

ŻYCIĘ WETERYNARYJNE

CZASOPISMO SPOŁECZNO-ZAWODOWE I NAUKOWE KRAJOWEJ IZBY LEKARSKO-WETERYNARYJNEJ



Środki ochrony indywidualnej w praktyce weterynaryjnej

„Jedno Zdrowie” – koncepcja łącząca działalność naukową i praktyczną z zakresu ochrony zdrowia człowieka i zwierząt

Zastosowanie terapii fałą uderzeniową o niskiej mocy u ludzi i zwierząt

Chłoniaki B-komórkowe u psów

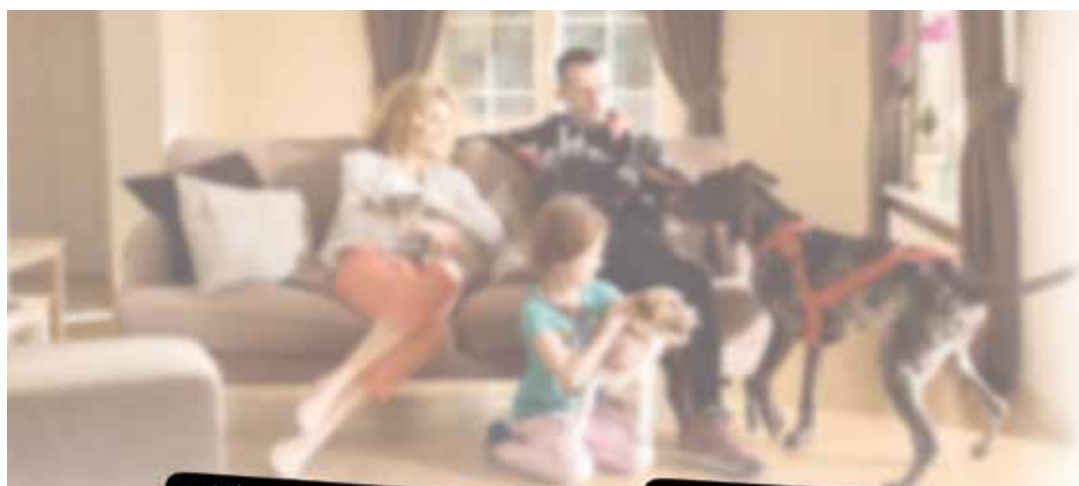
Czynniki wpływające na zapotrzebowanie koni na wodę

Zasady dobrej praktyki weterynaryjnej w leczeniu koni

Inwazje nicieni u gryzoni i zajęczaków w warunkach hodowli domowej i laboratoryjnej

Etiologia zapaleń płuc u świnek morskich. Część II. Zakażenia bakteryjne, grzybicze oraz inwazje pasożytnicze

Enterotoksyny gronkowcowe w żywności – nowe zagrożenia



FIPRex®

przeciw pchłom i kleszczom u psów i kotów

www.fiprex.pl

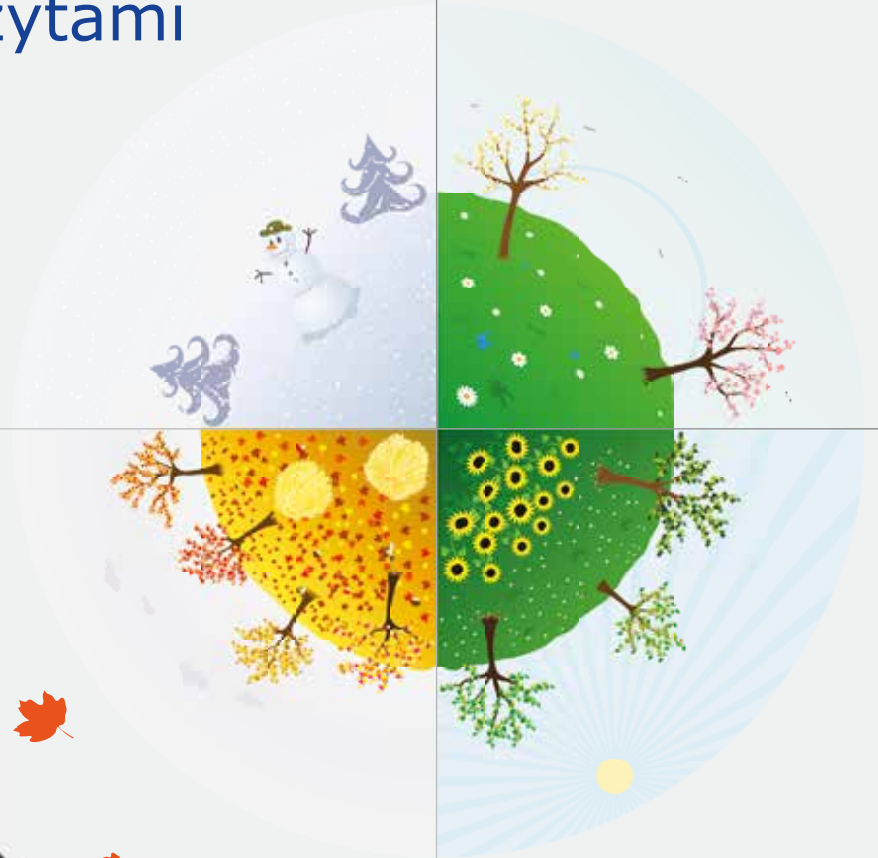
Pełna informacja o leku wewnątrz numeru.

