikają z genomu dodatkowego (accessory genome). W skład genomu dodatkowego wchodzić mogą sekwencje chromosomu bakteryjnego, plazmidy, profagi nabyte drogą horyzontalnego transferu genów (horizontal gene transfer, HGT) czy integrony (11). Zmienność w obrębie genomu dodatkowego skutkuje odrębnymi fenotypami *Pseudomonas aeruginosa*, co prowadzi do wykształcenia specyficznych szlaków katabolicznych umożliwiających adaptację drobnoustroju do trudnych warunków środowiskowych, np. działania antybiotyków, obecności metali ciężkich, zmiennej temperatury (10). W genomie wyróżnia się tzw. regiony plastyczności genomu (region of genome plasticity, RGP), które najczęściej zlokalizowane są na końcach 3' genów tRNA i mogą być punktami insercji profagów lub wysp genomowych, a także innych modyfikacji (12, 13). Do tej pory poznano ponad 80 regionów plastyczności genomu *Pseudomonas aeruginosa*. Zmienność genomu podstawowego (core genome) jest mała i wynosi 0,5–0,7%. Uwzględniając zmiany pangenu, przyjęło się określać genom podstawowy *Pseudomonas aeruginosa* jako mozaikowy (13).

Czynniki wirulencji *Pseudomonas aeruginosa*

Pałeczka ropy błękitnej charakteryzuje się bardzo szeroką gamą czynników wirulencji, które kodowane są zarówno poprzez genom podstawowy, jak i dodatkowy, najczęściej w obrębie wysp genomowych (*Pseudomonas aeruginosa* genomic island, PAGI) oraz wysp patogenności (*Pseudomonas aeruginosa* pathogenicity island, PAPI; 11).

Czynnikami wirulencji *Pseudomonas aeruginosa* są: pile, wić, proteaza alkaliczna, elastaza, egzotoksyna A (ExoA), fosfolipaza A, proteaza IV, egzotoksyny S (ExoS), T (ExoT), U (ExoU) i Y (ExoY), lipopolisacharyd, alginian, piocjanina, piowerdyna oraz czynniki „wyczuwania obecności” (quorum-sensing molecules, QS), a także zdolność tworzenia biofilmu (10, 11, 13, 14). Należy również pamiętać o układach sekrecyjnych, w które wyposażona jest bakteria. Każdy z wymienionych czynników wirulencji odgrywa istotną rolę w patogenezie zakażeń, dlatego zostały poniżej scharakteryzowane.

Pile i wić

Pile są strukturami bakteryjnymi, które u opisywanej bakterii mają istotne znaczenie w procesie adhezji do wielu komórek i są ważne dla zjawiska tropizmu tkankowego, a także tworzenia biofilmu oraz fagocytozy (10, 15). Wśród szczepów *Pseudomonas aeruginosa* zidentyfikowano dotąd pięć alleli pil A (grupy od I do IV). Najszerzej przebadane zostały pilusy typu IV (T4P), ponieważ okazuje się, że mogą one pośredniczyć w ruchu bakterii niezależnie od wici. Umożliwiają komórkom ruch drgający, który jest uznawany za istotny czynnik w tworzeniu biofilmów *in vitro* (6, 8, 10, 15).

Pojedyncza wić, którą posiada pałeczka ropy błękitnej, również odpowiada za ruch bakterii. Niemniej jej rola wykracza poza ruchliwość. Badania wykazują, że białka tworzące wić odgrywają kluczową rolę w adhezji do komórek, inwazji organizmu oraz pośredniczą w odpowiedziach zapalnych. Mutanty *Pseudomonas aeruginosa* pozbawione wici są izolowane w medycynie ludzkiej od pacjentów z mukowiscydozą. Prawdopodobnie utrata wici ułatwia inwazję na układ odpornościowy pacjenta (10, 15).

Układy sekrecyjne

Pseudomonas aeruginosa dysponuje kilkoma układami sekrecyjnymi (type secretion system, TSS). Układ sekrecyjny I typu (T1SS) w jednoetapowym procesie wydziela proteazę alkaliczną do przestrzeni pozakomórkowych. Jest to enzym, który hamuje tworzenie fibryny, co sprzyja rozprzestrzenianiu się bakterii (11).

Układ sekrecyjny typu II (T2SS) działa 2-etapowo. Pierwotnie toksyny są wydzielane w postaci białek prekursorowych, a następnie rozszczepiane. Do tego układu należą: egzotoksyna A (ExoA), elastaza, fosfolipaza C oraz proteaza IV. Substancje wydzielane przez T2SS działają cytotoksycznie oraz odpowiadają za rozwój procesów zapalnych (10, 15).

Szeroko opisywanym jest również układ sekrecyjny typu III (T3SS), który działa w sposób złożony, a główną jego funkcją jest wstrzykiwanie egzotoksyn do cytoplazmy komórek. Naukowcy zidentyfikowali cztery białka, które wchodzi w skład T3SS: ExoU, ExoS, ExoT, ExoY (10, 12). ExoU to fosfolipaza indukująca apoptozę i powodująca apoptozę komórek mięszszowych i fagocytów. ExoS i ExoT to 2-funkcyjne białka wpływające na wzrost komórek przez hamowanie syntezy DNA i wywoływanie zmian w cytoszkieletcie. ExoY jest cyklazą adenylanową, która ma zdolność upośledzenia funkcji bariery komórek śródłbionka płuc (10, 12).

Interesujący jest układ sekrecyjny typu VI (T6SS), który – w przeciwieństwie do pozostałych TSS – nie służy głównie do komunikacji z komórkami eukariotycznymi, a pośredniczy w kontakcie z komórkami bakteryjnymi. Budową przypomina białka kurczliwe bakteriofagów, co umożliwia wprowadzanie toksyn do wnętrza komórek. Białka efektorowe, takie jak muramidazy, nukleazy czy fosfolipazy, transportowane są do wnętrza komórek innych bakterii i powodują ich obumieranie (16). *Pseudomonas aeruginosa* wykorzystuje ten mechanizm do osłabienia naturalnej flory bakteryjnej gospodarza, tym samym zwiększając swoje szanse na kolonizację tkanek (15, 17).

Endotoksyna, alginian oraz barwniki

Lipopolisacharyd, zwany również endotoksyną, występuje na powierzchni zewnętrznej błony bakterii Gram-ujemnych. Zbudowany jest z lipidu A, który stanowi część hydrofobową, oligosacharydu rdzeniowego oraz antygeny O, inaczej zwanego polisacharydem dystalnym. Analizując skład antygeny O, można określić serotypy izolatu *Pseudomonas aeruginosa*, które różnią się reaktywnością serologiczną polisacharydu dystalnego. Duża zmienność opisanego czynnika warunkuje wysoką oporność na mechanizmy obronne organizmu gospodarza.

Alginian to pozakomórkowy polisacharyd, który wykazuje właściwości antyfagocytarne i jest odporny na proces opsonizacji. Jego zadaniem jest usuwanie wolnych rodników, które są uwalniane przez makrofagi gospodarza w odpowiedzi na infekcję. Ponadto hamuje aktywację układu dopełniacza i chemotaksję neutrofilów (10, 15, 17). Wydzielany przez kolonie bakteryjne hodowane na podłożach stałych, nadaje im śluzowatą konsystencję. Istotną klinicznie cechą zakażeń tą bakterią jest jej zdolność do zmiany fenotypu z nieśluzowego na śluzowy, co stanowi szczególnie problem w medycynie ludzkiej podczas opieki nad pacjentami z mukowiscydozą (15).

Substancje, które warunkują charakterystyczne zabarwienie kolonii bakteryjnych, również odgrywają rolę w patogenezie *Pseudomonas aeruginosa*. Piowerdyna jest sideroforem, którego zadaniem jest konkutowanie z organizmem gospodarza o żelazo. Natomiast piocjanina wchodzi w reakcję z tlenem, produkując wolne rodniki, a co za tym idzie – uszkadza tkanki oraz hamuje funkcję rzęsek i proliferację limfocytów (10, 15, 17).

Biofilm

Badania wskazują, że 99% bakterii ma zdolność tworzenia biofilmu. Biofilm bakteryjny określa się jako zbiorowisko komórek bakteryjnych tworzących mikrokolonie, otoczonych polisacharydową macierzą (matryks). Struktura przytwierdzona jest do powierzchni żywej, np.: biofilm na błonach śluzowych lub brzegach ran oparzeniowych, albo abiotycznej: na powierzchni aparatury medycznej, instalacji sanitarnych czy narzędziach użytkowanych w codziennej pracy klinicznej (10, 15, 18). Mikrokolonie różnią się właściwościami fizjologicznymi i fenotypowymi od bakterii rosnących w planktonie. Badania

epidemiologiczne wskazują, że biofilm bakteryjny odpowiada za około 80% zakażeń u ludzi i zwierząt (6, 18).

Biofilm to zwarta struktura składająca się z kilkunastu do kilkudziesięciu warstw bakterii należących do tego samego lub różnych gatunków otoczonych pozakomórkową substancją polisacharydową (extracellular polymeric substances, EPS). W jego budowie bardzo ważną rolę odgrywają kanały biegnące pomiędzy poszczególnymi warstwami bakterii, odpowiadające za przepływ substancji odżywczych, tlenu i wody (19, 20). Wspomniane kanały umożliwiają również lepsze przytwierdzenie biofilmu do podłoża. Niemniej ważnym składnikiem struktury biofilmu jest EPS, która stanowi około 90% całej masy (pozostałe 10% to masa bakteryjna). Pozakomórkowa substancja polisacharydowa złożona jest z glikoprotein, lipidów, zewnątrzkomórkowego DNA, polisacharydów, białek, lipopolisacharydów oraz kwasów lipoteichoowych. Ponad 90% EPS stanowi woda, która zapobiega wysuszeniu biofilmu (19, 21, 22). Wszystkie wymienione wyżej składowe sprawiają, że biofilm jest odporny na działanie licznych czynników zewnętrznych, takich jak środki dezynfekcyjne, leki, promieniowanie UV, bakteriofagi czy czynniki odpornościowe pochodzące z organizmu gospodarza. Tworzenie biofilmu to skomplikowany, wieloetapowy proces, w którym uczestniczą liczne czynniki wirulencji opisane powyżej, a także mechanizm QS (6).

Niezmierznie istotny jest fakt, że bakterie wchodzące w skład biofilmu wykazują dużą oporność na chemioterapeutyki. Badania wskazują, że bakterie tworzące biofilm mogą być nawet 100-krotnie bardziej odporne na działanie substancji przeciwbakteryjnych (23). W przypadku *Pseudomonas aeruginosa* rosnącego w biofilmie najbardziej istotnym czynnikiem zwiększającym oporność bakterii na antybiotyki jest wspomniany wcześniej alginian, który chroni przed opsonizacją, a co za tym idzie – nie pozwala na zniszczenie struktury biofilmu (17, 20). Zwiększona oporność bakterii na dostępne chemioterapeutyki jest sporym problemem zarówno dla medycyny ludzkiej, jak i weterynarii. Kluczowe dla skutecznej terapii jest poznanie szlaków odpowiedzialnych za niewrażliwość biofilmu na substancje przeciwbakteryjne (24).

Regulacja produkcji czynników wirulencji

Regulacja wytwarzania czynników wirulencji jest niezmiernie istotna i stanowi bardzo ciekawe, intensywnie badane zjawisko. Mechanizm „wyczuwania liczebności” (quorum-sensing, QS) jest nadrzędny w kontroli ekspresji wielu genów bakterii. Jest to proces komunikacji międzykomórkowej (25). Krytyczna liczba bakterii (quorum) jest niezbędna, aby komórki bakteryjne mogły wytworzyć odpowiednią ilość autoinduktorów typu AHL lub AQ, czyli cząsteczek sygnałowych. Stwierdzono również, że poza AHL *Pseudomonas aeruginosa* może wykorzystywać do komunikacji międzykomórkowej również inne substancje – cząsteczki chinolone przypominające antybiotyki (ang. pseudomonas quinolone signal molecule, PQS; 17). Można powiedzieć, że mechanizm QS jest zjawiskiem społecznym, dlatego też, wraz z tworzeniem biofilmu, został nazwany socjomikrobiologią.

Proces QS najdokładniej przebadano na *Pseudomonas aeruginosa* i wiadomo już, że ponad 300 genów jest regulowanych podczas owego zjawiska (10, 20). W zależności od stężenia autoinduktorów w środowisku bakteria może kontrolować liczebność populacji. Jest to niewątpliwie mechanizm kluczowy w patogenezie *Pseudomonas aeruginosa*, ponieważ reguluje ekspresję pomp wyrzutowych, proteaz zewnątrzkomórkowych oraz wpływa na ruchliwość bakterii. Umożliwia jednocześnie ochronę przed odpowiedzią immunologiczną ze strony gospodarza (6, 7, 19, 26).

Mechanizm QS cieszy się zainteresowaniem naukowców w aspekcie wykorzystania go w celach terapeutycznych. Ze względu na konkurencję między mikroorganizmami a komórkami gospodarza wytworzyły się mechanizmy, które mają na celu zniszczenie systemu QS, wykorzystując antagonistyczne substancje lub doprowadzając do niszczenia autoinduktorów (25). Potencjalne inhibitory quorum-sensing mogłyby ułatwić eliminację patogenów z wykorzystaniem układu immunologicznego gospodarza, co z pewnością zapobiegłoby powstawaniu form niewrażliwych. Niestety, trzeba mieć na uwadze ograniczenia diagnostyczne, ponieważ obecnie stosowana w ocenie lekooporności bakterii metoda MIC (minimum inhibitory concentration) jest bezużyteczna w charakterystyce działania inhibitorów quorum-sensing. Powodem tego jest fakt, że wspomniane inhibitory nie wykazują działania bakteriobójczego (17). Kolejnym ograniczeniem działania potencjalnych inhibitorów quorum-sensing jest zależność ich skuteczności od poziomu odporności organizmu gospodarza. Wynika z tego, że tylko wobec niektórych pacjentów będzie można zastosować terapię ww. substancjami, choćby ze względu na dysfunkcje układu immunologicznego.

Pseudomonas aeruginosa jako ważny czynnik zakażeń szpitalnych

Zakażenia szpitalne, zarówno w przypadku ludzi, jak i zwierząt, są następstwem leczenia szpitalnego, które w związku z intensywnym rozwojem opieki weterynaryjnej jest coraz częściej stosowane przez lekarzy weterynarii. Za tego rodzaju zakażenia uznaje się te, które rozwinęły się w ciągu trzech dni od pobytu pacjenta w klinice. Okres ten ulega wydłużeniu w przypadku ran pooperacyjnych, jeśli zabieg przebiegał ze wszczęciem implantu (2).

W pierwszej dekadzie XXI wieku Amerykańskie Towarzystwo Chorób Zakaźnych (Infectious Diseases Society of America, IDSA) stworzyło listę głównych patogenów szpitalnych, tzw. ESAKPE. Należą do niej m.in.: *Enterococcus faecium*, *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella pneumoniae*, *Escherichia coli*, *Acinetobacter baumannii*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Enterobacter* spp. (9). Choć to zagadnienie jest szczegółowo badane w medycynie ludzkiej, w weterynarii również stanowi istotny problem kliniczny. Do głównych patogenów wywołujących zakażenia szpitalne u zwierząt zalicza się: *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus intermedius*, *Clostridium difficile*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus pseudintermedius*, *Bacteroides* spp., przedstawicieli rodziny Enterobacteriaceae,

Candida spp. oraz niektóre wirusy – FeLV, FIV, CPiV, CDV (4, 27).

Lekarze weterynarii, chcąc ustrzec swych pacjentów przed objawami wywołanymi przez te drobnoustroje, powinni zwracać szczególną uwagę na zwierzęta starsze, z upośledzonym funkcjonowaniem układu immunologicznego, z problemami endokrynologicznymi i niewydolnością nerek, ponieważ są to czynniki predysponujące do rozwoju zakażeń szpitalnych (4). Najbardziej narażeni są pacjenci z otwartymi ranami lub wkłuciami dożylnymi. U osobników zdrowych ilość pałeczki ropy błękitnej w górnych drogach oddechowych, układzie moczowym czy na powierzchni skóry jest kontrolowana przez naturalną mikroflorę organizmu.

Wśród gatunków bakterii umieszczonych na liście ESKAPE istotne znaczenie ma *Pseudomonas aeruginosa*. Jak już wcześniej wspomniano, drobnoustroje należące do rodzaju *Pseudomonas* charakteryzują się szerokim wachlarzem mechanizmów chroniących je przed układem odpornościowym chorego, a także przed stosowaną terapią. Ze względu na liczne czynniki zjadliwości, nabyte i naturalne mechanizmy oporności, patogen ten jest jednym z najpoważniejszych zagrożeń, z jakimi mogą spotkać się specjaliści z zakresu medycyny ludzkiej i weterynarii (9).

Pierwsze doniesienia na temat zakażeń pałeczką ropy błękitnej u ludzi pochodzą z XIX wieku. Wszyscy badacze podobnie opisywali, iż opatrunki i bandaże chorych oraz rannych przyjmowały charakterystyczne, niebieskozielone zabarwienie. Francuski uczony Charles Sédillot zauważył w 1850 r., że owo zabarwienie może być przenoszone między pacjentami. Drobnoustrój został wyizolowany dopiero pod koniec XIX wieku przez Carla Gessarda i pierwotnie nazwany był *Bacillus pyocyaneus*, później nazwę zmieniono na obecnie obowiązującą (10). Pałeczkę ropy błękitnej można odróżnić od pozostałych bakterii tego rodzaju (np. *Pseudomonas fluorescens* czy *Pseudomonas putida*) po wzroście w temperaturze 37–42°C. Od połowy XX wieku *Pseudomonas aeruginosa* był jednym z najdokładniej badanych mikroorganizmów chorobotwórczych. Szczególnie niebezpieczna jest ewentualna obecność tej bakterii na powierzchni sprzętu diagnostycznego, sprzętu czyszczącego, instalacji sanitarnej czy aparaturze medycznej (10, 19).

Lekooporność *Pseudomonas aeruginosa*

Wskaźniki oporności *Pseudomonas aeruginosa* na środki przeciwbakteryjne i oporność wielolekowa należą do najwyższych w porównaniu z innymi mikroorganizmami. Pałeczki ropy błękitnej wykazują naturalną oporność na wiele antybiotyków. Bakterie są odporne na różnicowane strukturalnie terapeutyki, np.: penicyliny izoksazolinowe, benzylopenicyliny, cefalosporyny I i II generacji, chloramfenicol, tetracykliny, trimetoprim. Zjawisko naturalnej oporności *Pseudomonas aeruginosa* wynika z niskiej przepuszczalności błony zewnętrznej, ekspresji pomp *efflux* oraz obecności enzymów, które inaktywują leki (28). Jak wcześniej wspomniano, w chromosomie bakteryjnym zakodowanych jest kilka enzymów, które inaktywują antybiotyki. Z klinicznego punktu widzenia najistotniejsza jest

β-laktamaza klasy C – cefalosporynaza AmpC (28, 29). Ta substancja posiada szerokie spektrum substratowe, które obejmuje większość antybiotyków β-laktamowych, tj. prawie wszystkie cefalosporyny i penicyliny oraz monobaktamy. Tylko karbapenemy i cefalosporyny IV generacji nie są inaktywowane przez AmpC. *Pseudomonas aeruginosa* wykazuje naturalną oporność na ww. antybiotyki oraz ich połączenia z inhibitorami β-laktamaz (28). Wśród izolatów klinicznych częstym zjawiskiem jest derepresja AmpC. Polega ona na wytwarzaniu ponadnormatywnych ilości cefalosporynazy AmpC. Jest to spowodowane mutacjami w genach regulujących ekspresję tej β-laktamazy. W przypadku gdy zjawisku derepresji towarzyszy obniżona przepuszczalność błony zewnętrznej komórki bakteryjnej, oporność może dotyczyć również leków, które nie są substratami AmpC, co powoduje, że dany szczep jest odporny na wszystkie β-laktamy (30). Poza AmpC pałeczka ropy błękitnej charakteryzuje się również innymi, kodowanymi w chromosomie bakteryjnym enzymami, które hydrolizują β-laktamy. Są to PoxB oraz PIB-1, ale według badaczy nie pełnią one istotnej roli w antybiotykooporności (28, 30).

Naturalnym mechanizmem oporności bakterii jest zmienna przepuszczalność kanałów porynowych, za pomocą których leki dostają się do wnętrza komórki bakteryjnej. Mechanizm ten zależy od utraty, obniżenia ekspresji czy zmiany struktury poryny. *Pseudomonas aeruginosa* chroni się przed działaniem karbapenemów właśnie poprzez całkowitą utratę funkcjonalnych kanałów OprD lub przez redukcję ich liczby. Niestety tego rodzaju mechanizm oporności jest najczęściej rozpoznawany w przypadku wystąpienia oporności na karbapenemy.

Komórki bakteryjne wykształciły również mechanizm aktywnego usuwania substancji leczniczych poza komórki. Mowa o pompach typu *efflux*, które są swoiste substratowo i mogą wypompowywać jeden rodzaj antybiotyku lub wiązać substancje przeciwbakteryjne różnych rodzajów (8). W przypadku *Pseudomonas aeruginosa* przykładem może być pompa MexAB-OprM, która usuwa poza komórkę aztreonam, tetracyklinę, tobramycynę oraz gentamycynę (31).

Wymienione mechanizmy, którymi naturalnie dysponuje *Pseudomonas aeruginosa*, sprawiają, że stanowi on ogromne wyzwanie kliniczne. Jednak poza naturalnymi mechanizmami pałeczka ropy błękitnej, podobnie jak inne bakterie, nabywa oporność ze środowiska zewnętrznego. Odpowiedzialny za nabywanie nowych cech jest wspomniany wcześniej horyzontalny transfer genów (HGT), do którego dochodzi głównie za pomocą plazmidów. W wyniku HGT bakteria zdobywa enzymy inaktywujące głównie β-laktamy i aminoglikozydy. Procesy transpozycji, rekombinacji, czy też integracji plazmidów również leżą u podstaw poszerzenia lekooporności (28, 29).

Pierwszy enzym z grupy tzw. β-laktamaz o poszerzonym spektrum substratowym (extended-spectrum β-lactamases, ESBL) został zidentyfikowany w latach 80. XX wieku. Wykryto go u Enterobacteriaceae, ale *Pseudomonas aeruginosa* posiada w swym arsenale kilka typów nabytych ESBL. Najpowszechniej występującym i pierwszym zidentyfikowanym

u *Pseudomonas aeruginosa* jest PER-1, który opisano po raz pierwszy w 1993 r. Ponadto bakteria posiada inne substancje z tej grupy, tj.: VEB, GES/IBC, BEL oraz PME (28, 30). Najczęściej geny kodujące powyższe ESBL są zlokalizowane w integronach klasy I i transpozonach.

Inne enzymy odpowiedzialne za rozkład β -laktamów, a dokładnie oksymino- β -laktamów, to oksacylinazy o poszerzonym spektrum (ang. extended-spectrum oxacillinases, ES-OXA). Z klinicznego punktu widzenia istotną różnicą między ESBL a ES-OXA jest fakt, że aktywność tych ostatnich jest w niewielkim tylko stopniu hamowana przez kwas klawulaniczny (28). Trudność w leczeniu zakażeń wywołanych *Pseudomonas aeruginosa* wynika m.in. z tego, że ES-OXA są charakterystyczne niemal wyłącznie dla tego gatunku bakterii. Wyzwaniem jest diagnostyka, ponieważ zarówno ES-OXA, jak i ESBL mogą być maskowane poprzez cefalosporynazę AmpC, która produkowana jest w dużych ilościach (30).

Największą rolę w zjawisku antybiotykooporności nabywanej przez pałeczkę ropy błękitnej odgrywają metalo- β -laktamazy (ang. metallo- β -lactamases, MBL). Ewolucyjnie odbiegają od pozostałych β -laktamaz i jako jedyne spośród tych substancji wymagają kofaktora – Zn^{2+} . Charakteryzują się szerokim spektrum substratowym, które obejmuje wszystkie penicyliny, karbapenemy oraz cefalosporyny (29, 32). Jedyne aztreonam nie ulega hydrolizie przez MBL. Metallo- β -laktamazy są wysoce aktywne względem karbapenemów, co jest szczególnie niepokojące ze względu na zastosowanie wspomnianych leków jako substancji ostatniej szansy w leczeniu schorzeń wywołanych wielolekoopornymi szczepami Gram-ujemnych bakterii. Naukowcy przyjmują, że MBL należą do najczęściej nabywanych przez *Pseudomonas aeruginosa* β -laktamaz (29).