www.vetpol.org.pl

Egzemplarz bezpłatny

Podmiot odpowiedzialny:
VET-AGRO Sp. z o.o., ul. Gliniana 32
20-616 Lublin, tel. 81 445 23 00, www.vet-agro.pl

Całoroczny program ochrony przed ektopasożytami



Szczegółowe informacje o produktach w dziale „Leki weterynaryjne”



VIRBAC Sp. z o.o., ul. Puławska 314, 02-819 Warszawa, tel. 22 855 40 43, fax 22 855 07 34, www.virbac.pl

Shaping the future of animal health



Spis treści

Działalność Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej

- 260** Od redakcji
261 Kalendarium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej
262 VIII posiedzenie Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej
266 Uchwały i stanowiska Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej
270 Pisma i opinie Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

Sprawy społeczno-zawodowe

- 277** Środki ochrony indywidualnej w praktyce weterynaryjnej – J. Chmielewski, E.M. Galińska, K. Anusz, T. Nagas, M. Trela, J. Zagórski

Prace poglądowe

- 280** „Jedno Zdrowie” – koncepcja łącząca działalność naukową i praktyczną z zakresu ochrony zdrowia człowieka i zwierząt – M. Truszczyński, Z. Pejsak
284 Zastosowanie terapii falą uderzeniową o niskiej mocy u ludzi i zwierząt – M. Facon-Porszewska, Z. Kietbowicz, P. Prządka
290 Chłoniaki B-komórkowe u psów – K. Kliczkowska-Klarowicz, R. Sapieryński, D. Jagielski
296 Czynniki wpływające na zapotrzebowanie koni na wodę – A. Mirowski

Prace kliniczne i kazuistyczne

- 298** Zasady dobrej praktyki weterynaryjnej w leczeniu koni – Z. Wróblewski, A. Wojtaszek
302 Inwazje nicieni u gryzoni i zajęczaków w warunkach hodowli domowej i laboratoryjnej – D. Jańczak, K. Barszcz, D. Cielecka
306 Etiologia zapaleń płuc u świnek morskich. Część II. Zakażenia bakteryjne, grzybicze oraz inwazje pasożytnicze – A. Okoń, P. Ciechanowska, K. Warchulska, M. Sobczak-Filipiak, W. Bielecki

Higiena żywności i pasz

- 310** Enterotoksyny gronkowcowe w żywności – nowe zagrożenia – M. Podkowiak, J. Schubert, J. Bania, J. Bystroń

Leki

Miscellanea

- 320** Zasady wystawiania faktur od 1 stycznia 2014 r. Część III. Faktury i noty korygujące oraz duplikaty faktur wystawiane przez lekarzy weterynarii – M. Szymankiewicz
322 Specjalizacja w dziedzinie chorób zwierząt nieudomowionych – J. Krzemiński, B. Orłowska
324 Sprawozdanie z kongresu Europejskiego Kolegium Okulistów Weterynaryjnych (ECVO) – I. Balicki
325 Spotkanie absolwentów Wydziału Weterynaryjnego w Lublinie rozpoczynających studia w 1966 r. – B. Arciuch
326 Zaproszenie do udziału w V Mistrzostwach Polski Weterynarii w Półmaratonie – P. Straburzyński
327 Zmarli

ŻYCIE WETERYNARYJNE

CZASOPISMO SPOŁECZNO-ZAWODOWE I NAUKOWE
KRAJOWEJ IZBY LEKARSKO-WETERYNARYJNEJ

ROCZNIK 90 • 2015 • NR 5

Komitet Redakcyjny:

Antoni Schollenberger (redaktor naczelny),
Danuta Trafalska (sekretarz redakcji),
Jacek Krzemiński (redaktor),
Joanna Czarnecka (redakcja techniczna),
Beata Stadryniak-Saracyn (korekta).

Rada Programowa:

prof. dr hab. Stanisław Winiarczyk – przewodniczący,
dr hab. Łukasz Adaszek,
prof. dr Alfonso Carbonero-Martinez (Hiszpania),
prof. dr hab. Beata Cuvelier-Mizak,
prof. dr Antoni Gamota (Ukraina),
prof. dr Ignacio Garcia-Bocanegra (Hiszpania),
lek. wet. Maciej Gogulski,
prof. dr hab. Zbigniew Grądzki,
lek. wet. Tomasz Grupiński,
prof. dr Marian Horzinek (Holandia),
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,
dr hab. Andrzej Max, prof. nadzw.,
prof. dr Karin Möstl (Austria),
prof. dr hab. Wojciech Nizański,
prof. dr hab. Jacek Osek,
prof. dr hab. Urszula Pasławska,
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 poglądowe, prace kliniczno-kazuistyczne i dotyczące leków są recenzowane. Redakcja nie ponosi odpowiedzialności za treść reklam i ogłoszeń.

Wydawca: Krajowa Izba Lekarsko-Weterynaryjna

Adres Redakcji:

al. Przyjaciół 1, 00-565 Warszawa
tel./fax (22) 621 09 60, 602 377 553
e-mail: zyciewet@vetpol.org.pl
<http://www.vetpol.org.pl>

Redaktor naczelny:

ul. Nowoursynowska 159c, p. 165,
02-776 Warszawa, tel. (22) 593 60 69
e-mail: antoni_schollenberger@sggw.pl

Biuro Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej

al. Przyjaciół 1, 00-565 Warszawa
tel./fax (22) 628 93 35, tel. (22) 622 09 55
e-mail: vetpol@vetpol.org.pl
<http://www.vetpol.org.pl>

Projekt graficzny: Foxrabbit Designers

Łamanie: Joanna Czarnecka, Foxrabbit Designers

Druk i oprawa: MDruk

Nakład: 15 000 egz.

EGZEMPLARZ BEZPŁATNY

Zmianę adresu korespondencyjnego proszę kierować do właściwej okregowej izby lekarsko-weterynaryjnej.

Od redakcji

Nie tak dawno w języku polskim pojawiło się zapożyczone z angielskiego słowo *gender*. W słowniku prof. Jerzego Bralczyka z 2008 r. podano, że oznacza ono zespół zachowań, norm i wartości przypisanych przez kulturę do danej płci. W tym znaczeniu jest używane przez znających się na wszystkim dziennikarzy, feministki oraz telewizyjnych mędrców, a także protestujących przeciwko niemu księży. Nie dla wszystkich jednak, zaliczam się do nich, pojęcie to jest jasne, tym bardziej że w słowniku angielsko-polskim Stanisławskiego podano, że *gender* oznacza albo rodzaj, albo płeć (zartobliwie). Jak widać słowniki nie nadążają za zmieniającymi się językami.

Nic więc dziwnego, że gdy w kanadyjskim czasopiśmie weterynaryjnym znalazłem opublikowany kilka lat temu artykuł zatytułowany „Gender and veterinary medicine”, w pierwszym odruchu pomyślałem, iż nareszcie weterynaria włączy się w poprawny politycznie dyskurs na temat kulturowego kształtowania płci. Jakież było moje rozczarowanie, gdy okazało się, że w artykule tym napisanym przez prezesa Kanadyjskiego Stowarzyszenia Medycyny Weterynaryjnej (CVMA) dr Jeanne Lofstedt chodzi o co innego, mianowicie o liczebną dominację kobiet wśród studiujących weterynarię w Kanadzie i USA. Obecnie na uczelniach weterynaryjnych kobiety stanowią tam około 80% studentów i wydaje się, że na tym się nie skończy.