Poza β -laktamazami pałeczka ropy błękitnej bardzo często zyskuje ze środowiska zewnętrznego geny kodujące enzymy modyfikujące aminoglikozydy (ang. aminoglycoside-modifying enzymes, AME). Jest to grupa enzymów bardzo zróżnicowana pod względem budowy, ale także mechanizmów ich działania. Geny kodujące AME występują w postaci kaset integronowych i najczęściej są zlokalizowane w tych samych integronach, co geny β -laktamaz. To niewątpliwie dowodzi, że integrony są głównym źródłem nabytej wielolekooporności *Pseudomonas aeruginosa*.

Pseudomonas aeruginosa jako wyzwanie terapeutyczne

Długotrwała terapia antybiotykami ułatwia proliferację pałeczki ropy błękitnej, dlatego szczególnie istotne jest, aby lekarze stosowali tzw. terapię celowaną i wykorzystywali chemioterapeutyki działające na dany szczep bakterii. Przytoczone w artykule informacje dowodzą, że *Pseudomonas aeruginosa* jest ogromnym wyzwaniem terapeutycznym. Aby antybiotykoterapia okazała się skuteczna, lekarz powinien w sposób rozsądny dobrać leki (33). Lekarze weterynarii pracujący klinicznie, napotykający oporne w leczeniu drobnoustroje, najczęściej zgłaszają się do laboratoriów

diagnostycznych celem wyizolowania szczepu odpowiedzialnego za zakażenie danego pacjenta, a także zlecają wykonanie antybiogramu. Jest to postępowanie o tyle ważne, że pozwala określić, który z chemioterapeutyków w konkretnym przypadku cechuje się najlepszą skutecznością i jednocześnie zapobiega poszerzaniu zjawiska wielolekooporności. Proces leczenia *Pseudomonas aeruginosa* determinowany jest sporem naukowców między monoterapią a terapią skojarzoną. Skuteczność terapii skojarzonej została już wielokrotnie potwierdzona. W walce ze szczepami wielolekoopornymi najczęściej stosuje się połączenia fluorochinolonów z β -laktamami i amikacyną. Badania wskazują, że wobec wysoce opornych szczepów *Pseudomonas aeruginosa* skuteczna jest kombinacja lewofloksacyny i cyprofloksacyny podawanych w połączeniu z ceftazidimem lub cefepimem albo w połączeniu z piperacyliną z tazobaktamem i imipenemem (34).

Monoterapia antybiotykami wobec pałeczki ropy błękitnej obejmuje różne substancje. Lekiem z wyboru w zakażeniach wywołanych tym gatunkiem bakterii jest gentamycyna, a także spektynomycyna, która nie jest wykorzystywana w medycynie ludzkiej. Ponadto w terapii stosowane są cefalosporyny III generacji, takie jak cefoperazon, cefsulodyna czy ceftazidim oraz cefepim należący do IV generacji cefalosporyn. Wobec *Pseudomonas aeruginosa* skuteczne są również ticarcylina, karbenicylina oraz tobramycyna (2, 28, 35).

Ze względu na narastające zjawisko antybiotykkooporności wprowadzane są różnego rodzaju ograniczenia w stosowaniu leków, a naukowcy intensywnie pracują nad opracowaniem nowych, skutecznych metod leczenia zakażeń bakteryjnych. Świat nauki nie tylko szuka nowych antybiotyków, ale także alternatywnych terapii przeciwbakteryjnych. Bardzo obiecujące w leczeniu chorób wywołanych bakteriami jest wykorzystanie bakteriofagów. Są to wirusy wysoce swoiste wobec bakterii, dlatego wykorzystuje się je do terapii celowanych, obecnie na etapie badań eksperymentalnych. Niemniej, mogłyby być bardzo użyteczne w leczeniu chorób dermatologicznych, urologicznych czy okulistycznych (36, 37).

W przypadku *Pseudomonas aeruginosa*, który – jak wiadomo – bardzo często tworzy biofilm, skuteczną mogłaby się okazać terapia przeciwbiofilmowa. Przykładem substancji, która ma potwierdzone badaniami właściwości przeciwbiofilmowe, jest laktoferyna. Jest to białko występujące naturalnie w organizmach ludzi i zwierząt, stanowiące wrodzoną odporność nieswoistą. Laktoferyna ma zdolność do sekwestracji żelaza, co uniemożliwia wykorzystanie tego pierwiastka przez bakterie, a w konsekwencji zaburza ich wzrost i rozwój (38). Wiążąc się z białkami powierzchniowymi bakterii, laktoferyna doprowadza do zwiększenia przepuszczalności błony komórkowej, co ułatwia wnikanie substancji przeciwbakteryjnych do wnętrza komórek.

Ostatnią grupą substancji, które warto wymienić jako przyszłość terapii przeciwdrobnoustrojowej, są inhibitory *quorum-sensing* (QSI). Jak już wcześniej podkreślano, mechanizm QS jest niezwykle istotny w uwalnianiu czynników wirulencji (25). Autoinduktory *Pseudomonas aeruginosa* są głównie laktony

N-acylohomoseryny (AHL). Leki hamujące zjawisko QS zablokują tworzenie biofilmu bakteryjnego, powodując jednocześnie, że układ immunologiczny gospodarza będzie mógł samodzielnie zwalczać drobnoustroje (24). Nie jest to koncepcja rodem z filmów science fiction, ponieważ tego typu mechanizmy mają miejsce naturalnie w przyrodzie. Bardzo istotnym faktem jest to, że QSI nie przyczyniają się do powstania szczepów o podwyższonej zjadliwości (24).

Arsenał broni przeciwko bakterii jest ograniczony i stale ulega modyfikacji naturalnej, czy też wynikającej z działań mających na celu ograniczenie wielolekooporności. Przykładem systemowego działania jest rozporządzenie wykonawcze Komisji (UE) 2022/1255 z dnia 19 lipca 2022 r. określające środki przeciwdrobnoustrojowe lub grupy środków przeciwdrobnoustrojowych zarezerwowane do leczenia niektórych zakażeń u ludzi zgodnie z rozporządzeniem Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2019/6 (38). Efektem rozporządzenia jest opracowanie listy antybiotyków, które mogą być stosowane wyłącznie w medycynie ludzkiej, a jednocześnie są zakazane w weterynarii.

Podsumowanie

Pałeczka ropy błękitnej występująca naturalnie w wodzie, powietrzu, glebie, a także stanowiąca element naturalnej mikroflory ludzi i zwierząt jest niezwykle niebezpiecznym patogenem. Jest wyposażona w naturalne mechanizmy, które stanowią o jej oporności. Bakteria ze środowiska zewnętrznego nabywa to, co najlepsze i najbardziej niebezpieczne z punktu widzenia medycyny ludzkiej i weterynarii. Narastające zjawisko lekooporności zmusza badaczy do wyłożonych prac nad nowymi sposobami zwalczania bakterii, w tym także *Pseudomonas aeruginosa*. Lekarze weterynarii mierzą się z tym patogenem choćby w przypadku hospitalizacji małych zwierząt. Zebrane w przedstawionym artykule informacje jednoznacznie wskazują, że *Pseudomonas aeruginosa* stanowi szczególne wyzwanie dla lekarzy klinicyistów, a także dla prowadzących badania naukowców. Jedynie połączenie wysiłków, racjonalne stosowanie leków i świadomość nierównej walki z patogenami może uchronić społeczeństwo przed problemem, jakim są szczepy patogenów odporne na wszelkie dostępne substancje.

Piśmiennictwo

- Jun S., Wassenaar T.M., Nookaew I., Hauser L., Wanchai V., Land M., Timm C.M., Lu T., Schadt Ch.W., Doktycz M.J., Pelletier D.A., Ussery D.W.: Diversity of *Pseudomonas* Genomes, Including *Populus*-Associated Isolates, as Revealed by Comparative Genome Analysis. *Appl. Environ. Microbiol.* 2016, **82**, 375–383.
- Adaszek E., Górna M., Ziętek J., Kutrzuba J., Winiarczyk S.: Bakteryjne zakażenia szpitalne u psów i kotów. *Życie Wet.* 2009, **84**, 805–808.
- Antychowicz J., Pękala-Safińska A.: Stres i zależne od stresu bakteryjne choroby ryb. *Życie Wet.* 2015, **90**, 450–460.
- Couto G., Nelson R.: *Choroby wewnętrzne małych zwierząt*. Wyd. V, Edra Urban & Partner. 2016, t. 1–3.
- Sanchez S., McCrackin Stevenson M.A., Hudson C.R., Maier M., Buffington T., Dam Q., Maurer J.J.: Characterization of multidrug-resistant *Escherichia coli* isolates associated with nosocomial infections in dogs. *J. Clin. Microbiol.* 2002, **40**, 3586–3595.
- Czyżewska-Dors E., Dors A., Pomorska-Mól M.: Właściwości biofilmu bakteryjnego warunkujące oporność na antybiotyki oraz metody jego zwalczania. *Życie Wet.* 2018, **93**, 765–771.
- Sillankorva S., Neubauer P., Azeredo J.: *Pseudomonas fluorescens* biofilms subjected to phage phiBB-PF7A. *BMC Biotechnol.* 2008, **8**, art. 79.
- Vikram A., Bomberger J.M., Bibby K.J.: Efflux as a Glutaraldehyde Resistance Mechanism in *Pseudomonas fluorescens* Biofilms. *Antimicrob. Agents Chemother.* 2015, **59**, 3433–3440.
- Boucher H.W., Talbot G.H., Bradley J.S., Edwards J.E., Gilbert D., Rice L.B., Scheld M., Spellberg B., Bartlett J.: Bad bugs, no drugs: no ESKAPE! An update from the Infectious Diseases Society of America. *Clin. Infect. Dis.* 2009, **48**, 1–12.
- Araos R., D'Agata E.: *Pseudomonas aeruginosa* and other *Pseudomonas* species. *Principles and Practice of Infectious Diseases*. 2019, 2686–2699.
- Ben Haj Khalifa A., Moissenet D., Vu Thien H., Khedher M.: Virulence factors in *Pseudomonas aeruginosa*: mechanisms and modes of regulation. *Ann Biol Clin. (Paris)*. 2011, **69**, 393–403.
- Idigo A.J., Wells J.M., Brown M.L., Wiener H.W., Griffin R.L., Cutter G., Shrestha S., Lee R.A.: Clinical risk factors for admission with *Pseudomonas* and multidrug-resistant *Pseudomonas* community-acquired pneumonia. *Antimicrob. Resist. Infect. Control.* 2022, **11**, art. 95.
- Klockgether J., Cramer N., Wiehlmann L., Davenport C. F., Tummeler B.: *Pseudomonas aeruginosa* genomic structure and diversity. *Front. Microbiol.* 2011, **2**, 150.
- Nolan Ch., Behrends V.: Sub-Inhibitory Antibiotic Exposure and Virulence in *Pseudomonas aeruginosa*. *Antibiotic (Basel)*. 2021, **10**, 1393.
- Alhazmi A.: *Pseudomonas aeruginosa* – Pathogenesis and Pathogenic mechanisms. *Int. J. Biol.* 2015, **7**, 44–67.
- Gallique M., Decoin V., Barbey C., Rosay T., Feuilloley M.G.J., Orange N., Merieau A.: Contribution of the *Pseudomonas fluorescens* MFE01 Type VI Secretion System to Biofilm Formation. *PLoS One*. 2017, **12**.
- Kołyński J., Jankowski S.: Systemy międzykomórkowej sygnalizacji u bakterii. *Adv. Clin. Exp. Med.* 2005, **14**, 343–348.
- Garcia A.B., Percival S.L.: Zoonotic Infections: The Role of Biofilm. *Vet. Med.* 2011, **6**, 69–110.
- Moser C., Jensen P. O., Thomsen K., Kolpen M., Rybtkke M., Lauland A. S., Trøstrup H., Tolker-Nielsen T.: Immune Responses to *Pseudomonas aeruginosa* Biofilm Infections. *Front. Immunol.* 2021, **12**, 625597.
- Thi M.T.T., Wibowo D., Rehm B.H.A.: *Pseudomonas aeruginosa* Biofilms. *Int. J. Mol. Sci.* 2020, **21**, 8671.
- Vu B., Chen M., Crawford R.J., Ivanova E.P.: Bacterial extracellular polysaccharides involved in biofilm formation. *Molecules*. 2009, **14**, 2535–2554.
- Zhurina M.V., Gannesena A.V., Zdorovenko E.L., Plakunova V.K.: Composition and functions of the extracellular polymer matrix of bacterial biofilms. *Microbiology*. 2014, **83**, 713–722.
- Zhang Y., Hu Z.: Combined treatment of *Pseudomonas aeruginosa* biofilms with bacteriophages and chlorine. *Biotechnol. Bioeng.* 2013, **110**, 286–295.
- Brackman G., Coenye T.: Quorum sensing inhibitors as anti-biofilm agents. *Curr. Pharm. Des.* 2015, **21**, 5–11.
- Smith K.M., Bu Y., Suga H.: Induction and inhibition of *Pseudomonas aeruginosa* quorum sensing by synthetic autoinducer analogs. *Chem Biol.* 2003, **10**, 81–89.
- Moker N., Dean Ch.R., Tao J.: *Pseudomonas aeruginosa* increases formation of multidrug-tolerant persister cells in response to quorum-sensing signaling molecules. *J. Bacteriol.* 2010, **192**, 1946–1955.
- Greene C.E. (edit.): *Infectious Diseases of the Dog and Cat*, 3rd ed. Saunders Elsevier. 2006.
- Rzewuska M.: Antybiotykooporność Gram-ujemnych pałeczek wytwarzających beta-laktamazy. *Życie Wet.* 2009, **84**, 199–205.
- Holmes A.H., Moore L.S., Sundsfjord A., Steinbakk M., Regmi S., Karkey A., Guerin P.J., Piddock L.J.: Understanding the mechanisms and drivers of antimicrobial resistance. *Lancet*. 2016, **387**, 176–187.
- Berrazeg M., Jeannot K., Ntsogo Eguéné V.Y., Broutin I., Loeffert S., Fournier D., Plésiat P.: Mutations in β -Lactamase AmpC Increase Resistance of *Pseudomonas aeruginosa* isolates to Antipseudomonal Cephalosporins. *Antimicrob. Agents Chemother.* 2015, **59**, 6248–6255.
- Zhang L., Mah T.F.: Involvement of a novel efflux system in biofilm-specific resistance to antibiotics. *J. Bacteriol.* 2008, **190**, 4447–4452.
- Lee N.-Y., Ko W.-Ch., Hsueh P.-R.: Nanoparticles in the Treatment of Infections Caused by Multidrug-Resistant Organisms. *Front. Pharmacol.* 2019, **10**, 1153.
- Pejsak Z., Truszczyński M.: Racjonalne stosowanie chemioterapeutyków w terapii profilaktyce. *Życie Wet.* 2005, **80**, 642–645.
- Drago L., De Vecchi E., Nicola L., Colombo A., Guerra A., Gismondo M.R.: Activity of levofloxacin and ciprofloxacin in combination with cefepime, ceftazidime, imipenem, piperacillin-tazobactam and amikacin against different *Pseudomonas aeruginosa* phenotypes and *Acinetobacter* spp. *Chemother.* 2004, **50**, 202–210.
- Truszczyński M., Pejsak Z.: Antybiotyki zalecane w leczeniu chorób bakteryjnych zwierząt oraz zjawisko antybiotykooporności. *Życie Wet.* 2013, **88**, 101–104.
- Bagnicka E., Strzałkowska N., Józwiak A., Horbańczuk J. O., Krzyżewski J., Zwierzchowski L.: Peptydy przeciwdrobnoustrojowe w zwalczaniu patogenów opornych na powszechnie stosowane antybiotyki. *Med. Weter.* 2011, **67**, 512–526.
- Pyzik E., Radzki R.P., Urban-Chmiel R.: Experimental Phage Therapies in Companion Animals with a Historical Review. *Curr. Rev. Clin. Exp. Pharmacol.* 2021, **16**, 17–29.
- Urban-Chmiel R., Pyzik E., Dec M., Puchalski A., Marek A., Stepien-Pyśniak D., Nowacek A., Herman K.: Schyłek ery antybiotyków? Przykłady działań alternatywnych dla antybiotyków. *Życie Wet.* 2022, **97**, 445–450.
- Rozporządzenie wykonawcze Komisji (UE) 2022/1255 z dnia 19 lipca 2022 r. określające środki przeciwdrobnoustrojowe lub grupy środków przeciwdrobnoustrojowych zarezerwowane do leczenia niektórych zakażeń u ludzi zgodnie z rozporządzeniem Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2019/6.

Lek. wet. Alina Wiśniewska, e-mail: ala77264@gmail.com

4Vets Natural Gastro Intestinal – karma suszona dla psów z zaburzeniami trawienia

Przewód pokarmowy decyduje o ilości strawionych i wchłoniętych składników pokarmowych pochodzących z diety. Jego prawidłowe funkcjonowanie w decydujący sposób wpływa na stan odżywienia organizmu. Białka, tłuszcze, węglowodany, substancje mineralne i witaminy w przewodzie pokarmowym podlegają trawieniu, a ich stopień strawności jest zależny od ilości, aktywności enzymów trawiennych oraz obecności specyficznej dla każdego gatunku flory bakteryjnej. Wśród chorób przewodu pokarmowego psów najczęściej spotyka się biegunki, które albo są objawem toczącego się procesu chorobowego, albo wynikiem nietolerancji pokarmowej lub alergii na dany składnik diety. Niezależnie od patogenezы biegunek jednym z kluczowych elementów w ich leczeniu i zapobieganiu jest odpowiednio dobrana dieta.

W sytuacji pojawienia się objawów nietolerancji pokarmowej, zaburzeń trawienia, wymiotów, biegunki – zarówno z jelita cienkiego, jak i grubego – ważne jest wprowadzenie do zaleceń żywieniowych opartych o dietę lekkostrawną bez ograniczenia ilości białka i tłuszczu. Konsekwencjami jakichkolwiek zaburzeń w trawieniu i wchłanianiu składników odżywczych jest pogorszenie parametrów wzrostowych, brak łaknienia oraz zmiana profilu składników odżywczych we krwi, które prowadzą do niedożywienia organizmu. Ważne jest prawidłowe i szybkie diagnozowanie przyczyny nietolerancji pokarmowej, zaburzeń w trawieniu i funkcji trawiennej przewodu pokarmowego.

W przypadku nadwrażliwości na składniki pokarmowe (nietolerancji) zwierzę reaguje bez objawów immunologicznych na pewien specyficzny skład diety (obecność mikroorganizmów i ich toksyn, reakcja farmakologiczna na obecność substancji dodatkowych w karmie) lub niedobór enzymów (na przykład laktazy). Reakcją organizmu jest najczęściej biegunka i bardzo ważne staje się ustalenie przyczyny oraz miejsca jej powstania w przewodzie pokarmowym (jelito cienkie lub grube).

Biegunka z jelita cienkiego charakteryzuje się zwiększoną objętością kału, kał może być smolisty, a konsekwencją tej biegunki jest utrata masy ciała. Z kolei biegunka z jelita grubego jest mniej obfita, może pojawiać się śluz, a obecność krwi w kale powinna być traktowana jako oznaka toczącego się stanu zapalnego w jelicie grubym. Najczęstszymi przyczynami biegunki są substancje prowadzące do nietolerancji pokarmowych, np. substancje dodawane do karm: syntetyczne przeciwutleniające, konserwanty, czynniki pochłaniające wilgoć, barwniki czy emulgatory. Czynniki sprzyjającymi powstawaniu biegunek jest obecność w przewodzie pokarmowym pasożytów – robaków jelitowych, pierwotniaków, oraz choroby zakaźne – zarówno wirusowe, jak i bakteryjne.

Częstą dolegliwością upośledzającą efektywne trawienie są wymioty, a ich

przyczyną mogą być: substancje o działaniu wymiotnym (leki, toksyczne środki chemiczne), niedrożność przewodu pokarmowego (wywołana obecnością ciała obcego, zwężenia lub przerostu błony śluzowej odźwiernika, lub nowotworem), zapalenie żołądka i jelit, parwowiroza, obecność pasożytów oraz szereg innych, włączając przekarmienie, chorobę lokomocyjną czy zaburzenia behawioralne.

W każdym z powyższych przypadków diety powinny zawierać łatwostrawne białka, tłuszcze, węglowodany, witaminy i składniki mineralne dostosowane do potrzeb żywieniowych pacjenta. Uwzględniać należy poziom aktywności fizycznej psa, stan odżywienia i wiek. Dieta powinna być również dostosowana do zaistniałych schorzeń, włącznie z chorobami metabolicznymi, takimi jak cukrzyca, nadciśnienie tętnicze lub niewydolność nerek. Dieta powinna być tak ułożona, aby zapobiec niedoborom żywieniowym oraz zmniejszyć ryzyko występowania powikłań chorobowych.

Diety weterynaryjne 4Vets Natural zostały opracowane na podstawie nowoczesnych norm i zaleceń żywieniowych dotyczących postępowania dietetycznego i profilaktyki żywieniowej chorób przewodu pokarmowego. Dieta 4Vets Natural bazuje na surowcach pochodzenia zwierzęcego (wołowina i indyk) charakteryzujących się wysoką zawartością pełnowartościowego białka o wysokim współczynniku strawności oraz bardzo korzystnym składzie kwasów tłuszczowych. Dodatek surowców takich jak warzywa, owoce, nasiona szałwii hiszpańskiej stabilizują pracę przewodu pokarmowego. Dodatek glutaminy w bezpośredni sposób wpływa na aktywność metaboliczną enterocytów. Obecność mannooligosacharydów i fruktooligosacharydów stymuluje odpowiedź komórek układu odpornościowego zlokalizowanych w skupiskach tkanki limfoidalnej ściany przewodu pokarmowego, czyniąc go bardziej odpornym na czynniki środowiskowe. Drożdże stanowią cenne źródło łatwostrawnych składników

witaminowych i mineralnych, zwiększając ich pulę w karmie i poprawiając ich biodostępność w przewodzie pokarmowym psa.

Podstawowym czynnikiem, który powinien być spełniony w celu osiągnięcia zamierzonego efektu odżywczego, jest odpowiednia smakowość karmy. Diety weterynaryjne 4Vets Natural dzięki doborowi surowców oraz delikatnej metodzie produkcji zachowują wysoką smakowość, co powoduje, że ilość pobranej karmy jest odpowiednia dla osiągnięcia zamierzonego celu dietoterapeutycznego.



Dr Jacek Wilczak, ekspert Doliny Noteci, specjalista w zakresie żywienia, dietoprofilaktyki i dietoterapii chorób metabolicznych, adiunkt w Zakładzie Dietetyki Wydziału Medycyny Weterynaryjnej SGGW w Warszawie

Piesza trasa turystyczna po byłej Akademii Medycyny Weterynaryjnej we Lwowie

Zbigniew Wróblewski¹, Antoni Gamota², Alła Vyniarska²

z Warmińsko-Mazurskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej w Olsztynie¹ oraz Narodowego Uniwersytetu Medycyny Weterynaryjnej i Biotechnologii im. S.Z. Grzyckiego we Lwowie²



W ramach programu „Nowatorskie podejście do dziedzictwa historycznego: dziedzictwo naukowe medycyny weterynaryjnej polsko-ukraińskiego pogranicza” opracowaliśmy krótki przewodnik po rejonie Lwowa zajmowanym przed

wojną przez Akademię Medycyny Weterynaryjnej. Trasa zwiedzania zaczyna się od ulicy Piekarskiej, prowadzącej do jednego z głównych celów wycieczek turystycznych, jakim jest Cmentarz Łyczakowski.

Główny gmach Lwowskiego Narodowego Uniwersytetu Medycyny Weterynaryjnej i Biotechnologii im. S.Z. Grzyckiego



Budynek główny Lwowskiego Narodowego Uniwersytetu Medycyny Weterynaryjnej i Biotechnologii im S.Z.Grzyckiego, widok od ul. Piekarskiej

Idąc ulicą Piekarską w kierunku Cmentarza Łyczakowskiego, po prawej stronie widzimy okazały budynek z numerem 50, z wejściem frontowym z kolumnami. Gmach został zbudowany w latach 1954–1961 wg projektu prof. Iwana Żółtowskiego w stylu „stalinowskiego klasycyzmu” na terenach dawnego klasztoru sakramentek. Budynek jest główną częścią kompleksu zabudowań Narodowego Uniwersytetu Medycyny Weterynaryjnej i Biotechnologii im. S.Z. Grzyckiego. Gmach jest połączony łącznikiem z nowszym obiektem zbudowanym w latach 1980–1991 wzdłuż ulicy Piekarskiej, w którym mieści się rektorat.

Po wejściu do budynku znajdziemy się w obszernym holu, w którym umieszczono popiersie pierwszego dyrektora Cesarsko-Królewskiej Szkoły Weterynaryjnej we Lwowie Piotra Seifmana. Popiersie zostało uroczystie odsłonięte w 2012 r. z inicjatywy profesorów Antoniego Gamoty, Michała Padury i Michała Kozaka. Rzeźba powstała na podstawie przedwojennego zdjęcia popiersia, które zaginęło w nieznanych okolicznościach w czasie II wojny światowej.

W gmachu głównym usytuowane jest także małe muzeum uczelni. Znajduje się w nim kilka cennych eksponatów historycznych od początku jej założenia. W auli głównej z kolei znajduje się galeria portretów



Popiersie Piotra Seifmana

Współczesny pomnik przedstawiający lekarza leczącego konia



rektorów uczelni od czasu jej powstania do współczesności. Dostęp do tych obiektów wymaga wcześniejszego uzgodnienia z władzami uczelni.

W pozostałych pomieszczeniach znajdują się sale wykładowe, katedry, laboratoria i biblioteka główna. Po wyjściu z głównego gmachu mija się po lewej

Pałac Comello-Turkułów (Batyckich)

Obiekt wraz z ogrodem został zakupiony przez Akademię Medycyny Weterynaryjnej w 1937 r. Umieszczono w nim Katedrę Nauki o Środkach Spożywczych Pochodzenia Zwierzęcego, która funkcjonuje tu do dziś. Siedząc na ławeczce na terenie nieistniejącego już ogrodu pałacowego, można podziwiać jego architekturę i zapoznać się z jego historią. Obiekt wybudowano w 1840 lub 1844 r. w rzadkim dla Lwowa stylu weneckiego neogotyku. Został prawdopodobnie zaprojektowany przez Fryderyka Baumana. Często zmieniał właścicieli, był posiadłością rodzin Comello, Turkułów, Dzieduszyckich, Majerów i Poletyłów. Ostatnim właścicielem przed nabyciem nieruchomości przez Akademię Medycyny Weterynaryjnej był znany adwokat lwowski Eugeniusz Batycki. Prowadził tu swoją kancelarię prawniczą oraz mieszkał z rodziną. Miejsce stało się ważnym ośrodkiem kulturalnym we Lwowie. W pałacu i w ogrodzie odbywały się koncerty, gościli uznane sławy epoki międzywojennej: skrzypki Bronisława Huberman, śpiewaczka operowa i aktorka Ada Sari, pianiści Henryk Sztompka i Artur Rubinstein oraz wielu innych. Eugeniusz Batycki był ojcem najpiękniejszej Polki II Rzeczypospolitej, miss Polonii 1930 i wicemiss Europy Zofii Batyckiej, pięknej lwowianki, późniejszej modelki i aktorki filmowej. Studenci z sąsiedniej Akademii Medycyny Weterynaryjnej często obserwowali, co się dzieje w ogrodach

stronie niezbyt udany i będący przedmiotem żartów współczesny pomnik mający przedstawiać lekarza leczącego konia oraz budynek rektoratu, po prawej dochodzi się do pałacu Comello-Turkułów.

Tu zaczyna się właściwa trasa historyczna po terenie dawnej Akademii Medycyny Weterynaryjnej.



Pałac Comello-Turkułów (Batyckich)

pałacowych, chcąc zobaczyć swoją idolkę. Byli nawet tacy, którzy twierdzili, że widzieli, jak Jan Kiepusza śpiewał do stojącej na balkonie Zofii Batyckiej. Absolwenci Akademii Medycyny Weterynaryjnej budynek ten zawsze nazywali Pałacem Batyckich.

Mijając pałac z tyłu, udajemy się drogą pod górę, mijamy dom akademicki i widzimy położony nieco dalej na prawo budynek poklasztorny.

Dawny klasztor sakramentek

Po prawej stronie na dole, za domem akademickim, widoczny jest dawny budynek klasztoru sakramentek, obecnie dom akademicki, a w oddali dawny kościół pod wezwaniem Zaślubin Najświętszej Maryi Panny i św. Józefa, który jest położony przy obecnej ulicy Terszakowców 9 (do 1945 r. – Sakramentek).



Budynek dawnego klasztoru sakramentek, schody po lewej są częścią trasy zwiedzania



Kościół sakramentek pw. Zaślubin Najświętszej Maryi Panny i św. Józefa, obecnie kościół greckokatolicki pw. Świętej Trójcy



Za domem akademickim w lewo droga prowadząca do wybudowanego w 1939 r. Zakładu Położnictwa i Ortopedii



Budynki Zakładu Położnictwa i Ortopedii, obecnie w ruinie



Budynek ambulatorium Katedry Chorób Wewnętrznych

Klasztor założono w XVII wieku, budowę muranego kościoła rozpoczęto w 1743, a ostatecznie zakończono w 1904 r., kiedy zbudowano neobarokową wieżę. Bryła kościoła jest zachowana w pierwotnym stanie. W kościele od 1933 r. odbywały się październikowe msze święte na rozpoczęcie roku akademickiego Akademii Medycyny Weterynaryjnej, a kilka

tygodni później uroczyste immatrykulacje studentów pierwszego roku.

Kompleks klasztoru sakramentek sąsiadował z terenem uczelni od czasu jej powstania aż do 1946 r., kiedy kościół i klasztor zostały zamknięte, a siostry sakramentki wyjechały ze Lwowa. W 1946 r. klasztor, kościół i cały folwark klasztorny przejęło NKWD (Narodnyj Komissariat Wnutriennich Dieł – Ludowy Komissariat Spraw Wewnętrznych, centralny organ władz bezpieczeństwa), zarządzając tam prawdopodobnie obóz karny dla kobiet i nieletnich. Okres ten owiany jest tajemnicą.

W 1949 r. przekazano część dawnego terenu klasztornego Instytutowi Zooweterynaryjnemu. W budynkach klasztornych urządzone akademiki dla studentów, a w dawnej szkole dla dziewcząt – katedrę języków obcych. Wyposażenie kościoła zniszczone, wewnątrz przebudowano i urządzone w nim salę sportową, klub studencki i magazyn różnego sprzętu gospodarczego. Ocalały jedynie dwie kolumny przy wejściu z nawy głównej do prezbiterium i figury aniołów dłuta Piotra Wójtowicza. Ściany kościoła pokryto zieloną farbą. Sady, ogrody, park i stawy sióstr sakramentek przekazano uczelni.

W latach 50. XX wieku przez dawne ogrody klasztorne wytyczono ulicę, która razem z ulicą Gosiewskiego połączyła ulice Kochanowskiego i Piekarską. W obrębie dawnego sadu klasztornego postawiono budynek mieszkalny. Następne domy powstały po drugiej stronie nowej ulicy, na rogu z Piekarską. W latach 70. ub. wieku zasypano górny staw w ogrodach sakramentek. Zbudowano w tym miejscu halę sportową. Brzegi dolnego stawu zabetonowano, tworząc zbiornik wodny. W 1994 r. gmach kościoła przekazano ukraińskiemu Kościołowi greckokatolickiemu, poświęcono świątynię pod wezwaniem Świętej Trójcy. W 2015 r. obok kościoła zbudowano budynek mieszkalny.

Po pięknych terenach starych ogrodów uprawnych i sadów owocowych sakramentek i stawów, które były źródłem ich utrzymania pozostały jedynie niewielkie fragmenty ogrodu z tyłu klasztornych zabudowań obecnego akademika.

Mijając po lewej stronie dom akademicki, idąc asfaltową ścieżką w dół, zmierza się do budynków dawnej odlewni żeliwa Schumana, miejsca, w którym w 1881 r. powstała uczelnia weterynaryjna. Po lewej stronie za domem akademickim widoczna jest droga prowadząca do zbudowanego w 1939 r. planowanego do zasiedlenia w październiku nowoczesnego naówczas budynku Zakładu Położnictwa i Ortopedii oraz szpitala dla koni. Po wybuchu wojny budynek został zajęty przez wojska sowieckie, a później niemieckie i ponownie sowieckie. Nigdy nie został odzyskany przez uczelnię. Budynek zburzono w 2019 r. pod zabudowę deweloperską.

Po prawej stronie widoczna jest kotłownia, która stoi na miejscu doskonale wyposażonego zakładu rentgenologii, apteki weterynaryjnej i muzeum farmaceutycznego. Budynek bezmyślnie zburzono w czasach sowieckich (1982–1983). Niżej, po lewej stronie, znajdują się budynki Katedry Chorób Wewnętrznych oddane do użytku w 1926 r.

Budynek rektoratu Akademii Medycyny Weterynaryjnej



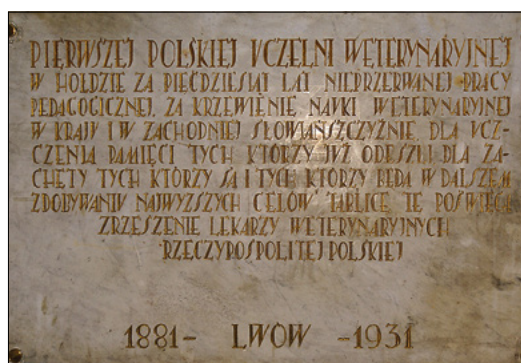
Po prawej budynek dawnego rektoratu, chodnik na skarpie prowadzi do Kliniki Małych Zwierząt



Budynek dawnego rektoratu, od tyłu



Budynek dawnego rektoratu, od frontu



Tablica wmurowana w portal rektoratu w 1931 r.

Schodząc niżej, po lewej stronie widzimy umieszczony na skarpie główny budynek rektoratu uczelni. Na parterze z tyłu budynku mieściła się Katedra Chorób Zakaźnych oraz wolnostojąca umieszczona w skarpi pod chodnikiem prowadzącym do wejścia do skrzydła budynku piwnica, w której składowano toksyczne odczynniki chemiczne w pierwszych latach istnienia uczelni. Schody prowadziły do lecznicy dla psów.

Od frontu budynku znajduje się główne wejście z portalem, na którym z okazji 50-lecia odsłonięto tablicę pamiątkową, która obecnie znajduje się w muzeum uczelni przy ulicy Piekarskiej. Na parterze gmachu mieściły się zakłady naukowe, pracownie, trzy sale wykładowe i biblioteka, a na piętrze

mieszkanie dyrektora uczelni, sala posiedzeń, kancelaria i mieszkania służbowe. W skrzydle budynku głównego umieszczono mieszkania dla asystentów oraz lecznicę dla psów. W budynku panowała ciasnota i zaduch, pracowano przy lampach naftowych. W takich warunkach funkcjonowano przez wiele lat. Kanalizację, wodociągi i oświetlenie gazowe na terenie całej uczelni wprowadzono w latach 1904–1908, a elektryfikacji dokonano dopiero w 1924 r. Obecnie śladów przeszłości można szukać w Katedrze Chirurgii, gdzie gromadzone były od 1881 r. zbiory preparatów kostnych, w tym koni tramwajowych. W pomieszczeniach katedry, w których mieścił się gabinet dyrektora, a później rektora uczelni, do dzisiaj zachowały się piece kaflowe z tamtych czasów.

Klinika Chirurgiczna

Po prawej stronie mija się stajnię, która pełniła rolę Kliniki Chirurgicznej i Kliniki Chorób Wewnętrznych, w których pracowano w prymitywnych warunkach, bez elektryczności, wodociągów, a nawet kanalizacji. Paradoxem historii jest to, że budynek przetrwał burzliwe dzieje historii uczelni i do dziś spełnia rolę kliniki chirurgicznej z salą operacyjną dla dużych zwierząt. Mijając po prawej klinikę chirurgiczną, dochodzi się do budynku, który był sukcesywnie rozbudowywany od czasów założenia uczelni.



Klinika Dużych Zwierząt

Katedra Anatomii Patologicznej



Pod górującym nad dachem kominem dawnego krematorium do palenia zwłok zwierząt znajduje się wejście do starej sali sekcyjnej Katedry Anatomii Patologicznej, z zachowanym stołem sekcyjnym i podnośnikiem do zwłok dużych zwierząt. Zgromadzono tu wiele historycznych pamiątek: książki i protokoły sekcyjne z różnych okresów, książkę c.k. Instytutu Wścieklizny, sprzęt do sporządzania preparatów anatomopatologicznych i mokre preparaty anatomopatologiczne.

Sala sekcyjna Zakładu Anatomii Patologicznej

Katedra Anatomii



Od frontu budynku po lewej stronie znajduje się wejście z owianymi legendą schodkami prowadzącymi do Katedry Anatomii. Zejście po tych stopniach z pozytywną oceną w indeksie od prof. Antoniego Banta było przed wojną traktowane jako krok milowy do zdobycia dyplomu lekarza weterynarii. Na parterze znajdują się mokre preparaty i prosektorium, a na piętrze dwie sale wykładowe, do których preparaty przewożono istniejącą do dziś windą.

W Katedrze Anatomii znajdują się zgromadzone od początku istnienia uczelni kompletne szkielety zwierząt, duża liczba preparatów kostnych i narządów z wypreparowanymi naczyniami, w tym eksponaty pokazane na Wystawie Krajowej w Poznaniu w 1929 r., na której lwowska uczelnia prezentowała dużą własną ekspozycję.

Wejście do Zakładu Anatomii Prawidłowej ze słynnymi schodkami



Budynek Zakładu Anatomii Prawidłowej

Budynki zakładów naukowych

Przecinając obecną drogę wjazdową na teren uczelni, dochodzi się do kompleksu trzech budynków – początkowo dzierżawionych na potrzeby rozwijającej się uczelni, a następnie zakupionych. W gmachach tych mieściły się zakłady naukowe i laboratoria, a obecnie zlokalizowane są katedry biochemii farmakologii i toksykologii, histologii, anatomii patologicznej i ortopedii.

Na parterze jednego z budynków widoczny jest sztyld powstałego w 1978 r. Muzeum Podków. Ekspozycja jest jednym z największych w Europie zbiorów podków, gromadzonych od początku istnienia uczelni. Obecna ekspozycja została utworzona w 2010 r.



Budynki zakładów naukowych



Wejście do Muzeum Podków

Dziedziniec Akademii Medycyny Weterynaryjnej

Mijając po prawej stronie budynki zakładów naukowych oraz przebudowywany obecnie na Klinikę Małych Zwierząt budynek dawnej kuźni, obeszliśmy dziedziniec dawnej uczelni. Skręciwszy w prawo, kierujemy się do nieistniejącej bramy wejściowej na teren uczelni. Aleja kasztanowa prowadziła od niej do budynku głównego uczelni od ulicy Rohren gasse, później Kochanowskiego, w czasach sowieckich Majakowskiego, obecnie Lewickiego.

Po prawej stronie, przed budynkiem dawnej kuźni przebudowywanym obecnie na Klinikę Małych Zwierząt, stoi pusty cokół figury Matki Boskiej przywieziony w czasach powojennych z nieznanego miejsca, prawdopodobnie został zabrany z ogrodu sakramentek. Na cokole tym w czasach kultu jednostki umieszczone było popiersie Stalina. Teren uczelni był ogrodzony od ulicy Kochanowskiego żelaznym wysokim parkanem, a od tyłu i z boku drewnianym płotem, później metalową siatką. Teren Akademii w przeszłości był eksterytorialny. Przy bramie znajdowała się portiernia, gdzie okazywało się dokument uprawniający do wejścia na teren uczelni. Nieopodal zlokalizowany był niewielki budynek mieszkalny dla pracowników technicznych. Na początku lat 70. ub. wieku teren przejęto pod budowę Komitetu Powiatowego Komunistycznej Partii Związku Radzieckiego we Lwowie, niszcząc infrastrukturę głównego wejścia oraz ogrodzenie uczelni.



Wejście główne do Domu Studentów Akademii Medycyny Weterynaryjnej

Dom Studentów Akademii Medycyny Weterynaryjnej

Opuszczając teren dawnej uczelni przy ulicy Lewickiego (dawniej Kochanowskiego), skręcamy w lewo, przechodzimy na drugą stronę ulicy i po paruset metrach skręcamy w prawo – w krótką ulicę Dnieprowską (dawniej Szevczenki), dochodzimy do ulicy Zielonej, przechodzimy na drugą stronę ulicy, mijając po prawej budynki lwowskich wodociągów. Warto wiedzieć, że do ich powstania walnie przyczynił się, jako radny miasta Lwowa, rektor Akademii Weterynaryjnej prof. Józef Szpilman, który prowadził badania bakteriologiczne wody w laboratorium lwowskiej uczelni weterynaryjnej. Trzymając się lewej strony ulicy Zielonej, dochodzi się za zakrętem do ulicy Olgi Besarab (dawniej Stelmacha), gdzie pod numerem 1 zlokalizowany jest dwuskrzydłowy gmach Domu Studentów Akademii Medycyny Weterynaryjnej, z głównym wejściem na rogu budynku. W skrzydle po lewej stronie, z oddzielnym wejściem, znajdowały się mieszkania dla kadry naukowej uczelni nazwane Domem Asystenta.

W 1925 r. powołano komitet budowy domu akademickiego, który w stanie surowym oddano w 1927 r. Prace wykończeniowe i zasiedlanie trwały do 1930 r. Dom wraz z wyposażeniem pokoiw studenckich powstał dzięki składkom lekarzy weterynarii z całej Polski. W 2- i 3-osobowych pokojach mieszkało 150 studentów. W budynku mieściły się: kuchnia z jadalnią, pralnię, suszarnie i łazienki. W budynku znalazły siedzibę organizacje studenckie. Na pierwszym piętrze znajdowała się reprezentacyjna aula, w której odbywały się ważniejsze uroczystości uczelniane, zjazdy, odczyty, spotkania towarzyskie i koncerty. Aula służyła również jako atelier do pamiątkowych grupowych zdjęć studentów, absolwentów i kadry naukowej. Fotografii większej liczby osób wykonywano na schodach przed głównym wejściem do domu akademickiego.

Na drugim i trzecim piętrze umieszczono w czterech pokojach i dwóch dużych salach Bibliotekę

Akademii Medycyny Weterynaryjnej, w której znajdował się księgozbiór uczelni. Urządzono tu także wypożyczalnię i czytelnię. Mimo upływu lat i historycznych zawirowań duża część przedwojennych zbiorów bibliotecznych zachowała się do dzisiaj i obecnie mieści się na drugim piętrze. W budynku miały też siedzibę organizacje studenckie – Polskie Towarzystwo Bratniej Pomocy Studentów Medycyny Weterynaryjnej, Lwowski Chór Medyków Weterynaryjnych oraz Małopolskie Towarzystwo Lekarzy Weterynaryjnych.

W okresie międzywojennym dom akademicki spełniał ważną rolę w integracji środowiska weterynaryjnego. Związane z nim jest tragiczne wydarzenie z czasów II wojny światowej. W mieszkaniu w Domu Asystenta w nocy z 3 na 4 lipca 1941 r. został aresztowany prof. Edward Hamerski. Hitlerowcy rozstrzelali go i grupę profesorów lwowskich uczelni na Wzgórzach Wuleckich.

Wiosną 2022 r. w ramach realizowanego programu miały się odbyć trzy pikniki weterynaryjne. Jeden na terenie lwowskiej uczelni, a dwa pozostałe w Polsce. Celem tych imprez miało być przedstawienie dorobku realizowanego projektu oraz popularyzacja wiedzy historycznej o dziedzictwie lwowskiej uczelni – od czasu jej powstania do zakończenia działalności. We Lwowie na wiosnę ubiegłego roku planowano wspólną ukraińsko-polską imprezę na terenie uniwersytetu weterynaryjnego. Jednym z punktów programu miało być zaprezentowanie pieszej trasy turystycznej po terenie dawnej Akademii Medycyny Weterynaryjnej, kończącej się pod domem akademickim poza jej terenem. Niestety, po wybuchu wojny Rosji z Ukrainą program z oczywistych powodów został zawieszony. We Lwowie ze względów bezpieczeństwa nie ma możliwości zorganizowania masowej imprezy. Imprezy organizowane przez Lubelską Izbę Lekarsko-Weterynaryjną oraz Podkarpacką Izbę Lekarsko-Weterynaryjną odbędą się w maju i w czerwcu bieżącego roku.

Autorzy artykułu mają nadzieję, że zawarte w nim informacje zachęcą do bardziej szczegółowego zapoznania się z bogatą historią pierwszej polskojęzycznej uczelni weterynaryjnej o pełnych prawach akademickich oraz do odwiedzenia Lwowa, gdy zwycięstwem Ukrainy zakończy się okrutna wojna.

Artykuł powstał w ramach Programu Współpracy Transgranicznej Polska – Białoruś – Ukraina 2014–2020 Europejskiego Instrumentu Sąsiedztwa realizowanego przez Lwowski Narodowy Uniwersytet Medycyny Weterynaryjnej i Biotechnologii im. Stefana Grzyckiego, Lubelską Izbę Lekarsko-Weterynaryjną oraz Podkarpacką Izbę Lekarsko-Weterynaryjną.

Zbigniew Wróblewski, e-mail: prezes@izbaolwet.pl



Dom Studentów Akademii Medycyny Weterynaryjnej, na końcu budynku wejście do Domu Asystenta



NexGard 11 mg

tabletki do rozgryzania i żucia dla psów 2-4 kg

NexGard 28 mg

tabletki do rozgryzania i żucia dla psów > 4-10 kg

NexGard 68 mg

tabletki do rozgryzania i żucia dla psów > 10-25 kg

NexGard 136 mg

tabletki do rozgryzania i żucia dla psów > 25-50 kg

POSTAĆ FARMACEUTYCZNA • Tabletki do rozgryzania i żucia. Tabletki marmurkowe, czerwono-brązowe, okrągłe (tabletki dla psów 2-4 kg) lub prostokątne (tabletki dla psów > 4-10 kg, tabletki dla psów > 10-25 kg i tabletki dla psów > 25-50 kg).

SKŁAD JAKOŚCIOWY I ILOŚCIOWY • Substancja czynna: każda tabletki do rozgryzania i żucia zawiera: NexGard Tabletki do rozgryzania i żucia dla psów 2-4 kg, 11,3 Afoksolaner (mg); NexGard Tabletki do rozgryzania i żucia dla psów > 4-10 kg, 28,3 Afoksolaner (mg); NexGard Tabletki do rozgryzania i żucia dla psów > 10-25 kg, 68,0 Afoksolaner (mg); NexGard Tabletki do rozgryzania i żucia dla psów > 25-50 kg, 136,0 Afoksolaner (mg).

WSKAZANIA LECZNICZE DLA POSZCZEGÓLNYCH DOCELOWYCH GATUNKÓW ZWIERZĄT • Leczenie inwazji pcheł (*Ctenocephalides felis* i *C. canis*) u psów przez okres co najmniej 5 tygodni. Produkt może być wykorzystywany w leczeniu alergicznego pchlego zapalenia skóry (APZS). Leczenie inwazji kleszczy u psów (*Dermacentor reticulatus*, *Ixodes ricinus*, *Ixodes hexagonus*, *Rhipicephalus sanguineus*, *Hyalomma marginatum*). Jednorazowe podanie eliminuje kleszcze przez okres do jednego miesiąca. Substancja czynna oddziałuje na pchły i kleszcze, które rozpoczęły pożywanie się na gospodarzu. Leczenie nużycy (powodowanej przez *Demodex canis*). Leczenie świerzbowca skórznego (powodowanego przez *Sarcoptes scabiei* var. *canis*). Leczenie inwazji roztoczy usznych (*Otodectes cynotis*).

PRZECIWSKAZANIA • Nie stosować w przypadku nadwrażliwości na substancję czynną lub na dowolną substancję pomocniczą.

DAWKOWANIE I DROGA PODAWANIA • Podanie doustne. Produkt leczniczy weterynaryjny należy podawać w dawce 2,7–7 mg/kg zgodnie z następującymi wytycznymi: masa ciała (kg) 2-4 – ilość tabletek: 1 (NexGard 11 mg); masa ciała (kg) >4-10 – ilość tabletek: 1 (NexGard 28 mg); masa ciała (kg) >10-25 – ilość tabletek: 1 (NexGard 68 mg); masa ciała (kg) >25-50 – ilość tabletek: 1 (NexGard 136 mg). Dla psów o masie ciała powyżej 50 kg należy użyć właściwego połączenia tabletek do rozgryzania i żucia o tej samej/różnej mocy. Tabletek nie powinno się dzielić. Sposób podania: Tabletki do rozgryzania i żucia dla większości psów są smakowite. Jeśli pies nie akceptuje tabletek samodzielnie, można je podać z jedzeniem. Schemat leczenia: **Leczenie inwazji pcheł i kleszczy**: W miesięcznych odstępach w okresach zagrożenia inwazją pcheł i/lub kleszczy, w oparciu o sytuację epidemiologiczną. **Leczenie nużycy** (powodowanej przez *Demodex canis*): Podawanie produktu raz w miesiącu, do czasu uzyskania dwóch negatywnych zeszkobin skóry w odstępie jednego miesiąca. Niektóre przypadki mogą wymagać przedłużonego czasu leczenia. Ze względu na wieloczynnikowy charakter nużycy, zaleca się leczenie choroby podstawowej, w przypadkach w których jest to możliwe. **Leczenie świerzbowca skórznego** (powodowanego przez *Sarcoptes scabiei* var. *canis*): Podawanie produktu raz w miesiącu przez dwa kolejne miesiące. Ponowne podanie w odstępie miesiąca może być zalecane na podstawie badania klinicznego i zeszkobin skóry. **Leczenie roztoczy usznych** (powodowanych przez *Otodectes cynotis*): Należy podać pojedynczą dawkę produktu leczniczego weterynaryjnego. Zaleca się przeprowadzenie ponownego badania w miesiąc po pierwszym leczeniu, ponieważ u niektórych zwierząt może być konieczne podanie drugiej dawki.

DZIAŁANIA NIEPOŻĄDANE (CZĘSTOTLIWOŚĆ I STOPIEŃ NASILENIA) • Bardzo rzadko mogą występować umiarkowane objawy ze strony układu pokarmowego (wymioty, biegunka), świąd, ospałość, brak apetytu oraz objawy neurologiczne (konwulsje, ataksja i drżenia mięśni). Objawy te są zwykle ograniczone i szybko przemijające.

SPECJALNE ŚRODKI OSTROŻNOŚCI DOTYCZĄCE STOSOWANIA U ZWIERZĄT • Ze względu na brak dostępnych danych, zastosowanie produktu u szczeniąt poniżej 8 tygodnia życia i/lub psów o masie ciała niższej niż 2 kg jest możliwe wyłącznie po ocenie stosunku korzyści do ryzyka dokonanej przez lekarza weterynarii.

SPECJALNE ŚRODKI OSTROŻNOŚCI DLA OSÓB PODAJĄCYCH PRODUKT LECZNICZE WETERYNARYJNE ZWIERZĘTOM • Aby uniknąć kontaktu

dzieci z produktem należy każdorazowo pobrać z blistra tylko jedną tabletkę, a następnie umieścić blister z pozostałymi tabletkami ponownie w pudełku tekturowym. Umyć ręce po zastosowaniu produktu.

STOSOWANIE W CIĄŻY LUB LAKTACJI • Może być stosowany u psów w okresie ciąży i laktacji oraz w okresie rozrodczym. Bezpieczeństwo produktu leczniczego weterynaryjnego u samców psów w okresie rozrodczym nie zostało określone. Badania laboratoryjne u szczurów i królików nie wykazały działania teratogenne, ani żadnego negatywnego wpływu na zdolność rozrodczą samców. U samców psów w okresie rozrodczym, do stosowania jedynie po dokonaniu przez lekarza weterynarii oceny bilansu korzyści/ryzyka wynikającego ze stosowania produktu.

INTERAKCJE Z INNYMI PRODUKTAMI LECZNICZYMI LUB INNE RODZAJE INTERAKCJI • Nieznane.

NAZWA I ADRES PODMIOTU ODPOWIEDZIALNEGO • Boehringer Ingelheim Vetmedica GmbH, 55216 Ingelheim/Rhein, Niemcy

ADRES PRZEDSTAWICIELA PODMIOTU ODPOWIEDZIALNEGO • Boehringer Ingelheim Sp. z o.o., ul. Józefa Piusa Dziekońskiego 3, 02-728 Warszawa, tel. 22 699 06 99

NUMER POZWOLENIA NA DOPUSZCZENIE DO OBROTU • EU/2/13/159/001-020

PRODUKT LECZNICZY WYDAWANY Z PRZEPISU LEKARZA – Rp

DATA AKTUALIZACJI SKRÓCONEJ INFORMACJI O LEKU • Styczeń 2023

ScanVet
POLAND

Buprecare Multidose 0,3 mg/ml

roztwór do wstrzykiwań dla psów i kotów

Buprenorfina

ZAWARTOŚĆ SUBSTANCJI CZYNNEJ (-CH) I INNYCH SUBSTANCJI • Każdy ml zawiera: **Substancja czynna**: Buprenorfina 0,3 mg (jako buprenorfiny chlorowodorku). **Substancja pomocnicza**: Chlorokrezol 1,35 mg. Klarowny, bezbarwny roztwór.

WSKAZANIA LECZNICZE • **PIES**: Analgezja pooperacyjna. Potęgowanie efektów uspokajających substancji o działaniu ośrodkowym.

KOT: Analgezja pooperacyjna.

PRZECIWSKAZANIA • Nie podawać dooponowo ani zewnątrzoponowo. Nie stosować przedoperacyjnie w przypadku cięcia cesarskiego.

Nie stosować w przypadku nadwrażliwości na substancję czynną lub na dowolną substancję pomocniczą.

DZIAŁANIA NIEPOŻĄDANE • U psów może wystąpić ślinotok, bradykardia, hipotermia, pobudzenie, odwodnienie i zwężenie źrenic; w rzadkich przypadkach nadciśnienie i tachykardia.

U kotów powszechnie występuje rozszerzenie źrenic i objawy euforii (nadmierne mrużenie, stapanie, ocieranie), które zazwyczaj ustępują w ciągu 24 godzin.

Buprenorfina może niekiedy wywoływać znaczącą depresję oddechową.

Sedacja występuje rzadko, kiedy produkt stosowany jest w celu uśmierzienia bólu, niemniej może do niej dojść, jeśli podawane dawki są wyższe od zalecanych.

Można również zgłosić działania niepożądane poprzez krajowy system raportowania (www.urpl.gov.pl)

DOCELOWE GATUNKI ZWIERZĄT • Psy i koty.

DAWKOWANIE DLA KAŻDEGO GATUNKU, DROGA I SPOSÓB PODANIA • Do podania domięśniowego lub dożylnego.

Przed podaniem należy dokładnie określić masę ciała zwierzęcia.

Gatunek	Analgezja pooperacyjna	Potęgowanie efektu Sedacyjnego
Pies	10–20 µg/kg (0,3–0,6 ml/10 kg). Jeśli zajdzie potrzeba dalszego uśmierzienia bólu, powtórzyc, stosując dawkę 10 µg/kg po upływie 3–4 godzin lub 20 µg/kg po 5–6 godzinach	10–20 µg/kg (0,3–0,6 ml/10 kg).
Kot	10–20 µg/kg (0,3–0,6 ml/10 kg); jeśli zajdzie taka konieczność powtórzyc jednorazowo po upływie 1–2 godzin.	-

Jakkolwiek efekty uspokajające występują w ciągu 15 minut od podania, działanie przeciwbólowe jest widoczne po około 30 minutach. Aby upewnić się, że efekt przeciwbólowy będzie obecny podczas zabiegu chirurgicznego i bezpośrednio po wybudzeniu, produkt należy podać przedoperacyjnie w ramach premedykacji.

Podając produkt w celu spotęgowania efektu uspokajającego lub w ramach premedykacji, należy zmniejszyć dawki innych substancji o działaniu osłabającym, takich jak acepromazyne lub medetomidyna. Redukcja ilości leku będzie zależeć od stopnia wymaganej sedacji, indywidualnego osobnika, typu innych substancji włączonych do premedykacji oraz sposobu indukcji i podtrzymywania znieczulenia.

Może także zaistnieć możliwość zmniejszenia ilości leków znieczulających stosowanych wziewnie.

Zwierzęta, którym podano opioidy o właściwościach uspokajających i przeciwbólowych mogą wykazywać odmienne reakcje. Z tego względu należy monitorować indywidualną odpowiedź danego zwierzęcia i stosownie skorygować kolejne dawki. W niektórych sytuacjach uzyskanie dodatkowego usmierzania bólu może być niemożliwe mimo powtórzenia dawki. W takich przypadkach należy rozważyć podanie odpowiedniego, niesteroidowego leku przeciwzapalnego (NLPZ) w iniekcji.

Do dokładnego dozowania wymaganej dawki leku konieczne jest stosowanie odpowiednio wyskalowanej strzykawki. Jest to szczególnie istotne, kiedy w iniekcji podaje się małe objętości leku.

Zamknięcie fiolki można nakłuwać maksymalnie 30 razy.

ZALECENIA DLA PRAWIDŁOWEGO PODANIA

OKRES KARENCJI • Nie dotyczy.

SPECJALNE ŚRODKI OSTROŻNOŚCI PODCZAS PRZECHOWYWANIA • Nie przechowywać w temperaturze powyżej 25°C.

Przechowywać fiolkę w pudełku tekturowym w celu ochrony przed światłem. Nie przechowywać w lodówce ani nie zamrażać.

Okres ważności po pierwszym otwarciu fiolki: 28 dni.

Nie używać tego produktu leczniczego weterynaryjnego po upływie terminu ważności podanego na etykiecie i pudełku.

Termin ważności oznacza ostatni dzień danego miesiąca.

Po otwarciu produktu po raz pierwszy należy, używając terminu ważności podanego na etykiecie określić datę, po upływie której pozostały w pojemniku produkt powinien zostać usunięty. Datę usunięcia należy wpisać w wyznaczonym miejscu.

SPECJALNE OSTRZEŻENIA • **Specjalne środki ostrożności dotyczące stosowania u zwierząt:** Stosowanie produktu w wymienionych poniżej okolicznościach powinno nastąpić jedynie po dokonaniu przez lekarza weterynarii oceny bilansu korzyści/ryzyka wynikającego ze stosowania produktu. Buprenorfina może niekiedy powodować znaczącą depresję oddechową. Podobnie jak w przypadku stosowania innych opioidów, należy zachować ostrożność podczas leczenia zwierząt z upośledzoną funkcją układu oddechowego lub zwierząt otrzymujących leki, które mogą powodować depresję oddechową.

U zwierząt z upośledzoną funkcją wątroby, szczególnie chorobą przewodów żółciowych, buprenorfina powinna być stosowana ostrożnie, ponieważ substancja ta jest metabolizowana przez wątrobę, co może u niektórych zwierząt wpłynąć na siłę i czas działania substancji.

W przypadku niewydolności nerek, serca lub wątroby oraz w przypadku wstrząsu ryzyko związane ze stosowaniem tego produktu może wzrosnąć. Bezpieczeństwo nie zostało w pełni ocenione u kotów ze schorzeniami o znaczeniu klinicznym.

Nie wykazano bezpieczeństwa stosowania buprenorfiny u zwierząt w wieku poniżej 7 tygodni.

Nie zaleca się powtórnego podania leku przed upływem odstępu czasu określonego w punkcie 8.

Badanie długoterminowego bezpieczeństwa buprenorfiny u kotów nie obejmowało okresu dłuższego niż 5 kolejnych dni stosowania.

W przypadku urazów głowy działanie opioidu zależy od rodzaju i ciężkości danego urazu oraz zastosowanego wspomagania oddechowego.

Specjalne środki ostrożności dla osób podających produkt leczniczy weterynaryjny zwierzętom: Należy za każdym razem dokładnie umyć ręce/powierzchnię, jeśli dojdzie do przypadkowego rozlania produktu.

Z uwagi na opioidopodobne działanie buprenorfiny, należy postępować ostrożnie w celu uniknięcia przypadkowej samoiniekcji.

W razie przypadkowej samoiniekcji lub połknięcia, należy niezwłocznie zwrócić się o pomoc lekarską oraz przedstawić lekarzowi ulotkę informacyjną lub opakowanie.

W przypadku dostania się produktu do oka lub kontaktu ze skórą miejsce ekspozycji dokładnie przemyć strumieniem zimnej, bieżącej wody. Jeżeli podrażnienie utrzymuje się, należy zwrócić się o pomoc lekarską.

CIĄŻA I LAKTACJA • Badania laboratoryjne u szczurów nie wykazały działania teratogennego. Niemniej, w trakcie tych badań odnotowano utraty zarodków w okresie po zagnieżdżeniu oraz wczesne obumarcia płodów. Obserwowane poimplantacyjne utraty zarodków i wczesne obumarcia okołoporodowe mogły jednak wynikać z osłabienia organizmu rodzica podczas ciąży, a w okresie poporodowym z powodu sedacji matki. Ponieważ na gatunkach docelowych nie przeprowadzono badań nad toksycznością reprodukcyjną,

produkt należy stosować jedynie po dokonaniu przez lekarza weterynarii oceny bilansu

korzyści/ryzyka wynikającego ze stosowania produktu.

Niniejszy produkt nie powinien być stosowany przedoperacyjnie w przypadkach cięcia cesarskiego z powodu ryzyka wystąpienia depresji oddechowej u potomstwa w okresie okołoporodowym, a pooperacyjnie powinien być używany wyłącznie z zachowaniem szczególnej ostrożności (patrz podpunkt dotyczący laktacji poniżej).

Badania u szczurów w okresie laktacji wykazały, że po domięśniowym podaniu buprenorfiny stężenie niezmięnionej buprenorfiny w mleku było równe lub wyższe niż w osoczu. Jest prawdopodobne, że buprenorfina będzie wydzielana do mleka innych gatunków: do stosowania jedynie po dokonaniu przez lekarza weterynarii oceny bilansu korzyści/ryzyka wynikającego ze stosowania produktu.

INTERAKCJE Z INNYMI PRODUKTAMI LECZNICZYMI I INNE RODZAJE INTERAKCJI • Buprenorfina może powodować sennieć, którą mogą nasilać inne substancje działające osłabająco, w tym trankwilizatory, środki uspokajające i nasenne. Dane ze stosowania u ludzi wskazują, że terapeutyczne dawki buprenorfiny nie obniżają skuteczności przeciwbólowej standardowych dawek agonisty opioidowego, a gdy buprenorfina zostanie zastosowana w normalnym zakresie terapeutycznym, standardowe dawki agonisty opioidowego mogą być podawane zanim przestanie ona działać, nie wpływając tym samym negatywnie na analgezyę. Nie zaleca się jednak stosowania buprenorfiny w połączeniu z morfiną lub innymi lekami przeciwbólowymi z grupy opioidów, np. etorfiną, fentanylem, petydyną, metadonem, papaweretum lub butorfanolem. Buprenorfina była stosowana z acepromazyną, alfaksalonem/alfadalonem, atropiną, deksmedetomidyną, halotanem, izofluranem, ketaminą, medetomidyną, propofolem, sewofluranem, tiopentalem i ksylazyną. W przypadku stosowania w połączeniu z lekami uspokajającymi może dojść do nasilenia działania depresyjnego na tętno i oddychanie.

PRZEDAWKOWANIE • W razie podania nadmiernej dawki produktu, powinno się wdrożyć leczenie wspomagające oraz, o ile będzie to wskazane, można zastosować nalokson lub leki pobudzające oddychanie.

U psów, podana w nadmiernej dawce buprenorfina może spowodować ospałość. Przy bardzo wysokich dawkach obserwuje się bradykardię i zwężenie źrenic.

W badaniach toksykologicznych z zastosowaniem chlorowodoru buprenorfiny podawanego doustnie przez rok w dawce 3,5 mg/kg/dzień i wyższej u psów obserwowano przerost dróg żółciowych. Przerost tego typu nie występował jednak w przypadku domięśniowej iniekcji dawek do 2,5 mg/kg/dzień podawanych codziennie przez 3 miesiące. Dawki takie znacznie przekraczają schematy dawkowania stosowane w praktyce klinicznej u psów.

Nalokson może mieć korzystny wpływ na odwracanie zmniejszonej częstości oddechów, a środki pobudzające oddychanie, takie jak doksapram, są również skuteczne u ludzi. Z uwagi na fakt, że w porównaniu z tymi lekami działanie buprenorfiny jest wydłużone, może zaistnieć potrzeba podawania ich wielokrotnie lub w ciągłym wlewie. Badania z udziałem ochotników wykazały, że antagoniści opioidów mogą niecałkowicie odwracać efekty działania buprenorfiny.

SPECJALNE ŚRODKI OSTROŻNOŚCI DOTYCZĄCE USUWANIA NIEZUŻYTEGO PRODUKTU LECZNICZEGO WETERYNARYJNEGO LUB POCHODZĄCYCH Z NIEGO ODPADÓW, JEŚLI MA TO ZASTOSOWANIE • Niewykorzystany produkt leczniczy weterynaryjny lub jego odpady należy usunąć w sposób zgodny z obowiązującymi przepisami.

DATA ZATWIERDZENIA LUB OSTATNIEJ ZMIANY TEKSTU ULOTKI • 03/09/2021

INNE INFORMACJE • Buprenorfina jest silnym, długo działającym lekiem przeciwbólowym, działającym na miejsca receptorowe opioidów w osłabionym układzie nerwowym (OUN).

Buprenorfina może potęgować efekty działania innych substancji działających osłabająco, ale w odróżnieniu od większości opioidów, podana w dawkach klinicznych ma jedynie ograniczony efekt uspokajający. Przeciwbólowe działanie buprenorfiny wynika z wysokiego powinowactwa do różnych typów receptorów opioidowych w OUN, zwłaszcza receptorów μ .

W dawkach klinicznych stosowanych w celu usmierzania bólu buprenorfina wiąże się z receptorami opioidowymi z tak wysokim stopniem powinowactwa i awidności, że jej odłączenie od miejsca wiązania receptora następuje powoli, co wykazano w badaniach in vitro. Ta właściwość buprenorfiny tłumaczyłaby jej dłuższy czas działania w porównaniu z morfiną. W sytuacjach, gdy silny agonista opioidowy jest już związany z receptorami opioidowymi, buprenorfina może działać jako antagonistista opioidowy na skutek swojego wysokiego powinowactwa do wiązania z receptorem opioidowym, wykazując ekwiwalentne do naloksonu działanie antagonistyczne wobec morfiny. W następstwie podania domięśniowego buprenorfiny jest szybko wchłaniana u różnych gatunków zwierząt i ludzi. Efekt w postaci usmierzania bólu pojawia się po około 30 minutach po iniekcji, przy czym maksymalne działanie obserwuje się zwykle w ciągu 1-1,5 godziny.

Połączone badania farmakokinetyczne i farmakodynamiczne u kotów wykazały wyraźne opóźnienie pomiędzy stężeniem w osoczu a działaniem przeciwbólowym. Stężenia buprenorfiny w osoczu nie powinny być stosowane do ustalania indywidualnych schematów dawkowania dla zwierząt, które powinny być określane przez monitorowanie odpowiedzi pacjenta na lek. Buprenorfina ma niewielki wpływ na motorykę przewodu pokarmowego. Wielkość opakowania: 1 fiolka zawierająca 10 ml roztworu do wstrzykiwań.

NUMER POZWOLENIA NA DOPUSZCZENIE DO OBROTU: 2956/20

KATEGORIA DOSTĘPNOŚCI I STOSOWANIA:

Wydawany z przepisu lekarza – Rp.

Do podawania wyłącznie przez lekarza weterynarii.

NAZWA I ADRES PODMIOTU ODPOWIEDZIALNEGO ORAZ WYTWÓRCY ODPOWIEDZIALNEGO ZA ZWOLNIENIE SERII, JEŚLI JEST INNY • Podmiot odpowiedzialny: Ecuphar NV, Legeweg 157-i, 8020 Oostkamp - Belgia

Wytwórca odpowiedzialny za zwolnienie serii: Produlab Pharma B.V., Follenweg 16, 4941 SJ Raamsdonksveer – Holandia

ScanVet
POLAND

Sedachem 20 mg/ml

roztwór do wstrzykiwań dla bydła, koni, psów, kotów

Ksylazyna

ZAWARTOŚĆ SUBSTANCJI CZYNNEJ (-CH) I INNYCH SUBSTANCJI • 1 ml zawiera:

Substancje czynne: Ksylazyna 20.00 mg (co odpowiada 23,32 mg ksylazyny chlorowodorku). **Substancje pomocnicze:** Metylu para-hydroksybenzoesan (E218) 1.5 mg

Klarowny, bezbarwny roztwór bez widocznych cząstek.

WSKAZANIA LECZNICZE • **Bydło:** Sedacja, zwiotczenie mięśni i analgezia przy drobnych zabiegach chirurgicznych. W połączeniu z innymi substancjami w celu wywołania efektu znieczulenia.

Konie: Sedacja, zwiotczenie mięśni. W połączeniu z innymi substancjami w celu wywołania analgezji i efektu znieczulenia.

Psy, koty: Sedacja. W połączeniu z innymi substancjami w celu wywołania zwiotczenia mięśni, analgezji oraz efektu znieczulenia.

PRZECIWSKAZANIA • **Bydło, konie, psy, koty:** Nie stosować w przypadkach nadwrażliwości na substancję czynną, lub na dowolną substancję pomocniczą.

Nie stosować u zwierząt z niedrożnością przewodu pokarmowego, ponieważ jest to produkt zwiotczający mięśnie, a jego właściwości mogą nasilać skutki niedrożności oraz ryzyko wystąpienia wymiotów.

Nie stosować w przypadku chorób płuc (zaburzenia oddychania) lub zaburzeń czynności serca (szczególnie w przypadku arytmii komorowej).

Nie stosować w przypadku upośledzenia pracy wątroby lub nerek.

Nie stosować u zwierząt z historią drgawek.

Nie stosować w przypadku hipotensji i wstrząsu.

Nie stosować u zwierząt chorych na cukrzycę.

Nie podawać jednocześnie z aminami sympatykomimetycznymi (np. epinefryna).

Nie podawać cielętom poniżej 1 tygodnia życia, źrebiętom poniżej 2 tygodnia życia oraz szczeniętom i kociętom poniżej 6 tygodnia życia.

Nie stosować pod koniec ciąży (ryzyko przedwczesnego porodu), z wyjątkiem porodu (patrz sekcja 4.7).

DZIAŁANIA NIEPOŻĄDANE • Ogólnie rzecz biorąc mogą pojawić się skutki uboczne typowe dla agonisty receptora alfa2-adrenergicznego takie jak bradykardia, odwracalna arytmia i hipotensja. Środek może wpływać na termoregulację, w wyniku czego temperatura ciała może spaść lub wzrosnąć w zależności od temperatury otoczenia. Szczególnie u kotów, może wystąpić depresja oddechowa i / lub zatrzymanie oddychania.

Koty i psy:

- Odwracalne miejscowe podrażnienie tkanek.
- Koty i psy często wymiotują w początkowej fazie sedacji wywołanej przez ksylazynę, szczególnie jeżeli zwierzęta zostały nakarmione bezpośrednio przed otrzymanie środka.
- Zwierzęta mogą obficie ślinić się po wstrzyknięciu ksylazyny.
- Inne działania niepożądane u psów i kotów obejmują: drżenie mięśni, bradykardię z blokiem przedsionkowo-komorowym, hipotensję, zmniejszenie częstości oddechów, poruszanie się w odpowiedzi na silne bodźce słuchowe, hiperglikemia i zwiększone oddawanie moczu u kotów.
- U kotów ksylazyna wywołuje skurcze macicy i może wywołać przedwczesny poród.

- U psów działania niepożądane są zwykle wyraźniejsze po podaniu podskórnym w porównaniu do domięśniowego, a jego efekty (efektywność) mogą być mniej przewidywalne.
- U podatnych ras psów o głębokiej klatce piersiowej (dog niemiecki, seter irlandzki) w rzadkich przypadkach zgłaszano pojawienie się wzdęcia.
- U zwierząt poddanych znieczuleniu, głównie w trakcie i po okresie rekonwalescencji i w bardzo rzadkich przypadkach, obserwowano zaburzenia pracy serca i oddychania (zatrzymanie akcji serca, duszności, spowolnienie oddechu, obrzęk płuc, hipotensję) oraz objawy neurologiczne (drgawki, skrajne wyczerpanie, zaburzenia żrenic, drżenie).

Bydło:

- Odwracalne miejscowe podrażnienie tkanek.
- U bydła ksylazyna może wywołać przedwczesny poród oraz ograniczać implantację komórki jajowej.
- Czasami bydło, które otrzymało wysokie dawki ksylazyny, ma luźny stolec 24 godziny od podania środka.
- Inne działania niepożądane obejmują chrapanie, obfite ślinienie się, atonię przezwacza, atonię języka, regurgitację, wzdęcia, świst nosowy, hipotermię, bradykardię, zwiększone oddawanie moczu i odwracalne wypadanie prącia.
- U bydła działania niepożądane są przeważnie wyraźniejsze po podaniu domięśniowym w porównaniu do podania dożylnego.

Konie:

- Odwracalne miejscowe podrażnienie tkanek.
- Konie często pocą się w miarę ustępowania działania środka uspokajającego
- Ostra bradykardia i zmniejszona częstość oddechów były szczególnie często notowane u koni.
- Po podaniu środka u koni zwykle występuje przejściowy wzrost po którym następuje spadek ciśnienia krwi.
- Zgłaszano częstsze oddawanie moczu.
- Możliwe jest wystąpienie drżenia mięśni i poruszanie się w odpowiedzi na ostre bodźce słuchowe lub fizyczne. Chociaż zdarza się to rzadko, w przypadku koni zgłaszano gwałtowną reakcję po podaniu ksylazyny.
- Możliwe jest wystąpienie ataksji i odwracalnego wypadania prącia.
- W bardzo rzadkich przypadkach ksylazyna może wywołać łagodną kolikę, ponieważ czasowo spowalnia perystaltykę jelit. Zapobiegawczo należy powstrzymać się od karmienia koni po podaniu środka uspokajającego aż do całkowitego ustąpienia jego efektów.

Częstość występowania działań niepożądanych przedstawia się zgodnie z poniższą regułą:

- bardzo często (więcej niż 1 na 10 leczonych zwierząt wykazujących działania(a) niepożądane)
- często (więcej niż 1, ale mniej niż 10 na 100 leczonych zwierząt)
- niezbyt często (więcej niż 1, ale mniej niż 10 na 1000 leczonych zwierząt)
- rzadko (więcej niż 1, ale mniej niż 10 na 10000 leczonych zwierząt)
- bardzo rzadko (mniej niż 1 na 10000 leczonych zwierząt, włączając pojedyncze raporty).

W razie zaobserwowania działań niepożądanych, również niewymienionych w ulocie informacyjnej, lub w przypadku podejrzenia braku działania produktu, poinformuj o tym lekarza weterynarii.

Można również zgłosić działania niepożądane poprzez krajowy system raportowania: www.urpl.gov.pl

DOCELOWE GATUNKI ZWIERZĄT • Bydło, konie, psy, koty.

DAWKOWANIE DLA KAŻDEGO GATUNKU, DROGA (-I) I SPOSÓB PODANIA • Podanie dożylnie, domięśniowe i podskórne.

Bydło: podanie dożylnie lub domięśniowe

Konie: podanie dożylnie

Psy: podanie dożylnie lub domięśniowe

Koty: podanie domięśniowe lub podskórne

Aby zapewnić prawidłowy dobór dawki, należy jak najdokładniej określić wagę zwierzęcia.

Należy podawać dożylnie powoli, szczególnie w przypadku koni.

Bydło (podanie dożylnie lub domięśniowe)

Podanie dożylnie:

Rozpoczęcie działania przyspiesza podanie dożylnie, podczas gdy czas działania jest zwykle skrócony. Jak w przypadku wszystkich substancji wpływających na funkcję ośrodkowego układu nerwowego zaleca się powolne wstrzykiwanie produktu dożylnie.

Bydło (dożylnie)

Poziom dawkowania	Ksylazyna mg/kg masy ciała	Produkt ml na 100 kg masy ciała	Produkt ml na 500 kg masy ciała
I	0.016–0.024	0.08–0.12	0.4–0.6
II	0.034–0.05	0.18–0.25	0.85–1.25
III	0.066–0.10	0.33–0.5	1.65–2.5

Bydło (domięśniowo)

Poziom dawkowania	Ksylazyna mg/kg masy ciała	Produkt ml na 100 kg masy ciała	Produkt ml na 500 kg masy ciała
I	0.05	0.25	1.25
II	0.1	0.5	2.5
III	0.2	1.0	5.0
IV	0.3	1.5	7.5

W razie konieczności efekt działania produktu można pogłębić lub przedłużyć za pomocą ponownego podania.

Aby wzmocnić efekt, dodatkową dawkę można podać 20 minut po pierwszym wstrzyknięciu; aby przedłużyć efekt do 30–40 minut po pierwszym podaniu. Całkowita podana dawka nie powinna przekroczyć IV poziomu dawkowania.

Poziom dawkowania I: Sedacja z niewielkim zmniejszeniem napięcia mięśni. Bydło jest nadal w stanie pozostać w pozycji stojącej.

Poziom dawkowania II: Sedacja z wyraźnym zmniejszeniem napięcia mięśniowego i lekką analgezą. Bydło zwykle jest w stanie pozostać w pozycji stojącej, ale może również przyjąć pozycję leżącą.

Poziom dawkowania III: Głęboka sedacja, dalsze zmniejszenie napięcia mięśniowego, częściowa analgeza. Bydło przyjmuje pozycję leżącą.

Poziom dawkowania IV: Bardzo głęboka sedacja z wyraźnym zmniejszeniem napięcia mięśniowego, częściową analgezą. Bydło przyjmuje pozycję leżącą.

Konie (podanie dożylnie)

0,6–1,0 mg/kg masy ciała, co odpowiada 3–5 ml produktu na 100 kg masy ciała, **dożylnie**.

W zależności od dawkowania można osiągnąć od lekkiej do głębokiej sedacji z indywidualnie zróżnicowaną analgezą i znacznym zmniejszeniem napięcia mięśni. Konie zwykle nie przyjmują pozycji leżącej.

Psy (podanie dożylnie lub domięśniowo)

Sedacja:

1 mg ksylazyny/kg masy ciała, dożylnie (co odpowiada 0,5 ml produktu na 10 kg masy ciała).

1 do 3 mg ksylazyny/kg masy ciała, domięśniowo (co odpowiada 0,5 do 1,5 ml produktu na 10 kg masy ciała).

Stosowanie produktu bardzo często wywołuje u psów wymioty. Jeżeli ten efekt jest niepożądany, można go uniknąć, pozostawiając zwierzę na czczo.

Koty (podanie domięśniowo lub podskórnie)

Sedacja:

2 mg ksylazyny/kg masy ciała, domięśniowo (co odpowiada 0,1 ml produktu na kg masy ciała).

2 do 4 mg ksylazyny/kg masy ciała, podskórnie (co odpowiada 0,1 do 0,2 ml produktu na kg masy ciała).

Stosowanie produktu bardzo często wywołuje u kotów wymioty. Jeżeli ten efekt jest niepożądany, można go uniknąć, pozostawiając zwierzę na czczo.

Korek z gumy bromobutylowej może być nakłuwany do 15 razy.

OKRES(-Y) KARENJI • Bydło, konie: Tkanki jadalne: jeden dzień

Bydło, konie: Mleko: zero godzin.

SPECJALNE ŚRODKI OSTROŻNOŚCI PODCZAS PRZECHOWYWANIA • Przechowywać w miejscu niewidocznym i niedostępnym dla dzieci.

Brak specjalnych środków ostrożności dotyczących przechowywania.

Nie używać tego produktu leczniczego weterynaryjnego po upływie terminu ważności podanego na etykiecie. Termin ważności oznacza ostatni dzień danego miesiąca.

Po otwarciu opakowania bezpośredniego przechowywać w temperaturze poniżej 25°C.

Okres ważności po pierwszym otwarciu opakowania bezpośredniego: 28 dni.

SPECJALNE OSTRZEŻENIA • Specjalne ostrzeżenia dla każdego z docelowych gatunków zwierząt:

Konie:

– Ksylazyna hamuje prawidłową perystaltykę jelit. Dlatego powinna być stosowana u koni wyłącznie w stanach kolkowych, nie reagujących na podane leki przeciwbólowe. Należy unikać stosowania ksylazyny u koni z nieprawidłowym funkcjonowaniem jelita ślepego.

- Po leczeniu ksylazyną konie wykazują niechęć do poruszania się, dlatego w miarę możliwości lek ten należy podawać w docelowym miejscu prowadzenia leczenia / badania.
- Należy zachować ostrożność przy podawaniu produktu koniom podatnym na ochwat.
- U koni z chorobami lub nieprawidłowym funkcjonowaniem układu oddechowego mogą wystąpić zagrażające ich życiu duszności.
- Należy stosować najniższą możliwą zalecaną dawkę.
- Połączenie z innymi anestetykami i preanestetykami powinno zostać poddane ocenie potencjalnych korzyści względem ryzyka. Ocena powinna uwzględniać skład produktów, ich dawkę i rodzaj zabiegu chirurgicznego. Zalecane dawki zwykle różnią się w zależności od pozostałych zastosowanych anestetyków.

Psy, koty:

- Ksylazyna hamuje normalną perystaltykę jelit. Może to powodować, że stosowanie ksylazyny jako środka znieczulającego będzie niewskazane w przypadku wykonywania zdjęć rentgenowskich górnych odcinków przewodu pokarmowego, ponieważ sprzyja ona wypełnieniu żołądka gazem, co utrudnia interpretację zdjęć.
- U psów ras brachycefalicznych z chorobami lub nieprawidłową czynnością układu oddechowego mogą wystąpić zagrażające ich życiu duszności.
- Połączenie z innymi środkami podawanymi przed znieczuleniem i środkami znieczulającymi powinno być przedmiotem oceny korzyści/ryzyka. Ocena powinna brać pod uwagę skład tych produktów, ich dawkę i rodzaj zabiegu chirurgicznego. Zalecane dawki zwykle różnią się w zależności od wybranych środków znieczulających.

Bydło:

- Przezuwacze są bardzo podatne na działanie ksylazyny. Zwykle bydło pozostaje w pozycji stojącej przy niższych dawkach, ale niektóre osobniki mogą przyjąć pozycję leżącą. Przy najwyższych zalecanych dawkach większość zwierząt przyjmie pozycję leżącą, a niektóre osobniki mogą opaść do pozycji leżenia na boku.
- Po wstrzyknięciu ksylazyny funkcja motoryczna czepca i żwacza ulega osłabieniu. Może to prowadzić do wystąpienia wzdęć. Wskazane jest niepodawanie pokarmu i wody dorosłemu bydłu na kilka godzin przed podaniem ksylazyny. Pozostawienie cieląt na czczo może okazać się wskazane, ale powinno być przeprowadzone jedynie na podstawie oceny potencjalnych korzyści względem ryzyka wykonanej przez odpowiedzialnego lekarza weterynarii.
- Bydło zachowuje zdolność odbijania, odkaśływania i połykania, ale jest ona ograniczona w okresie sedacji, dlatego bydło należy uważnie obserwować w okresie rekonwalescencji: zwierzęta powinny pozostawać w pozycji leżącej na mostku.
- U bydła domięśniowe podanie dawek powyżej 0,5 mg/kg masy ciała może zagrażać życiu (niewydolność oddechowa i krążeniowa). Dlatego konieczne jest bardzo precyzyjne dawkowanie.
- Połączenie z innymi środkami podawanymi przed znieczuleniem i znieczulającymi powinno zostać poddane ocenie potencjalnych korzyści względem ryzyka. Ocena powinna brać pod uwagę skład tych produktów, ich dawkę i rodzaj zabiegu chirurgicznego. Zalecane dawki zwykle różnią się w zależności od wybranych środków znieczulających.

Specjalne środki ostrożności dotyczące stosowania u zwierząt:

- Należy zadbać o to, aby zwierzęta pozostawały spokojne, ponieważ mogą reagować na bodźce zewnętrzne.
- Unikać podawania dotętniczego.
- Czasami u bydła pozostającego w pozycji leżącej może pojawić się wzdęcie, którego można uniknąć, utrzymując zwierzę w pozycji leżenia na brzuchu.
- W celu uniknięcia aspiracji śliny lub jedzenia należy obniżyć głowę i szyję zwierzęcia. Przed zastosowaniem produktu zwierzę powinno pozostawać na czczo.
- Zwierzęta starsze i osłabione są bardziej wrażliwe na ksylazynę, z kolei osobniki nerwowe lub bardzo pobudliwe mogą wymagać podania stosunkowo wysokich dawek.
- W przypadku odwodnienia ksylazynę należy stosować ostrożnie.
- U psów i kotów zwykle w ciągu 3–5 minut od podania ksylazyny obserwuje się wymioty. Zaleca się, aby psy i koty pozostawały na czczo przez 12 godzin przed zabiegiem chirurgicznym; mogą mieć nieograniczony dostęp do wody do picia.
- Premedykacja atropiną u kotów i psów może zredukować efekt wzmożonego wydzielania śliny i bradykardii.
- Nie przekraczać zalecanych dawek.
- Po podaniu dawki zwierzęta powinny mieć możliwość spokojnego odpoczynku do osiągnięcia pełnych efektów działania środka.
- W temperaturze otoczenia powyżej 25°C zaleca się schładzanie zwierząt, a w niskich temperaturach zaleca się ochronę przed wyziębieniem.

- W przypadku bolesnych zabiegów ksylazynę należy zawsze stosować w połączeniu ze znieczuleniem miejscowym lub ogólnym.
- Ksylazyna wywołuje określony stopień ataksji; dlatego w przypadku zabiegów w dystalnych okolicach ciała i kastracji koni w pozycji stojącej ksylazynę należy stosować ostrożnie.
- Leczone zwierzęta należy monitorować do czasu całkowitego ustąpienia efektów podanego leku (np. monitorowanie pracy serca i układu oddechowego, również w fazie pooperacyjnej); powinny być one również odseparowane, aby uniknąć dręczenia przez inne zwierzęta.
- W przypadku stosowania u młodych zwierząt należy sprawdzić ograniczenia wiekowe opisane w sekcji 4.3. W przypadku chęci zastosowania produktu u młodych zwierząt w wieku poniżej ograniczeń wiekowych lekarz weterynarii powinien przeprowadzić ocenę potencjalnych korzyści względem ryzyka.

Specjalne środki ostrożności dla osób podających produkt leczniczy weterynaryjny zwierzętom:

Osoby nadwrażliwe na substancję czynną, parabeny lub którąkolwiek substancję pomocniczą powinny unikać kontaktu z produktem.

Ten produkt to środek do działania uspokajającym. Należy postępować ostrożnie, aby uniknąć przypadkowe samoiniekcji.

Po przypadkowym połknięciu lub samoiniekcji należy niezwłocznie zwrócić się o pomoc lekarską oraz przedstawić lekarzowi ulotkę informacyjną; **NIE PROWADZIĆ SAMOCHODU** ze względu na możliwe wystąpienie sedacji i zmiany ciśnienia krwi.

Unikać kontaktu ze skórą, oczami i błonami śluzowymi.

Skórę, która miała kontakt z produktem, należy niezwłocznie przemyć dużą ilością świeżej wody. W przypadku pojawienia się objawów skontaktować się z lekarzem.

Zdjąć zanieczyszczoną odzież, która ma bezpośredni kontakt ze skórą.

W przypadku dostania się produktu do oczu należy przepłukać je dużą ilością świeżej wody. W przypadku pojawienia się objawów skontaktować się z lekarzem.

Kobiety w ciąży pracujące z produktem muszą zachować szczególną ostrożność, aby uniknąć samoiniekcji, ponieważ przypadkowa ekspozycja ogólnoustrojowa może wywołać skurcze macicy i obniżenie ciśnienia krwi płodu.

Dla lekarza

Ksylazyna to agonista receptora alfa2-adrenergicznego. Objawy po przyjęciu produktu mogą obejmować skutki kliniczne, w tym efekt uspokajający zależny od dawki, depresję oddechową, bradykardię, hipotensję, suchość w ustach i hiperglikemię. Zgłaszano również arytmie komorowe. Objawy oddechowe i hemodynamiczne należy leczyć objawowo.

CIĄŻA • Chociaż badania laboratoryjne na szczurach nie wykazały działania teratogennego ani toksycznego wpływu na płód, stosowanie produktu w trakcie pierwszych dwóch trymestrów ciąży powinno podlegać ocenie potencjalnych korzyści względem ryzyka przez odpowiedzialnego lekarza weterynarii.

Nie stosować późniejszym okresie ciąży (szczególnie u bydła i kotów), za wyjątkiem porodu, ponieważ ksylazyna wywołuje skurcze macicy i może wywołać przedwczesny poród.

Nie stosować u bydła otrzymującego wszczepienie komórki jajowej, ponieważ zwiększone napięcie macicy zmniejszają szansę na implantację.

INTERAKCJE Z INNYMI PRODUKTAMI LECZNICZYMI I INNE RODZAJE INTERAKCJI • Inne czynniki wywołujące depresję ośrodkowego układu nerwowego (barbiturany, narkotyki, środki znieczulające, środki uspokajające itp.) mogą powodować addytywną depresję ośrodkowego układu nerwowego w przypadku stosowania w połączeniu z ksylazyną. Dawki tych środków muszą zostać zredukowane. Ksylazyna powinna być stosowana ostrożnie w połączeniu z neuroleptykami lub środkami uspokajającymi. Ksylazyna nie powinna być stosowana w połączeniu z lekami sympatykomimetycznymi takimi jak epinefryna, ponieważ może to wywołać arytmie komorową. Zaobserwowano, że jednoczesne dożylnie stosowanie sulfonamidów potencjonowanych z agonistami alfa-2 powoduje arytmie serca, która może doprowadzić do śmierci. Chociaż takiego efektu nie stwierdzono dla tego produktu, zaleca się niepodawanie produktów zawierających trimetoprim / sulfonamidy u koni, którym jako środek uspokajający podano ksylazynę.

PRZEDAWKOWANIE (OBJAWY, SPOSÓB POSTĘPOWANIA PRZY UDZIALENIU NATYCHMIASTOWEJ POMOCY, ODRUTKI) • W razie przypadkowego przedawkowania może wystąpić arytmia serca, hipotensja i głęboka depresja ośrodkowego układu nerwowego i oddechowa. Notowano również występowanie drgawek po przedawkowaniu. Ksylazynę można zantagonizować za pomocą antagonistów receptorów α_2 -adrenergicznych.

Do leczenia depresyjnego działania ksylazyny na układ oddechowy można zalecić mechaniczne wspomaganie oddychania z lub bez środków stymulujących pracę układu oddechowego (np. doksapram).

GLÓWNE NIEZGODNOŚCI FARMACEUTYCZNE • Ponieważ nie wykonano badań dotyczących zgodności, tego produktu leczniczego weterynaryjnego nie wolno mieszać z innymi produktami leczniczymi weterynaryjnymi.

SPECJALNE ŚRODKI OSTROŻNOŚCI DOTYCZĄCE USUWANIA NIEUŻYTEGO PRODUKTU LECZNICZEGO WETERYNARYJNEGO LUB POCHODZĄCYCH Z NIEGO ODPADÓW, JEŚLI MA TO ZASTOSOWANIE • Nieużyte produkty lecznicze lub odpady pochodzące z produktów leczniczych nie powinny być usuwane do ścieków ani wyrzucane do śmieci. Powinny zostać przekazane w ramach odpowiedniego systemu zbiórki i utylizacji nieużytych lub przeterminowanych leków.

DATA ZATWIERDZENIA LUB OSTATNIEJ ZMIANY TEKSTU ULOTKI • Kwiecień 2021

INNE INFORMACJE • Wielkość opakowania:

1 x 50 ml

5 x 50 ml

W celu uzyskania informacji na temat niniejszego produktu leczniczego weterynaryjnego, należy kontaktować się z lokalnym przedstawicielem podmiotu odpowiedzialnego.

Polska

ScanVet Poland Sp. z o.o.

Skiereszewo, ul. Kiszowska 9

62-200 Gniezno

Pozwolenie nr 3066/21

NAZWA I ADRES PODMIOTU ODPOWIEDZIALNEGO ORAZ WYTWÓRCY ODPOWIEDZIALNEGO ZA ZWOLNIENIE SERII, JEŚLI JEST INNY • **Podmiot odpowiedzialny i wytwórca odpowiedzialny za zwolnienie serii:** Interchemie Werken De Adelaar Eesti AS, Vanapere tee 14, Püüsi Viimsi rural municipality Harju county 74013 Estonia



Fiprex DUO M 134 mg + 120,6 mg roztwór do nakrapiania dla psów

SKŁAD JAKOŚCIOWY I ILOŚCIOWY • Każda 1,34 ml pipetka zawiera: substancje czynne: Fipronil 134,00 mg, (S)-Metopren 120,60 mg; substancje pomocnicze: Butylohydroksyanizol (E320), Butylohydroksytoluen (E321), Etanol 96%, Polisorbat 80, Powidon K 17, Glikolu dietylowego monoetylowy eter.

POSTAĆ FARMACEUTYCZNA • Roztwór do nakrapiania. Klarowny zielonkawy-żółty roztwór.

WSKAZANIA • Produkt jest przeznaczony dla psów o masie od 10 do 20 kg: Do zwalczania inwazji wyłącznie pcheł lub w inwazjach mieszanych z kleszczami i (lub) wszołami. Leczenie inwazji pcheł (*Ctenocephalides* spp.). Działanie owadobójcze przeciwko nowym inwazjom dorosłych pcheł utrzymuje się przez 8 tygodni. Produkt zapobiega rozmnażaniu się pcheł przez hamowanie rozwoju ich jaj (działanie jajobójcze) oraz larw i poczwarek (działanie larwobójcze) pochodzących z jaj złożonych przez dorosłe pchły. Działanie to utrzymuje się przez okres 8 tygodni po zabiegu. Leczenie inwazji kleszczy (*Ixodes ricinus*, *Dermacentor variabilis*, *Dermacentor reticulatus*, *Rhipicephalus sanguineus*). Działanie roztoczbójcze produktu utrzymuje się do 4 tygodni po podaniu. Leczenie inwazji wszoł (Trichodectes canis). Produkt może być wykorzystywany w ramach usuwania objawów klinicznych alergicznego pchlego zapalenia skóry (APZS), o ile zostało ono wcześniej rozpoznane przez lekarza weterynarii.

DAWKOWANIE I DROGI PODAWANIA i dawkowanie: podanie przez nakrapianie. Jedna pipetka o zawartości 1,34 ml na psa o masie ciała od 10 kg do 20 kg, odpowiada to minimalnej zalecanej dawce 6,7 mg/kg fipronilu oraz 6 mg/kg (S)-Metoprenu podanej zewnętrznie na skórę. Ze względu na brak odpowiednich badań dotyczących bezpieczeństwa minimalny okres pomiędzy kolejnymi zabiegami wynosi 4 tygodnie. Trzymaj pipetę pionowo. Stuknij wąską część pipety, aby upewnić się, że zawartość pozostaje w głównym korpusie pipety. Odłam końcówkę. Rozsuń sierść na grzbiecie zwierzęcia u podstawy szyi przed łopatkami, aż skóra będzie widoczna. Umieść końcówkę pipety na skórze i ściśnij pipetę kilka razy, aby całkowicie opróżnić jej zawartość bezpośrednio na skórze w jednym miejscu. W miejscu aplikacji można zauważyć tymczasowe zmiany sierści (zbrylone/tłuste włosy).

PRZECIWSKAZANIA • Ze względu na brak dostępnych danych produktu nie należy stosować u szczeniąt w wieku poniżej 8 tygodni. Nie stosować produktu u zwierząt chorych (cierpiących na choroby układowe, gorączkę) lub u zwierząt w okresie rekonwalescencji. **Nie stosować produktu u królików ze względu na ryzyko wystąpienia działań niepożądanych, a nawet zgonu.** Ze względu na brak badań, nie zaleca się stosowania produktu u gatunków innych niż docelowe. Produkt jest przeznaczony do stosowania u psów. Nie

należy go stosować u kotów i ferek ze względu na ryzyko przedawkowania. Nie stosować w przypadku nadwrażliwości na substancję czynną lub na dowolną substancję pomocniczą.

SPECJALNE OSTRZEŻENIA DLA KAŻDEGO Z DOCELOWYCH GATUNKÓW ZWIERZĄT • Ze względu na brak danych dotyczących skuteczności produktu po kąpiel/umyciu zwierzęcia szamponem, nie należy kąpać zwierzęcia 2 dni po podaniu produktu i częściej niż raz w tygodniu. Przed zastosowaniem produktu można użyć szamponu zmiękczającego, jednak cotygodniowe stosowanie go po podaniu produktu skraca czas trwania ochrony przed pchłami do około 5 tygodni. W trwającym 6 tygodni badaniu kąpiel zwierzęcia raz w tygodniu z użyciem szamponu leczniczego zawierającego 2% chloroheksydynę nie miała wpływu na skuteczność produktu przeciwko pchłom. Psy nie powinny pływać w ciekach wodnych przez 2 dni po podaniu produktu. Po zabiegu mogą pozostać zagnieżdżone pojedyncze kleszcze, zatem nie można całkowicie wykluczyć ryzyka transmisji chorób zakaźnych w niekorzystnych warunkach. Pchły przenoszone przez zwierzęta domowe często bytują w legowiskach, miejscach gdzie zwierzę śpi i odpoczywa takich jak dywan i miękka tapicerka, które w przypadku masowej inwazji i na początku zabiegów zapobiegawczych powinny być poddane działaniu odpowiednich środków owadobójczych i regularnie odkurzane. Inne zwierzęta żyjące w tym samym gospodarstwie domowym powinny być również podane leczeniu właściwym produktem.

SPECJALNE ŚRODKI OSTROŻNOŚCI DOTYCZĄCE STOSOWANIA • **Specjalne środki ostrożności dotyczące stosowania u zwierząt:** Chronić oczy zwierzęcia przed kontaktem z produktem. Nie stosować na rany lub uszkodzoną skórę. Bardzo ważne jest, by podać produkt w miejscu, z którego zwierzę nie może go zlizać, oraz nie dopuścić do wylizywania go przez inne zwierzęta, z którymi przebywa. **Specjalne środki ostrożności dla osób podających produkt leczniczy weterynaryjny zwierzętom:** Produkt może wywoływać podrażnienie błon śluzowych, skóry i oka i dlatego należy unikać jego kontaktu z jamą ustną, skórą i oczami. Osoby o znanej nadwrażliwości na środki owadobójcze lub alkohol powinny unikać kontaktu z produktem leczniczym weterynaryjnym. Należy unikać bezpośredniego kontaktu zawartości pipetki z palcami, a w przypadku, gdy taki kontakt miał miejsce, należy umyć ręce wodą i mydłem. Jeśli dojdzie do przypadkowego kontaktu produktu z oczami, należy przepłukać je czystą wodą. Po podaniu produktu należy umyć ręce. Spożycie produktu może być szkodliwe. Uniemożliwić dzieciom dostęp do pipetki i zużyte pipety należy wyrzucić natychmiast po podaniu produktu. W razie przypadkowego połknięcia produktu niezwłocznie zasięgnij porady lekarza. Należy unikać dotykania leczonych zwierząt i nie należy zezwalać dzieciom na zabawę z nimi, aż do momentu wyschnięcia miejsca zastosowania produktu. Dlatego też zaleca się podanie produktu zwierzęciu w godzinach wieczornych. Wkrótce po zabiegu zwierzęta nie powinny spać z właścicielami, a w szczególności z dziećmi. Podczas zabiegu nie pić, nie jeść i nie palić. Nośnik alkoholu może mieć niekorzystny wpływ na pomalowane, lakierowane lub inne powierzchnie domowe lub meble.

DZIAŁANIA NIEPOŻĄDANE (CZĘSTOTLIWOŚĆ I STOPIEŃ NASILENIA) • Bardzo rzadko obserwowano przejściowe reakcje skórne w miejscu podania (odbarwienie skóry i utrata sierści, świąd, zaczerwienienie skóry) oraz uogólniony świąd i wyłysienia. Czasami obserwowano nadmierne ślinienie się, odwracalne objawy neurologiczne (przeculica, depresja, objawy nerwowe), wymioty lub objawy ze strony układu oddechowego. Częstość występowania działań niepożądanych przedstawia się zgodnie z poniższą regułą: bardzo często (więcej niż 1 na 10 leczonych zwierząt wykazujących działanie(a) niepożądane); często (więcej niż 1, ale mniej niż 10 na 100 leczonych zwierząt); niezbyt często (więcej niż 1, ale mniej niż 10 na 1000 leczonych zwierząt); rzadko (więcej niż 1, ale mniej niż 10 na 10000 leczonych zwierząt); bardzo rzadko (mniej niż 1 na 10000 leczonych zwierząt, włączając pojedyncze raporty). Jeżeli dojdzie do wylizania produktu może pojawić się krótkotrwałe ślinienie wywołane działaniem nośnika. Należy unikać przedawkowania.

Wyłącznie dla zwierząt. Leki wydawane bez przepisu lekarza weterynarii (OTC).

NUMER POZWOLENIA NA DOPUSZCZENIE DO OBROTU • 2965/20.

NAZWA I ADRES PODMIOTU ODPOWIEDZIALNEGO • Przedsiębiorstwo Wielobranżowe Vet-Agro Sp. z o.o. ul. Gliniana 32, 20-616 Lublin. ChPL: 08.06.2020 r.



Fiprex KOT, 52,5 mg/0,7 ml

roztwór do nakrapiania dla kotów

SKŁAD JAKOŚCIOWY I ILOŚCIOWY • Jedna tubka 0,7 ml zawiera: substancja czynna: Fipronil 52,5 mg; substancje pomocnicze: Butylohydroksytoluen

(E-321), Butylohydroksyanizol (E-320), Powidon, Alkohol izopropylowy, Glikolu dietylenowego monoetylowy eter.

POSTAĆ FARMACEUTYCZNA • Roztwór do nakrapiania, Roztwór o barwie od jasnożółtej do jasnobrązowej.

WSKAZANIA • Zwalczenie inwazji pcheł (*Ctenocephalides* spp.), kleszczy (*Ixodes* spp.) i wszy (*Linognathus* spp.) u kotów. Działanie zabezpieczające przed ponowną inwazją pcheł utrzymuje się przez okres 8 tygodni, a przed ponowną inwazją kleszczy przez okres 4 tygodni. Fiprex można stosować jako leczenie wspomagające alergicznego pchlego zapalenia skóry (APZS), po uprzednim postawieniu diagnozy przez lekarza weterynarii.

DAWKOWANIE I DROGI PODAWANIA • Produkt podawać wyłącznie bezpośrednio na skórę kota w ilości 1 tubki. Sposób podania: Nie kąpać zwierząt 2 dni przed oraz 2 dni po podaniu produktu. Otworzyć tubkę przez przekroczenie i oderwanie końcówki. Rozchylić sierść między łopatkami i wycisnąć całą zawartość opakowania bezpośrednio na skórę zwierzęcia. Ze względu na brak badań dotyczących bezpieczeństwa, minimalny okres przerwy między kolejnym podaniem wynosi 4 tygodnie. Produkt nie zabezpiecza przed przyczępieniem się kleszcza do skóry zwierzęcia. Po zabiciu kleszcze zazwyczaj spadają z futra kota, natomiast te, które pozostaną mogą być usunięte przez delikatne strzeżenie. W niekorzystnych warunkach po zastosowaniu produktu mogą pozostawać na zwierzęciu pojedyncze ektopasożyty, w związku z tym nie można całkowicie wykluczyć możliwości przenieszenia chorób zakaźnych.

PRZECIWSKAZANIA • Nie stosować u kociąt poniżej 8 tygodnia życia i/lub ważących mniej niż 1 kg. Nie stosować w przypadkach znanej nadwrażliwości na substancję czynną lub dowolną substancję pomocniczą. Nie stosować w przypadku nadwrażliwości na związki fenylopirazolowe. Nie stosować u zwierząt chorych lub w okresie rekonwalescencji. Nie stosować u królików, u których produkt może wywoływać ciężkie działania niepożądane, a nawet prowadzić do śmierci.

SPECJALNE OSTRZEŻENIA DLA KAŻDEGO Z DOCELOWYCH GATUNKÓW ZWIERZĄT • Nie stosować na uszkodzoną skórę kota. W celu uzyskania optymalnej ochrony przed inwazją pcheł, wszystkie koty i psy przebywające w gospodarstwie domowym powinny również podlegać leczeniu. Pchły oraz ich postacie rozwojowe występują w otoczeniu zwierząt (legowiska, budy, dywany, tapicerka mebli), dlatego miejsca te powinny być regularnie czyszczone (np. za pomocą odkurzacza) oraz poddawane działaniu odpowiednich preparatów owadobójczych.

SPECJALNE ŚRODKI OSTROŻNOŚCI DOTYCZĄCE STOSOWANIA • **Specjalne środki ostrożności dotyczące stosowania u zwierząt:** Należy upewnić się, że produkt został podany w miejscu, z którego zwierzę nie będzie mogło go zlizać oraz należy nie dopuścić do wylizywania produktu przez inne zwierzęta. Brak danych dotyczących wpływu kąpiel/szamponu na skuteczność produktu, dlatego należy unikać kąpienia zwierząt/zanurzenia w wodzie w ciągu 2 dni od zastosowania oraz kąpiel częstszych niż raz w tygodniu. Należy zawsze mieć na uwadze aktualny stopień nasilenia inwazji pcheł i kleszczy na danym terenie.

Specjalne środki ostrożności dla osób podających produkt leczniczy weterynaryjny zwierzętom: Produkt może wywoływać podrażnienie błon śluzowych, skóry i oka, dlatego należy unikać kontaktu produktu z jamą ustną, skórą i oczami. Po zabiegu dokładnie umyć ręce. Zaleca się podawać produkt w gumowych rękawiczkach ochronnych. W przypadku kontaktu produktu ze słuzówką oka należy przemyć zanieczyszczone miejsce dużą ilością wody. Podczas zabiegu nie pić, nie jeść i nie palić. Do czasu całkowitego wyschnięcia miejsca podania należy unikać dotykania leczonych zwierząt, zwłaszcza przez dzieci. Zwierzęta po zabiegu nie powinny spać z właścicielem, a w szczególności z dziećmi. Osoby o stwierdzonej nadwrażliwości na fipronil lub substancje pomocnicze powinny unikać kontaktu z produktem.

DZIAŁANIA NIEPOŻĄDANE (CZĘSTOTLIWOŚĆ I STOPIEŃ NASILENIA) • W przypadku polizania przez zwierzę miejsca zastosowania produktu, może wystąpić ślinotok, wymioty oraz objawy ze strony układu nerwowego (nadwrażliwość, osowiałość). Działania niepożądane ustępują zwykle po 24 godzinach. W miejscu podania może wystąpić tymczasowe odbarwienie sierści, miejscowe wyłysienie, zaczerwienienie, świąd lub przetrzęszone wygląd.

Wyłącznie dla zwierząt.

Leki wydawane bez przepisu lekarza weterynarii (OTC).

NUMER POZWOLENIA NA DOPUSZCZENIE DO OBROTU • 1964/10.

NAZWA I ADRES PODMIOTU ODPOWIEDZIALNEGO • Przedsiębiorstwo Wielobranżowe Vet-Agro Sp. z o.o. ul. Gliniana 32, 20-616 Lublin. ChPL: 16.02.2016 r.

Zwrot kosztów dojazdu a przychody wyznaczonego lekarza weterynarii

Marcin Szymankiewicz

Powiatowy lekarz weterynarii wyznaczył na czas określony lekarzy weterynarii niebędących pracownikami Inspekcji Weterynaryjnej do wykonywania niektórych czynności urzędowych na podstawie art. 16 ust. 1 i nast. ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej. Wyznaczenie tych osób nastąpiło w drodze decyzji administracyjnej określającej rodzaj i zakres czynności przekazywanych do wykonania. Następnie z wyznaczonymi lekarzami weterynarii zostały zawarte przez powiatowego lekarza weterynarii umowy zlecenia, określające w szczególności sposób, zakres i miejsce wykonywania tych czynności, wysokość wynagrodzenia za ich wykonywanie oraz termin płatności, oraz osobna umowa dotycząca używania samochodu. Wyznaczeni lekarze weterynarii wykonują powierzone czynności pod nadzorem i w imieniu organów Inspekcji. Za wykonywanie tych czynności lekarze weterynarii otrzymują wynagrodzenie określone zgodnie z rozporządzeniem Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z dnia 10 sierpnia 2022 r. w sprawie warunków i wysokości wynagrodzenia za wykonywanie czynności przez lekarzy weterynarii i inne osoby wyznaczone przez powiatowego lekarza weterynarii, oraz zwrot udokumentowanych kosztów dojazdu do miejsca wykonywania czynności. Koszty dojazdu liczone są wg stawek określonych w rozporządzeniu Ministra Infrastruktury w sprawie warunków ustalania oraz sposobu dokonywania zwrotu kosztów używania do celów służbowych samochodów osobowych, motocykli i motorowerów niebędących własnością pracodawcy. Suma tych składników wynagrodzenia stanowi wynagrodzenie brutto, które po uwzględnieniu kosztów uzyskania przychodów stanowi podstawę do wyliczenia zaliczki na podatek PIT, którą jako płatnik pobiera powiatowy lekarz weterynarii.

Czy zwrot kosztów dojazdów lekarza weterynarii niebędącego pracownikiem Inspekcji Weterynaryjnej, ale wyznaczonym przez Inspekcję Weterynaryjną do wykonywania określonych czynności w trybie art. 16 ust. 1 pkt 1 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej jest przychodem zwolnionym z opodatkowania na podstawie art. 21 ust. 1 pkt 16 lit. b z zastrzeżeniem art. 21 ust. 13 pkt 2 ustawy o PIT?

Zgodnie z zasadą powszechności opodatkowania zawartą w art. 9 ust. 1 ustawy o PIT opodatkowaniu podatkiem dochodowym podlegają wszelkiego rodzaju dochody, z wyjątkiem dochodów zwolnionych z podatku oraz dochodów, od których zaniechano poboru podatku.

Przychodami są otrzymane lub postawione do dyspozycji podatnika w roku kalendarzowym pieniądze i wartości pieniężne oraz wartość otrzymanych

świadczeń w naturze i innych nieodpłatnych świadczeń (zob. art. 11 ust. 1 ustawy o PIT).

Ustawa o PIT dokonuje specyfikacji źródeł przychodów. I tak, odrębnym źródłem przychodów jest działalność wykonywana osobiście. (zob. art. 10 ust. 1 pkt 2 ustawy o PIT).

Za przychody z działalności wykonywanej osobiście, o której mowa w art. 10 ust. 1 pkt 2 ustawy o PIT, uważa się przychody osób, którym organ władzy lub administracji państwowej albo samorządowej, sąd lub prokurator, na podstawie właściwych przepisów, zlecił wykonanie określonych czynności, a zwłaszcza przychody biegłych w postępowaniu sądowym, dochodzeniowym i administracyjnym oraz płatników, z zastrzeżeniem art. 14 ust. 2 pkt 10 ustawy o PIT, i inkasentów należności publicznoprawnych, a także przychody z tytułu udziału w komisjach powoływanych przez organy władzy lub administracji państwowej albo samorządowej, z wyjątkiem przychodów, o których mowa w art. 13 pkt 9 ustawy o PIT, tj. tzw. kontraktów menadżerskich (zob. art. 13 pkt 6 ustawy o PIT).

Uwaga. Osoby fizyczne prowadzące działalność gospodarczą, osoby prawne i ich jednostki organizacyjne oraz jednostki organizacyjne niemające osobowości prawnej, które dokonują świadczeń z tytułu działalności, o której mowa w art. 13 pkt 2 i 4–9 oraz art. 18, osobom określonym w art. 3 ust. 1, są obowiązane jako płatnicy pobierać zaliczki na podatek dochodowy (zob. art. 41 ust. 1 ustawy o PIT). W analizowanym przypadku obowiązek ten, od wynagrodzeń wypłacanych wyznaczonym lekarzom weterynarii, ciąży na powiatowym lekarzu weterynarii.

Organem Inspekcji Weterynaryjnej jest m.in. powiatowy lekarz weterynarii, jako kierownik powiatowej inspekcji weterynaryjnej wchodzącej w skład niezespolonej administracji rządowej (zob. art. 5 ust. 1 pkt 3 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej).

W myśl art. 5 ust. 2 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej, zadania organów Inspekcji wykonują:

- 1) pracownicy Inspekcji oraz osoby wyznaczone do wykonywania określonych czynności będący:
 - a) urzędowymi lekarzami weterynarii w rozumieniu art. 3 pkt 32 rozporządzenia 2017/625,
 - b) urzędowymi pracownikami pomocniczymi w rozumieniu art. 3 pkt 49 rozporządzenia 2017/625,
 - c) pracownikami wyznaczonymi przez właściwe organy w rozumieniu art. 2 pkt 5 rozporządzenia delegowanego Komisji (UE) 2019/624 z dnia 8 lutego 2019 r. dotyczącego szczególnych przepisów w dziedzinie przeprowadzania kontroli urzędowych dotyczących produkcji

mięsa oraz obszarów produkcyjnych i obszarów przejściowych w odniesieniu do żywych mały zgodnie z rozporządzeniem Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2017/625 (Dz.Urz. UE L 131 z 17.05.2019, str. 1, z późn. zm.), zwanego dalej „rozporządzeniem 2019/624”;

- 2) pracownicy Inspekcji niebędący osobami, o których mowa w pkt 1;
- 3) osoby wyznaczone do wykonywania czynności o charakterze pomocniczym, określonych w przepisach wydanych na podstawie art. 16 ust. 6 pkt 1 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej.

Osoby, o których mowa w art. 5 ust. 2 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej, wyznaczone do wykonywania określonych czynności, wykonują powierzone czynności pod nadzorem i w imieniu organów Inspekcji (art. 5 ust. 3 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej).

Zgodnie z art. 16 ust. 1 pkt 1 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej, jeżeli powiatowy lekarz weterynarii z przyczyn finansowych lub organizacyjnych nie jest w stanie wykonać ustawowych zadań Inspekcji, może wyznaczać na czas określony lekarzy weterynarii niebędących pracownikami Inspekcji, w tym lekarzy weterynarii świadczących usługi weterynaryjne w ramach zakładu leczniczego dla zwierząt, do:

- a) szczepień ochronnych lub badań rozpoznawczych;
- b) sprawowania nadzoru nad miejscami gromadzenia, skupu lub sprzedaży zwierząt, nad targowiskami oraz wystawami, pokazami lub konkursami zwierząt;
- c) badania zwierząt umieszczanych na rynku, przeznaczonych do wywozu oraz wystawiania świadectw zdrowia;
- d) sprawowania nadzoru nad ubojem zwierząt gospodarskich kopytnych, drobiu, zajęczaków i zwierząt dzikich utrzymywanych w warunkach fermowych, o których mowa w ust. 1.2–1.4 i 1.6 załącznika I do rozporządzenia (WE) nr 853/2004 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 29 kwietnia 2004 r. ustanawiającego szczególne przepisy dotyczące higieny w odniesieniu do żywności pochodzenia zwierzęcego (Dz.Urz. UE L 139 z 30.04.2004, str. 55, z późn. zm. – Dz.Urz. UE Polskie wydanie specjalne, rozdz. 3, t. 45, str. 14), zwanego dalej „rozporządzeniem nr 853/2004”, w tym badania dobrostanu zwierząt po ich przybyciu do rzeźni, badania przedubojowego i poubojowego, oceny mięsa i nadzoru nad przestrzeganiem w czasie uboju przepisów o ochronie zwierząt;
- e) badania mięsa zwierząt łownych;
- f) sprawowania nadzoru nad rozbiorem, przetwórstwem lub przechowywaniem mięsa i wystawiania wymaganych świadectw zdrowia;
- g) sprawowania nadzoru nad punktami odbioru mleka, przetwórstwem mleka oraz przechowywaniem produktów mleczarskich i wystawiania wymaganych świadectw zdrowia;
- h) sprawowania nadzoru nad wyładowywaniem ze statków rybackich, w tym statków chłodni, statków zamrażalni i statków przetwórci, produktów rybołówstwa, nad obróbką, przetwórstwem i przechowywaniem tych produktów oraz ślimaków

i żab, a także wystawiania wymaganych świadectw zdrowia;

- i) sprawowania nadzoru nad przetwórstwem i przechowywaniem jaj konsumpcyjnych i produktów jajecznych oraz wystawiania wymaganych świadectw zdrowia;
- j) pobierania próbek do badań w zakresie:
 - bezpieczeństwa żywności,
 - innym niż określony w tiret pierwszym;
- k) sprawowania nadzoru nad sprzedażą bezpośrednio;
- l) badania laboratoryjnego mięsa na obecność włośni;
- m) prowadzenia kontroli urzędowych w ramach zwalczania chorób zakaźnych zwierząt;
- n) kontroli pasz, produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego lub produktów pochodnych, przeznaczonych do wywozu oraz wystawiania wymaganych świadectw zdrowia.

Uwaga. Wykonywanie czynności, o których mowa w art. 16 ust. 1 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej, nie stanowi zatrudnienia w rozumieniu przepisów Kodeksu pracy (art. 16 ust. 7 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej).

Wyznaczenie do wykonania czynności, o którym mowa w art. 16 ust. 1 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej, następuje w drodze decyzji administracyjnej powiatowego lekarza weterynarii określającej rodzaj i zakres czynności przekazanych do wykonania (art. 16 ust. 2 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej).

W przypadku wyznaczenia lekarza weterynarii świadczącego usługi weterynaryjne w ramach zakładu leczniczego dla zwierząt do wykonywania czynności określonych w art. 16 ust. 1 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej, wyznaczenie tego lekarza weterynarii następuje po uzyskaniu zgody kierownika zakładu leczniczego dla zwierząt, w ramach którego lekarz ten świadczy usługi weterynaryjne (art. 16 ust. 2a ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej).

Zgodnie z art. 16 ust. 3 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej wykonywanie czynności, o których mowa w art. 16 ust. 1 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej, następuje po zawarciu przez powiatowego lekarza weterynarii umowy z:

- 1) osobami, o których mowa w art. 16 ust. 1 pkt 1 i 2 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej, w ramach prowadzonej przez te osoby pozarolniczej działalności gospodarczej;
- 2) osobami, o których mowa w art. 16 ust. 1 pkt 1 i 2 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej, poza prowadzoną przez te osoby pozarolniczą działalnością gospodarczą;
- 3) osobami, o których mowa w art. 16 ust. 1 pkt 1 i 2 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej, w przypadku, w którym nie prowadzą one działalności gospodarczej;
- 4) podmiotem prowadzącym zakład leczniczy dla zwierząt, w przypadku wyznaczenia lekarzy weterynarii świadczących usługi weterynaryjne w ramach zakładu leczniczego dla zwierząt – określającej zakres, terminy i miejsce wykonywania tych czynności, wysokość wynagrodzenia za ich wykonanie oraz termin płatności.

Lekarzom weterynarii i innym osobom niebędącym pracownikami Inspekcji, wykonującym czynności związane ze zwalczaniem chorób zakaźnych zwierząt, w tym chorób odzwierzęcych, przysługuje wynagrodzenie w wysokości określonej w przepisach wydanych na podstawie art. 16 ust. 6 pkt 2 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej (art. 12 ust. 4 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej).

Zgodnie z art. 16 ust. 3b ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej lekarzom weterynarii, o których mowa w art. 16 ust. 1 pkt 1 i ust. 1a ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej, wyznaczonym przez powiatowego lekarza weterynarii, a także podmiotom prowadzącym zakład leczniczy dla zwierząt, z którymi zawarto umowę, o której mowa w art. 16 ust. 3 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej, powiatowy lekarz weterynarii zwraca koszty dojazdów na obszarze objętym terytorialnym zakresem działania tego organu, zrealizowanych samochodem osobowym, motocyklem lub motorowerem, do miejsc wykonywania czynności, o których mowa w art. 16 ust. 1 pkt 1 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej:

- 1) lit. a–c,
- 2) lit. d, z wyłączeniem nadzoru nad przeprowadzeniem uboju zwierząt w rzeźni, w której ubój i obróbka poubojowa odbywają się przy użyciu automatycznego przesuwu taśmy,
- 3) lit. e, j, k oraz m
– na warunkach stosowanych przy podróżach służbowych pracowników zatrudnionych w państwowej lub samorządowej jednostce sfery budżetowej i określonych w przepisach wydanych na podstawie art. 77(5) § 2 Kodeksu pracy.

Uwaga. Zwrot kosztów dojazdów, o którym mowa w art. 16 ust. 3b ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej, nie przysługuje w przypadku, gdy powiatowy lekarz weterynarii zapewnił środek transportu umożliwiający dojazd związany z wykonywaniem czynności (art. 16 ust. 3c ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej).

Isntota problemu w analizowanej sprawie sprowadza się do ustalenia, czy zwrot kosztów dojazdów lekarza weterynarii niebędącego pracownikiem Inspekcji Weterynaryjnej, ale wyznaczonego przez Inspekcję Weterynaryjną do wykonywania określonych czynności w trybie art. 16 ust. 1 pkt 1 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej, jest przychodem zwolnionym z opodatkowania na podstawie art. 21 ust. 1 pkt 16 lit. b, z zastrzeżeniem art. 21 ust. 13 pkt 2 ustawy o PIT.

Stosownie do art. 21 ust. 1 pkt 16 ustawy o PIT wolne od podatku dochodowego są diety i inne należności za czas:

- a) podróży służbowej pracownika,
- b) podróży osoby niebędącej pracownikiem
– do wysokości określonej w odrębnych ustawach lub w przepisach wydanych przez ministra właściwego do spraw pracy w sprawie wysokości oraz warunków ustalania należności przysługujących pracownikowi zatrudnionemu w państwowej lub samorządowej jednostce sfery budżetowej, z tytułu podróży służbowej na obszarze kraju oraz poza granicami kraju, z zastrzeżeniem art. 21 ust. 13 ustawy o PIT.

Odrębnymi przepisami, o których mowa w art. 21 ust. 1 pkt 16 ustawy o PIT, są przepisy rozporządzenia Ministra Pracy i Polityki Społecznej z dnia 29 stycznia 2013 r. w sprawie należności przysługujących pracownikowi zatrudnionemu w państwowej lub samorządowej jednostce sfery budżetowej z tytułu podróży służbowej (Dz.U. z 2013 r. poz. 167 ze zm.), dalej: „rozporządzenie w sprawie delegacji”.

Na podstawie § 2 pkt 2 lit. a rozporządzenia w sprawie delegacji, z tytułu podróży krajowej oraz podróży zagranicznej, odbywanej w terminie i miejscu określonym przez pracodawcę, pracownikowi przysługują m.in. zwrot kosztów przejazdów.

Na wniosek pracownika pracodawca może wyrazić zgodę na przejazd w podróży krajowej lub podróży zagranicznej samochodem osobowym, motocyklem lub motorowerem niebędącym własnością pracodawcy (§ 3 ust. 3 rozporządzenie w sprawie delegacji). W tych przypadkach, stosownie do § 3 ust. 3 rozporządzenie w sprawie delegacji, pracownikowi przysługuje zwrot kosztów przejazdu w wysokości stanowiącej iloczyn przejechanych kilometrów przez stawkę za jeden kilometr przebiegu, ustaloną przez pracodawcę, która nie może być wyższa niż określona w przepisach wydanych na podstawie art. 34a ust. 2 ustawy z dnia 6 września 2001 r. o transporcie drogowym (Dz.U. z 2012 r. poz. 1265 oraz z 2013 r. poz. 21), tj. rozporządzenia Ministra Infrastruktury z dnia 25 marca 2002 r. w sprawie warunków ustalania oraz sposobu dokonywania zwrotu kosztów używania do celów służbowych samochodów osobowych, motocykli i motorowerów niebędących własnością pracodawcy (Dz.U. z 2002 r. nr 27 poz. 271 ze zm.).

Na podstawie § 2 rozporządzenia Ministra Infrastruktury z dnia 25 marca 2002 r. w sprawie warunków ustalania oraz sposobu dokonywania zwrotu kosztów używania do celów służbowych samochodów osobowych, motocykli i motorowerów niebędących własnością pracodawcy (w brzmieniu obowiązującym od 17 stycznia 2023 r.), koszty używania pojazdów do celów służbowych pokrywa pracodawca według stawek za 1 kilometr przebiegu pojazdu, które nie mogą być wyższe niż:

- 1) dla samochodu osobowego:
 - a) o pojemności skokowej silnika do 900 cm³ – 0,89 zł,
 - b) o pojemności skokowej silnika powyżej 900 cm³ – 1,15 zł,
- 2) dla motocykla – 0,69 zł,
- 3) dla motoroweru – 0,42 zł.

Aby jednak przedmiotowe świadczenia – do wysokości określonej w ww. rozporządzeniach – korzystały ze zwolnienia, muszą być spełnione warunki wynikające z art. 21 ust. 13 ustawy o PIT.

W myśl art. 21 ust. 13 ustawy o PIT, przepis ust. 1 pkt 16 lit. b) ustawy o PIT stosuje się, jeżeli otrzymane świadczenia nie zostały zaliczone do kosztów uzyskania przychodów i zostały poniesione:

- 1) w celu osiągnięcia przychodów;
- 2) w celu realizacji zadań organizacji i jednostek organizacyjnych działających na podstawie przepisów odrębnych ustaw;

- 3) przez organy (urzędy) władzy lub administracji państwowej albo samorządowej oraz jednostki organizacyjne im podległe lub przez nie nadzorowane;
- 4) przez osoby pełniące funkcje obywatelskie, o których mowa w art. 13 pkt 5 ustawy o PIT, w związku z wykonywaniem tych funkcji.

Zatem aby zastosować zwolnienie na podstawie art. 21 ust. 1 pkt 16 lit. b) ustawy o PIT do zwracanych, udokumentowanych kosztów dojazdu lekarzom weterynarii do miejsca świadczenia zleconych czynności – konieczne jest ustalenie, jak należy rozumieć pojęcie „podróż” użyte w tym przepisie. Zwrot ten nie został zdefiniowany ani w ustawie o PIT, ani w innych przepisach. Zatem właściwą metodą odkodowania jego znaczenia jest sięgnięcie do reguł wykładni językowej. „Podróż” oznacza „przebywanie drogi do jakiegoś odległego miejsca” (zob. <https://sjp.pwn.pl/>). Efektem zastosowania wykładni językowej jest więc ustalenie, że podróż to przebycie drogi do jakiegoś odległego miejsca.

Odnosząc się do znaczenia pojęć zawartych w art. 21 ust. 1 pkt 16 ustawy o PIT: „podróż służbowa” i „podróż osoby niebędącej pracownikiem”, wskazać należy, że nie są one tożsame. Należy zauważyć, że w art. 21 ust. 1 pkt 16 lit. b) ustawy o PIT ustawodawca posłużył się terminem „podróż” bez określenia „służbowa”, dlatego też zakres tego zwolnienia nie ogranicza się jedynie do podróży służbowych, ale wszelkich podróży osób niebędących pracownikami. Nie można zatem uznać, że zwroty „podróż służbowa” oraz „podróż osoby niebędącej pracownikiem” mają to samo znaczenie. Tym samym z definicji „podróż” nie wynika, by podróż ta musiała być incydentalna, krótkotrwała i tymczasowa.

W analizowanej sprawie otrzymywany przez lekarzy weterynarii – niebędących pracownikami Inspekcji Weterynaryjnej, ale wyznaczonych przez powiatowego lekarza weterynarii do wykonywania określonych czynności w trybie art. 16 ust. 1 pkt 1 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej – zwrot kosztów dojazdu stanowi dla nich przychód w rozumieniu ustawy o PIT.

W sytuacji gdy przejazdy lekarzy weterynarii będą miały charakterjazd lokalnych, zwrot tych kosztów nie będzie korzystał ze zwolnienia, o którym mowa w art. 21 ust. 1 pkt 16 lit. b) ustawy o PIT. Oznacza to, że z tytułu zwrotu ww. kosztów dojazdu na powiatowym lekarzu weterynarii będą ciążyły obowiązki płatnika wynikające z powołanego art. 41 ust. 1 ustawy o PIT.

Natomiast gdy lekarze weterynarii wykonują podróż w rozumieniu art. 21 ust. 1 pkt 16 lit. b) ustawy o PIT, kwoty przez nich otrzymywane z tytułu zwrotu kosztów tej podróży – z zastrzeżeniem art. 21 ust. 13 ustawy o PIT – będą korzystały z przedmiotowego zwolnienia, do wysokości kwot ustalonych wg stawek za 1 kilometr przebiegu pojazdu określonych w rozporządzeniu w sprawie warunków ustalania oraz sposobu dokonywania zwrotu kosztów używania do celów służbowych samochodów osobowych, motocykli i motorowerów niebędących własnością

pracodawcy. Zatem w tym przypadku na powiatowym lekarzu weterynarii będą ciążyły obowiązki płatnika. Należy jednak pamiętać, że jeżeli zwracane koszty będą wyższe od limitów określonych w tych przepisach, nadwyżka ponad te limity podlega opodatkowaniu podatkiem PIT i na powiatowym lekarzu weterynarii będą ciążyły obowiązki płatnika (w świetle opisu stanu faktycznego sytuacja taka nie powinna wystąpić, gdyż koszty dojazdu liczone są wg stawek określonych w rozporządzeniu w sprawie warunków ustalania oraz sposobu dokonywania zwrotu kosztów używania do celów służbowych samochodów osobowych, motocykli i motorowerów niebędących własnością pracodawcy).

Zaprezentowane stanowisko podzielają organy podatkowe (interpretacja indywidualna Dyrektora Krajowej Informacji Skarbowej z 9 listopada 2022 r., 0115-KDIT2.4011.576.2022.1.MM).

Podstawa prawna

1. Ustawa z dnia 26 lipca 1991 r. o podatku dochodowym od osób fizycznych (tj. Dz.U. z 2022 r. poz. 2647 ze zm.).
2. Ustawa z dnia 29 stycznia 2004 r. o Inspekcji Weterynaryjnej (tj. Dz.U. z 2022 r. poz. 2629).
3. Rozporządzenia Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z dnia 10 sierpnia 2022 r. w sprawie warunków i wysokości wynagrodzenia za wykonywanie czynności przez lekarzy weterynarii i inne osoby wyznaczone przez powiatowego lekarza weterynarii (Dz.U. z 2022 r. poz. 1684).
4. Rozporządzenie Ministra Infrastruktury z dnia 25 marca 2002 r. w sprawie warunków ustalania oraz sposobu dokonywania zwrotu kosztów używania do celów służbowych samochodów osobowych, motocykli i motorowerów niebędących własnością pracodawcy (Dz.U. z 2002 r. nr 27 poz. 271 ze zm.).
5. Rozporządzenie Ministra Pracy i Polityki Społecznej z dnia 29 stycznia 2013 r. w sprawie należności przysługujących pracownikowi zatrudnionemu w państwowej lub samorządowej jednostce sfery budżetowej z tytułu podróży służbowej (Dz.U. z 2013 r. poz. 167 ze zm.).

Marcin Szymankiewicz,
doradca podatkowy

Profesor Jarosław Kaba wiceprezydentem Europejskiej Specjalizacji Zarządzania Zdrowiem Małych Przeżuwaczy (ECSRHM)



7 marca 2023 r., w trakcie 10th International Sheep Veterinary Congress (ISVC) w Sewilli w Hiszpanii, odbyło się doroczne zebranie Europejskiej Specjalizacji Zarządzania Zdrowiem Małych Przeżuwaczy (European College of Small Ruminant Health Management, ECSRHM).

W trakcie spotkania prof. dr hab. Jarosław Kaba, Dipl.ECSRHM, pracownik Instytutu Medycyny Weterynaryjnej SGGW w Warszawie, został wybrany wiceprezydentem na lata 2023–2025. Oznacza to, że w kadencji 2026–2028 prof. Jarosław Kaba zostanie prezydentem i będzie kierował pracami ECSRHM.

Specjalizacja ta jest jedną z 27 wchodzących w skład European Board of Veterinary Specialisation (EBVS). ECSRHM został powołany w 2008 r. Obecnie jego członkami (Diplomates, Dipl.ECSRHM) jest ponad

100 osób z 16 różnych krajów europejskich, Kanady, Republiki Południowej Afryki, Australii i Nowej Zelandii. W Polsce, obok prof. Jarosława Kaby, tytuł specjalisty posiada także dr hab. Michał Czopowicz, Dipl. ECSRHM, także z Instytutu Medycyny Weterynaryjnej SGGW w Warszawie. Aby otrzymać tytuł specjalisty, należy odbyć kilkuletni staż (rezydenturę) w jednym z 13 ośrodków akredytowanych przez ECSRHM i zdać egzamin końcowy. Taki ośrodek stażowy działa od 2020 r. na Wydziale Medycyny Weterynaryjnej SGGW w Warszawie. Obecnie odbywa tam staż trzech lekarzy weterynarii z Polski, Rumunii i Łotwy. Egzaminy końcowe ECSRHM wielokrotnie odbywały się w Polsce, na Wydziale Medycyny Weterynaryjnej SGGW w Warszawie. Wydział warszawski współorganizował także w latach 2019 i 2022 doroczne konferencje ECSRHM.

Logotyp kongresu w Sewilli



Profesor Jarosław Kaba podczas wykładu w trakcie obrad kongresu (fot. Adrian-Valentin Potârniche)

Listy do redakcji

Szanowny Panie Redaktorze,

wywołany zostałem po imieniu przez Zbigniewa Wróblewskiego, Antoniego Gamotę, Ałę Vyniarską i Romana Strokonia, autorów artykułu *Jan Koziółkiewicz – założyciel pierwszej prywatnej lecznicy dla zwierząt w Warszawie* (Życie Wet. 2023, 98 (4), 246–247), którzy napisali:

Z przykrością trzeba stwierdzić, że historia działalności lekarzy weterynarii wolnej praktyki, największej obecnie naszej grupy zawodowej, jest zapomniana. W wydanej w 2019 r. monografii „Weterynaria na przestrzeni wieku” pod redakcją Włodzimierza Gibasiewicza na 853 stronach tekstu nie znalazło się miejsce na rozdział omawiający wkład lekarzy weterynarii wolnej praktyki w rozwój lecznictwa oraz ich rolę w zwalczaniu chorób zakaźnych na terenie Polski.*

Zastanawia mnie tych kilka zdań zawartych w zakończeniu artykułu. W jakim celu zostały one napisane? Osiągnięcia

* Gibasiewicz W.A.: *Weterynaria na przestrzeni wieku (1919–2019)*. Główny Inspektorat Weterynarii, Warszawa 2019.

Odpowiedź autorów artykułu

Szanowny Panie Doktorze,

realizując program współpracy transgranicznej podjęty przez Lwowski Narodowy Uniwersytet Medycyny Weterynaryjnej i Biotechnologii im. Stefana Grzyckiego, Lubelską Izbę Lekarsko-Weterynaryjną oraz Podkarpacką Izbę Lekarsko-Weterynaryjną, korzystaliśmy głównie z zasobów historycznych zgromadzonych w bibliotece w Domu Studentów Akademii Medycyny Weterynaryjnej we Lwowie. Po odnalezieniu, zeskanowaniu i częściowej rekonstrukcji zbiorów Pawła Boczkowskiego dotyczących lecznicy Jana Koziółkiewicza w Warszawie (w Polsce zbiory spaliły się w czasie wojny) uznaliśmy za stosowne zaprezentować je w formie artykułu w „Życiu Weterynaryjnym”.

Poszukując materiałów dotyczących lecznictwa weterynaryjnego w Warszawie, sięgnęliśmy również do wydanej pod Pana redakcją książki, której tytuł sugerował możliwość uzyskania potrzebnych nam informacji. Możemy zapewnić, że pracując z archiwaliami, potrafimy czytać książki uważnie, spokojnie i ze zrozumieniem, dodatkowo je weryfikując z dostępnymi tekstami źródłowymi. Pracując razem od wielu lat, opracowując biogramy czy opisując fakty historyczne, staramy się zachować chronologię wydarzeń, korzystając z jak największej liczby dostępnych źródeł wiedzy historycznej. *Weterynarię na przestrzeni wieku* przeglądaliśmy uważnie, gdyż brak skrótu nazwisk zmusił nas do tego. Mieliśmy nadzieję znaleźć informacje na temat zakładów leczniczych dla zwierząt działających w Warszawie w pierwszej dekadzie XX wieku, zapoznając się również z podanymi przez Pana stronami. Poświęciliśmy na to sporo czasu, ale nie udało nam się znaleźć niczego na ten temat i było nam z tego powodu zwyczajnie przykro.

Nasz artykuł nie mówi o sztucznym rozdzielaniu działalności lekarzy weterynarii, którzy w czasie kariery zawodowej wykonywali pracę w różnych sferach. Na Pierwszym Organizacyjnym Wszechpolskim Zjeździe Lekarzy Weterynaryjnych

weterynarii na przestrzeni ostatnich 100 lat należą do lekarzy weterynarii. I tu postawić trzeba kropkę. Przecież sztuczne rozdzielanie życia lekarzy weterynarii w dawnych latach (nawet do 1999 r.) nie ma żadnego sensu. Zresztą sami Państwo piszą, opowiadając o Janie Koziółkiewiczu: *Kierował swoim zakładem leczniczym dla zwierząt, pełnił również funkcję powiatowego miejskiego lekarza weterynarii w Warszawie.*

Większość lekarzy weterynarii, nim podjęła pracę w administracji, pracowała jako wolno praktykujący lub samorządowi lekarze albo łączyła te funkcje. O nich jest ta książka. Cała publikacja *Weterynaria na przestrzeni wieku* to „historii działalności lekarzy weterynarii wolnej praktyki”. Dodatkowo patrz s. 615–619 *Prywatne praktyki lekarsko-weterynaryjne...* czy s. 663–665 *Organizacja i zadania lecznictwa weterynaryjnego.*

Zachęcam autorów do uważnego, spokojnego przeczytania ze zrozumieniem wspomnianej publikacji.

Z poważaniem
Dr Włodzimierz A. Gibasiewicz
gibvet@onet.eu

w 1919 r., powstały komisje do spraw: weterynarii państwowej, wyższych uczelni weterynaryjnych, organizacji weterynarii komunalnej oraz lekarzy wolno praktykujących. Grupa lekarzy wojskowych podlegała władzom wojskowym dlatego nie stworzono dla niej oddzielnej komisji.

Lekarze weterynarii pracowali w różnych formach, czasem łącznie, ale dzieliły ich tylko kompetencje. W omawianej książce w miarę dokładnie opisane są w poszczególnych rozdziałach różne sfery działalności weterynaryjnej, poza lekarzami wolnej praktyki. Takiego rozdziału w syntetycznym opracowaniu nam zabrakło. A warto przecież ocalić od zapomnienia postać Jana Koziółkiewicza, lekarza wolnej praktyki posiadającego też doświadczenie w zwalczaniu chorób zaraźliwych, mającego zaplecze dobrze wyposażonej lecznicy, który dodatkowo podjął się pełnienia funkcji powiatowego i miejskiego lekarza weterynarii, czy upamiętnić Karola Hugona Warikoffa i Alfreda Kwaśniewskiego, założycieli w 1891 r. pierwszej w Polsce, a istniejącej do dziś w Łodzi prywatnej lecznicy dla zwierząt „Pod koniem”. Nie jest to żadne dzielenie lekarzy weterynarii, tylko historia.

Naszą intencją było wskazanie na lukę w opracowaniach historycznych i sugestia, aby w następnym wydaniu monografii lub suplementie pod tym tytułem uwzględnić proponowany przez nas rozdział. Użyty przez nas zwrot „z przykrością” nie nosi cech krytyki skierowanej przeciwko komuś, tylko jest wyrażeniem naszego żalu. Zdajemy sobie sprawę, że redagując tak obszerną, mającą wielu autorów monografię, łatwo można coś pominąć i nie rozumiemy, dlaczego nasze stwierdzenie osobiście Pana dotknęło.

W naszej działalności związanej z opracowywaniem zagadnień historycznych chętnie przyjmujemy wszystkie uwagi merytoryczne. Możemy czasami się spierać, ale nigdy nie traktujemy tego jako osobistej krytyki. Kierujemy się zasadą Józefa Mackiewicza, że tylko prawda jest ciekawa.

Z poważaniem
Alla Vyniarska, Antoni Gamota, Roman Strokoń,
Zbigniew Wróblewski

ORGANIZATORZY:**SPONSORZY:**

XVI Mistrzostwa Polski Jachtów Kabinowych Lekarzy Weterynarii o Puchar Prezesa Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

**Miejsce i termin regat**

- Regaty nieprzesiadkowe zostaną rozegrane na jeziorze Mamry w dniach 26-28 maja 2023 r.
- Bazą regat będzie Port Góra Wiatrów Trygort k. Węgorzewa (www.sealand-travel.com).
- Organizator zapewnia noclegi na jachtach typu Twister 800n (rejestrowane na 5-8 osób) od godz. 15.00 w czwartek 25 maja 2023 r.).
- Rejestracja załóg w sekretariacie regat w godz. 15.00-19.00 w czwartek (25 maja 2023 r.) i 8.00-10.00 w piątek (26 maja 2023 r.).
- Wyżywienie:
 - piątek: śniadanie i obiadokolacja przy grillu z ogniskiem,
 - sobota: śniadanie i obiadokolacja przy grillu z ogniskiem,
 - niedziela: śniadanie i obiad.
- Za dodatkową opłatą jest możliwość rezerwacji miejsc noclegowych bezpośrednio w porcie, tel. 508 143 982 lub 87 427 03 43 (domek letniskowy dla 4-6 osób - 390 zł/doba, apartament dla 2 osób 210 zł/doba, apartament dla 4 osób - 290 zł/doba).

Organizatorzy

- Warmińsko-Mazurska Izba Lekarsko-Weterynaryjna
- Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna

Sponsorzy

- Wipasz S.A.
- PGF Weterynaria sp. z o.o.
- Vet-Agro Sp. z o.o.
- VetExpert

Zgłoszenie do udziału w regatach

- Zgłoszenia do udziału w regatach będą przyjmowane tylko i wyłącznie od pełnych załóg (minimum 5 osób) pod numerem telefonu Warmińsko-Mazurskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej: 89 524 01 88.
- W zgłoszeniu należy podać:
 - nazwiska i imiona wszystkich członków załogi, z zaznaczeniem lekarzy weterynarii i osoby posiadającej uprawnienia do prowadzenia jachtu;
 - adres do korespondencji, telefon kontaktowy i adres e-mail - jeden dla całej załogi.
- Wpłacenie pełnej opłaty za uczestnictwo w wysokości 500 zł od każdego członka załogi rezerwuje jacht i jest równoznaczne ze zgłoszeniem do uczestnictwa w regatach imiennie wymienionej załogi.

Wpłat należy dokonywać na konto:

Warmińsko-Mazurska Izba Lekarsko-Weterynaryjna
10-170 Olsztyn, ul. Gietkowska 9i
nr konta 64 1240 5598 1111 0000 5031 2919

wyłącznie po uprzednim kontakcie telefonicznym z Izbą: tel. 89 524 01 88, w celu uzyskania potwierdzenia rezerwacji jachtu (liczba jachtów ograniczona) - wpłata w terminie nie dłuższym niż 3 dni od potwierdzenia rezerwacji.

- Kaucja zwrotna za jacht wynosi 500 zł - wnoszona przy odbiorze jachtu.
- Dzieci do lat 12 niewchodzące w skład podstawowej 5-osobowej załogi - uczestnictwo bezpłatnie.
- O udziale w regatach decyduje kolejność napływania zgłoszeń.

Kontakt

- Warmińsko-Mazurska Izba Lekarsko-Weterynaryjna, tel. 89 524 01 88; e-mail: izbaolwet@izbaolwet.pl
- Adam Mariak - tel.: 601 576 459; e-mail: mariak.adam@gmail.com
- Jerzy Wolański - tel.: 603 046 866

Pełna informacja: www.wmilwet.pl oraz www.vetpol.org.pl

Serdecznie zapraszamy do wspólnej zabawy!!!

Prezes
Krajowej Rady
Lekarsko-Weterynaryjnej
lek. wet. Marek Mastalerek

Prezes
Rady Warmińsko-Mazurskiej
Izby Lekarsko-Weterynaryjnej
lek. wet. Jacek Łukaszewicz



STUDIA PODYPLOMOWE

Wydział Medycyny Weterynaryjnej Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu

w porozumieniu z Komisją ds. Specjalizacji Lekarzy Weterynarii ogłasza nabór na 4-semestralne

SZKOLENIE SPECJALIZACYJNE

w obszarze

DOBROSTAN ZWIERZĄT

Ukończenie szkolenia pozwala ubiegać się o zdawanie egzaminu specjalizacyjnego, celem uzyskania tytułu specjalisty w obszarze „Dobrostan zwierząt”.

Przewidywany termin rozpoczęcia: IV kwartał 2023 r.

Termin składania dokumentów upływa 15 września 2023 r.

Orientacyjny koszt jednego semestru: 2500 zł.

Osoby zainteresowane prosimy o zgłaszanie uczestnictwa na adres:

Katedra Immunologii, Patofizjologii i Prewencji Weterynaryjnej
Wydział Medycyny Weterynaryjnej
Uniwersytetu Przyrodniczego w Wrocławiu
ul. C.K. Norwida 31, 50-375 Wrocław

tel.: 71 32 05 246, e-mail: karolina.swiatkiewicz@upwr.edu.pl

Zgłoszenie powinno zawierać dokumenty przewidziane w Ustawie z dnia 21 grudnia 1990 r. o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych (t.j. Dz.U. z 2023 r. poz. 154).

W myśl ustawy warunkiem przyjęcia jest złożenie przez zainteresowanego:

- wniosku (do pobrania na stronie KSLW w zakładce „Rekrutacja na szkolenia specjalizacyjne” <http://www.piwet.pulawy.pl/kslw/?page=08>),
- odpisu dyplomu lekarza weterynarii,
- odpisu zaświadczenia z okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej o stwierdzeniu prawa wykonywania zawodu,
- deklaracji pokrycia kosztów specjalizacji przez lekarza weterynarii lub jednostkę organizacyjną kierującą lekarza weterynarii na szkolenie specjalizacyjne,
- dokumentów potwierdzających co najmniej 2-letni staż pracy w zawodzie.

Dyplom specjalisty będzie upoważniał do kontroli gospodarstw zajmujących się chowem i hodowlą zwierząt w charakterze lekarzy urzędowych, sprawowania określonych funkcji państwowych, a także do szkolenia rolników z zakresu dobrostanu zwierząt, występowania w charakterze doradców ds. spraw dobrostanu w dużych kompaniach produkcji zwierzęcej oraz biegłych w przestrzeganiu prawa.

Kierownik szkolenia specjalizacyjnego zastrzega sobie możliwość przesunięcia terminu rozpoczęcia I semestru.

Kierownik Szkolenia Specjalizacyjnego
prof. dr hab. Tadeusz Stefaniak

Uniwersyteckie Centrum Medycyny Weterynaryjnej
oraz Uniwersytecka Poliklinika Weterynaryjna Uniwersytetu Rolniczego im. Hugona Kołłątaja w Krakowie
w porozumieniu z Komisją ds. Specjalizacji Lekarzy Weterynarii ogłasza nabór na 6-semestralne

SZKOLENIE SPECJALIZACYJNE

w obszarze

WETERYNARYJNA DIAGNOSTYKA OBRAZOWA

Ukończenie szkolenia pozwala ubiegać się o zdawanie egzaminu specjalizacyjnego, celem uzyskania tytułu specjalisty w obszarze „Weterynaryjna diagnostyka obrazowa”.

Przewidywany termin rozpoczęcia: I/II kwartał 2024 r.

Termin składania dokumentów upływa 15 listopada 2023 r.

Orientacyjny koszt jednego semestru: 4300 zł.

Osoby zainteresowane prosimy o zgłaszanie uczestnictwa na adres:

**Uniwersytecka Poliklinika Weterynaryjna
Uniwersytetu Rolniczego im. Hugona Kołłątaja w Krakowie**

31-120 Kraków, al. Adama Mickiewicza 21
tel.: 539 038 197, e-mail: julita.czopek@urk.edu.pl

Zgłoszenie powinno zawierać dokumenty przewidziane w Ustawie z dnia 21 grudnia 1990 r. o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych (t.j. Dz.U. z 2023 r. poz. 154).

W myśl ustawy warunkiem przyjęcia jest złożenie przez zainteresowanego:

- wniosku (do pobrania na stronie KSLW w zakładce „Rekrutacja na szkolenia specjalizacyjne”)
- odpisu dyplomu lekarza weterynarii,
- odpisu zaświadczenia z okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej o stwierdzeniu prawa wykonywania zawodu,
- deklaracji pokrycia kosztów specjalizacji przez lekarza weterynarii lub jednostkę organizacyjną kierującą lekarza weterynarii na szkolenie specjalizacyjne,
- dokumentów potwierdzających co najmniej 2-letni staż pracy w zawodzie.

Kurs specjalizacyjny będzie realizowany w obiektach Uniwersyteckiej Polikliniki Weterynaryjnej UR wyposażonych w pracownie diagnostyki USG, RTG, TK oraz MRI, a zajęcia będą prowadzone przez lekarzy weterynarii specjalistów z Polski i z zagranicy.

Uczestnicy mają zagwarantowane uczestnictwo w konferencjach tematycznych.

Kierownik szkolenia specjalizacyjnego zastrzega sobie możliwość przesunięcia terminu rozpoczęcia I semestru.

Kierownik Szkolenia Specjalizacyjnego
dr hab. Roman Aleksiewicz, prof. URK

KONFERENCJE I SZKOLENIA



Zaproszenie

Zakład Chorób Bydła i Owiec Państwowego Instytutu Weterynaryjnego – Państwowego Instytutu Badawczego w Puławach wraz z Polskim Stowarzyszeniem Bujatrycznym mają zaszczyt zaprosić lekarzy weterynarii oraz hodowców bydła do udziału

w **XVII Konferencji Bujatrycznej** w dniach **26–27 maja 2023 r.**

**WYBRANE ZAGADNIENIA W PATOLOGII BYDŁA
- AKTUALNY STAN WIEDZY**

W programie ramowym Konferencji m.in.:

- **M. Bednarski** (UP Wrocław): *Postępowanie diagnostyczne w przypadku upadków cieląt,*
- **K. Dudek, E. Szacawa, D. Bednarek** (PIWet-PIB Puławy): *Zastosowanie pegbowigrastymu do stymulacji układu odpornościowego u bydła,*
- **S. Floch** (Vetoquinol Global Medical Manager – Udder Health, Francja): *Leczenie klinicznego mastitis – bądźmy selektywni! (“Clinical mastitis treatment – be selective!”)*
- **M. Kerby** (Farm Animal Veterinary Surgeon, Synergy Farm Health, Wielka Brytania): *Interpretacja i strategiczne użycie testów laboratoryjnych w kontroli i eradykacji zakażeń wirusem BVD na fermach bydła (“The Interpretation and Strategic Use of Laboratory Tests For BVD in The Control and Potential Eradication of BVD on Individual Farms”)*,
- **M. Kowalski** (UR Kraków): *Czynniki ryzyka ketozy krów mlecznych w Polsce,*
- **Ł. Kurek** (UP Lublin): *Niedobory mikroelementów ze szczególnym uwzględnieniem spotykanych obecnie niedoborów Fe u bydła,*

- **M. Larska** (PIWet-PIB Puławy): *Głowica (złośliwa gorączka nieżyłowa) bydła – powracające zagrożenie dawnym patogenem,*
- **M. Lipiec** (PIWet-PIB Puławy): *Paratuberkuloza bydła – aktualny wgląd w etiopatogenezę i zwalczanie tej choroby,*
- **K. Lutnicki** (UP Lublin): *Stres cieplny u bydła,*
- **K. Niemczuk** (PIWet-PIB Puławy): *Zakażenia Coxiella burnetii – aktualna sytuacja epidemiologiczna i wpływ na parametry produkcyjne u bydła,*
- **M. Polak** (PIWet-PIB Puławy): *Zakażenia wirusem BVD-MD w Polsce – aktualny status epizootyczny,*
- **J. Rola** (PIWet-PIB Puławy): *Występowanie zakażeń koronawirusem bydła (BCoV) w Polsce,*
- **P. Sobiech** (UWM Olsztyn): *Nowe trendy w rutynowej suplementacji niedoborów selenu u bydła,*
- **T. Stefaniak, J. Bajzert, P. Jawor** (UP Wrocław): *Podstawy naukowe i zastosowania praktyczne przeciwciał na błony śluzowe u cieląt,*
- **E. Szacawa, K. Dudek, D. Bednarek** (PIWet-PIB Puławy): *Wpływ wybranych dodatków paszowych na nieswoistą odpowiedź immunologiczną i koncentrację selenu w surowicy cieląt,*
- **M. Szymańska-Czerwińska** (PIWet-PIB Puławy): *Chlamydiazoza bydła – epidemiologia, diagnostyka i profilaktyka zakażeń,*
- **P. Szymański** (Lasy Państwowe – Nadleśnictwo Jabłonna, Polskie Towarzystwo Leśne – Oddział w Warszawie, Instytut Debat o Środowisku), **K. Niemczuk** (PIWet-PIB Puławy), **P. Szczepaniak** (ITWL Warszawa): *Wykorzystanie bezzałogowych statków powietrznych (BSP) w ograniczaniu rozprzestrzeniania się czynników zakaźnych warunkujących występowanie chorób zwierząt zwalczanych z urzędu,*
- **R. Urban-Chmiel, E. Pyzik, A. Najda, R. Stachura, P. Hola, M. Dec, A. Nowaczek, K. Herman** (UP Lublin): *Efekt oddziaływania eksperymentalnego preparatu ziołowo-fagowego w poprawie dobrostanu racic krów mlecznych,*
- **K. Żarczyńska** (UWM Olsztyn): *Badanie ultrasonograficzne bydła – możliwości wykorzystania w praktyce terenowej.*

Rozpoczęcie Konferencji: 26 maja 2023 r. o godz. 9.00 w Sali Konferencyjnej WCKP PIWet-PIB w Puławach, al. Partyzantów 57.

Przewodniczący Komitetu Organizacyjnego
prof. dr hab. Dariusz Bednarek

Zgłoszenia prosimy kierować drogą internetową
(dane na stronie Instytutu: www.piwet.pulawy.pl – zakładka:
„Oferta / Konferencje, zjazdy”)

lub bezpośrednio pod tel. 81 889 32 45 (mgr Gabriela Gawinek),
81 889 31 41 (inż. Dominika Szewczyk)

Koszt uczestnictwa w konferencji: 450 zł wraz z VAT.

Opcjonalnie dla chętnych dodatkowa opłata za uczestnictwo w uroczystej kolacji: 180 zł.

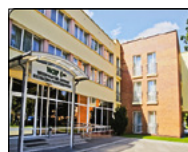
Podsumowując:

1. Uczestnictwo w konferencji: 450 zł wraz z VAT
 2. Uczestnictwo w konferencji wraz z kolacją: 630 zł
- Wpłaty prosimy kierować na konto Instytutu: BNP Paribas o./Puławy 35 2030 0045 1110 0000 0053 1520 z dopiskiem: **XVII Konferencja Bujatryczna.**

PATRONAT HONOROWY:



Patronat honorowy
Wiceprezesa Rady Ministrów
Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi
Henryka Kowalczyka



ZAPROSZENIE

Zakład Chorób Drobiu Państwowego Instytutu Weterynaryjnego – Państwowego Instytutu Badawczego w Puławach oraz Sekcja Fizjologii i Patologii Ptaków PTNW zapraszają na

Międzynarodową Konferencję Naukową

CHOROBY ZWIĄZANE Z UKŁADEM ROZRODCZYM PTAKÓW

DISEASES OF BIRDS AFFECTING THE REPRODUCTIVE SYSTEM,

która odbędzie się **6-7 października 2023 r.**

w Weterynaryjnym Centrum Kształcenia Podyplomowego,
Al. Partyzantów 57, 24-100 Puławy.

Koszty uczestnictwa (udział w wykładach, materiały zjazdowe, przerwę kawowe, uroczysta kolacja): **700 zł** (brutto), **400 zł** (brutto) dla studentów oraz słuchaczy specjalizacji „Choroby drobiu”.

Wpłaty należy dokonać na konto Państwowego Instytutu Weterynaryjnego – Państwowego Instytutu Badawczego w Puławach:

BGŻ S.A. o./Puławy 35 2030 0045 1110 0000 0053 1520
z dopiskiem **Konferencja ZCHD 2023.**

Zgłoszenia prosimy kierować drogą internetową (formularz rejestracyjny znajduje się na stronie Instytutu: www.piwet.pulawy.pl w zakładce „Konferencje, Zjazdy”).

O udziale w konferencji decyduje kolejność zgłoszeń. Informacje zostaną przekazane drogą elektroniczną.

Przewodniczący Komitetu Organizacyjnego
dr hab. Krzysztof Śmietanka, prof. instytutu

27. SPECJALIŚCI SPECJALISTOM

Międzynarodowa Konferencja
Lekarzy Chorób Świń



13-14.06.2023

Hotel Metropolo

ul. Orzechowa 11, Kraków

- Nowe podejście do zwalczania chorób zakaźnych
- Niekonwencjonalne sposoby oddziaływania na zdrowie świń
- Diagnostyka laboratoryjna – narzędzie w pracy lekarza weterynarii
- Organizacja i zarządzanie – podstawowe drogi umożliwiające ograniczenie występowania i szerzenia się chorób
- Nowe narzędzia w ocenie i zwalczaniu chorób świń.

Informacje i rejestracja:
rexan.pl/specjalisci2023



KOMUNIKAT nr 1

Zakład Chorób Zakaźnych i Administracji Weterynaryjnej
Katedry Epizootiologii z Kliniką Ptaków i Zwierząt Egzotycznych
Wydziału Medycyny Weterynaryjnej
Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu,
Dolnośląska Izba Lekarsko-Weterynaryjna,
Krajowa Izba Lekarsko-Weterynaryjna,
Polskie Towarzystwo Nauk Weterynaryjnych
Oddział we Wrocławiu

zapraszają **7 października 2023 r.** (sobota) na

V KONFERENCJĘ NAUKOWĄ

z cyklu

ETYKA ZAWODOWA LEKARZA WETERYNARII**Tematy prezentowane w czasie konferencji:**

1. Eutanazja - usługa, prawo, etyka
2. Informacja a reklama - etyczna komunikacja z klientem
3. Dydaktyka etyki zawodowej - Czy etyki zawodowej można się nauczyć?
4. Czy potrzebujemy standardów wykonywania usług lekarsko-weterynaryjnych?
5. Uczciwość i nieuczciwość naukowa w świecie weterynaryjnym
6. Relacje między lekarzami weterynarii oczami rzecznika odpowiedzialności zawodowej

Miejsce konferencji:

Centrum Edukacyjno-Rozwojowe Pałac Wrocław Pawłowice Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu, ul. Pawłowicka 87/89

Informacje szczegółowe pojawiają się na internetowych stronach samorządowych i w mediach społecznościowych.

Organizator
Robert Karczmarczyk



To my **tworzymy historię** - <http://aviopatolodzy.pl>

ZAPROSZENIE

Katedra Patologii i Diagnostyki Weterynaryjnej
Instytutu Medycyny Weterynaryjnej
Szkoły Głównej Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie
oraz Sekcja Fizjologii i Patologii Ptaków PTNW
uprzejmie zapraszają
na Konferencję Naukowo-Historyczną

**HISTORIA AWIOPATOLOGII POLSKIEJ
W LATACH 2002-2022**

Termin: 16 czerwca 2023 r.

Miejsce: Kampus SGGW w Warszawie (ul. Nowoursynowska 166, 02-787 Warszawa, budynek 8, sala 112, 1 piętro).

Będzie to szczególne wydarzenie, bowiem Konferencja upamiętnia 80-lecie krajowej weterynarii ptaków!

Będziemy zaszczytzeni, gdyby zgodzili się Państwo swoją obecnością uświetnić to wyjątkowe dla naszego środowiska spotkanie, abyśmy mogli wspólnie uczcić pamięć tych wszystkich, którzy tworzyli naszą awiopatologię.

Organizatorzy

Dalsze informacje na stronie <http://aviopatolodzy.pl>

Z poważaniem

Przewodniczący Komitetu Organizacyjnego
prof. dr hab. Piotr Szeleszczuk

PRACA**POWIATOWY LEKARZ WETERYNARII W PYRZYCACH**

poszukuje lekarzy weterynarii do pracy w ramach wyznaczenia w rzeźni w miejscowości Kłodzino, powiat Pyrzyce. Rzeźnia bez automatycznego przesuwu.

Wszelkie informacje można uzyskać w Powiatowym Inspektoracie Weterynarii w Pyrzycach, ul. Młodych Techników 5a, 74-200 Pyrzyce; adres e-mail: pyrzyce.piw@wetgiw.gov.pl lub pod numerem telefonu 91 570 44 24, telefon z-cy PLW: 534 850 630.

RÓŻNE**I WETERYNARYJNE STRZELECKIE MISTRZOSTWA POLSKI
- VETATARGET 2023**

organizowane pod patronatem Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej oraz Małopolskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej

Myślenice, 7-9 lipca 2023 r.

strzelnica sportowa Sport Myślenice

Impreza sportowo-integracyjna dla środowiska weterynaryjnego - lekarzy weterynarii, techników weterynarii, asystentów, studentów weterynarii i pracowników firm związanych z weterynarią oraz rodzin. W programie przewidziane zawody w trzech konkurencjach strzeleckich, wykłady, spotkanie integracyjne przy ognisku, spotkanie z sokolnikiem.

Informacje szczegółowe: vetatarget@gmail.com

Organizatorzy: Maja i Jacek Ingardenowie, THERIOS Przychodnia Weterynaryjna Myślenice

**SPOTKANIE ROCZNIKA 1972-1978
WYDZIAŁU WETERYNARYJNEGO W OLSZTYNIE**

Uprzejmie informuję, że w dniach 3-4 czerwca br. w Biskupinie k. Żnina odbędzie się spotkanie w związku z jubileuszem 45-lecia ukończenia studiów. Zachęcam do licznego udziału, a wszystkich chętnych proszę o kontakt e-mailowy lub telefoniczny.

Podobnie jak przy organizacji wcześniejszych zjazdów, szczegółowe informacje zostaną przesłane wszystkim zainteresowanym.

Do zobaczenia na malowniczych Pałukach.

Jacek Judek

Kontakt: jacekjudek@wp.pl, tel.: 602 458 205

**SPOTKANIE ROCZNIKA 1975-1980
Z LUBLINA**

Spotkanie odbędzie się 8-9 września 2023 r. w Stegnie. Osoby chętne do udziału w tym spotkaniu proszone są o potwierdzenie swojej obecności do **31 maja 2023 r.** do Mariusza Majewskiego - telefonicznie: **669 555 932** lub e-mailowo: majewski.augustyn@wp.pl Ponieważ organizacja spotkania wymaga wkładu finansowego (zaliczki na rezerwację hotelu, na wyżywienie, wycieczkę autokarową itp.), **należy jednocześnie ze wstępym zgłoszeniem wpłacić zaliczkę w wysokości 150 zł** na konto:

Mariusz Majewski

Bank Spółdzielczy w Stegnie

nr konta: 86 83080001 0002 3285 3000 0020

z dopiskiem: wet

Ogólny koszt spotkania wyniesie ok. 600 zł od osoby.

Organizator

Mariusz Majewski

SPOTKANIE ROCZNIKA 1977-1982 Z LUBLINA

W związku z rocznicą 40-lecia ukończenia studiów **9 września 2023 r.** zostanie zorganizowane spotkanie w Lublinie w hotelu Victoria. Zainteresowanych prosimy o kontakt pod numerem: 601 485 091 do dnia 30 maja 2023 r.

Starosta roku Mariusz Kajpus



Buprecare Multidose 0,3 mg/ml

roztwór do wstrzykiwań dla psów i kotów

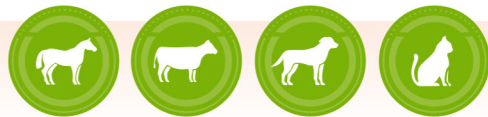
Buprenorfina 0,3 mg
(jako buprenorfiny chlorowodorek)

Długotrwała analgeza
pooperacyjna

Ból? To nie jest opcja!
Zapewnij im komfort po zabiegu!



Uwaga! Składnikiem leku jest substancja psychotropowa grupy III-P: Buprenorfina. Posiadanie i stosowanie w celach medycznych produktu Buprecare wymaga odrębnej zgody o którą należy wystąpić do Wojewódzkiego Inspektoratu Farmaceutycznego. Szczegółowych informacji na temat wniosku o udzielenie takiej zgody mogą Państwu przekazać Reprezentanci Regionalni ScanVet Poland.



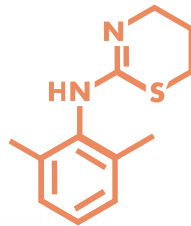
Sedachem 20 mg/ml

roztwór do wstrzykiwań dla bydła,
koni, psów i kotów

Ksylazyna 20 mg/ml

Szeroki zakres
zastosowania
– przydatny w
każdej praktyce
lekarsko
-weterynaryjnej!

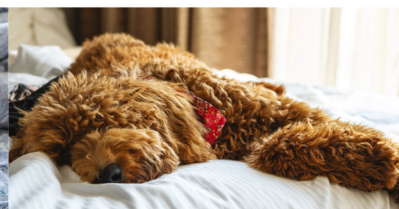
Sedacja. Analgeza.
Zwiotczenie mięśni.
Premedykacja



Nowość!



ZERO karencji na mleko! Bydło, konie:
Tkanki jadalne: jeden dzień **Mleko:** zero godzin.



• O szczegóły pytaj Reprezentantów regionalnych ScanVet Poland • Pełna informacja o produktach na stronie www.scanvet.pl



NexGard®

LEK O SPRAWDZONEJ SKUTECZNOŚCI W LEPSZEJ CENIE*



NexGard® to

WYGODNE LECZENIE,

dzięki smacznej tabletki do rozgryzania i żucia podawanej raz w miesiącu zapewniającej skuteczną ochronę przed pchłami, kleszczami i roztoczymi.



NexGard® zapewnia

PEŁNĄ OCHRONĘ PRZED ROZTOCZAMI

– leczy nużyce, świerzb drążący oraz świerzb uszny.



Jedyny** na rynku doustny lek do aplikacji raz w miesiącu

DO STOSOWANIA U SUK W CIĄŻY I W CZASIE LAKTACJI.



NexGard® to zarejestrowany znak towarowy Boehringer Ingelheim.

* Porównanie ceny wyjściowej do ceny uwzględniającej warunki handlowe.

** Na podstawie aktualnych zapisów w drukach CHPLW leków przeciw pasożytom zewnętrznym dla psów na bazie izoksazoliny.

Skrócona Informacja o leku w dziale LEKI WETERYNARYJNE.

 **Boehringer
Ingelheim**