Pierwsze uczelnie weterynaryjne powstały w drugiej połowie XVII wieku, kolejno we Francji, w Austrii, we Włoszech, w Danii, Szwecji, Niemczech, Anglii i Hiszpanii, ale przez pierwsze 125 lat uczyli się na nich jedynie mężczyźni. Kobiety zainteresowane studiowaniem weterynarii pojawiły się pod koniec XIX wieku. W tym czasie w wielu krajach panie w ogólności nie były dopuszczane do studiów uniwersyteckich. W Rosji w 1907 r. policja usunęła trzy kobiety z sali wykładowej, argumentując to tym, że uniwersytet nie jest dla nich odpowiednim miejscem, tym bardziej iż były skazane na stałe przebywanie w męskim towarzystwie. Z tego powodu Rosjanki wyjeżdżały na studia do Szwajcarii, Francji lub Szwecji. Wystarczy też przypomnieć Marię Skłodowską-Curie, obywatelkę Królestwa Polskiego, która jako kobieta nie mogła studiować w Warszawie i ukończyła studia na bardziej tolerancyjnej pod tym względem Sorbonie, choć i tam było to rzadkością.

W 1901 r. odkrywcą bruceli prof. Bernard Bang (dlatego brucelozą była nazywana choroba Banga) podczas otwarcia

I Nordyckiego Kongresu Weterynaryjnego, witając lekarzy uczestniczących w nim wraz z żonami, wyraził opinię, że trzeba będzie półwiecza, zanim na sali pojawi się pierwsza Dunka – lekarz weterynarii. Niewiele się pomylił, gdyż pierwszą absolwentką studiów weterynaryjnych w Danii została w 1940 r. Ester Mortensen. Wcześniej jednak niż ona studia weterynaryjne ukończyło wiele kobiet z innych krajów europejskich i nie tylko.

Przyjmuje się, że pierwszą kobietą lekarzem weterynarii była Rosjanka Maria Kapcewicz (Marie Kapcewitsch), która studiowała w szkole weterynaryjnej w Alfort we Francji i uzyskała dyplom w 1896 r. Problemem jest tylko to, że w archiwach uczelni nie ma zapisów odnośnie do jej osoby, co zresztą dotyczy też innych Rosjanek i Polek, o których jako lekarzach weterynarii jest mowa w czasopismach weterynaryjnych z tamtych czasów.

Nie ma natomiast wątpliwości co do drugiej w kolejności kobiety lekarza weterynarii – pochodząca ze szlacheckiej rodziny Aileen (Aleen) Cust studiowała w Edynburgu i uzyskała dyplom w 1900 r. Przyszło jej jednak długo czekać na uznanie kwalifikacji przez Brytyjskie Stowarzyszenie Weterynaryjne (BVA), bowiem prawo praktykowania w Zjednoczonym Królestwie otrzymała dopiero w 1922 r. Do tego czasu wykonywała zawód w Irlandii, gdzie nie było takich ograniczeń. Od 1906 r. była inspektorem, ale nie pozwalano jej dodawać do nazwiska tytułu weterynarza, a mężczyźni lekarze weterynarii i miejscowy ksiądz rozpowszechniali na jej temat złośliwe informacje. W czasie pierwszej wojny światowej pracowała w laboratorium diagnostycznym, a w późniejszych latach hodowała psy.

Pierwszymi Amerykankami z dyplomami lekarza weterynarii były: Mignon Nicholson (1903 r., Chicago), Elinor McGrath (1910 r., Chicago) oraz Florence Kimball (1910 r., Nowy Jork). Z kolei w Australii pierwszą kobietą, która ukończyła studia weterynaryjne, była Belle Reid (1906 r., Melbourne).

Pierwszą kobietą, która ukończyła studia weterynaryjne w Niemczech była Finka Agnes Sjöberg (1915 r., Berlin). Z pewnością była dobrą learką, skoro w 1944 r., gdy jeszcze nie było antybiotyków, z powodzeniem przeprowadziła cesarskie cięcie u klaczy. Niemkami były natomiast absolventki uczelni weterynaryjnej w Lipsku: Ruth Eber (1916 r.) oraz Inkeri Bernhard (1916 r.).

W 1919 r. w Rumunii uzyskała dyplom Zoe Drăgănescu, a w 1921 r. w Szwecji

Waldy Bergegren. Wreszcie w 1923 r. na Akademii Medycyny Weterynaryjnej we Lwowie z wyróżnieniem ukończyła studia Helena Jurgielewiczowa (1897–1980), córka bakteriologa Odon Bujwida. Była niebanalną postacią. Pisał o niej prof. Jan Tropiło. W 1925 r. na uczelni we Lwowie uzyskała też dyplom Matylda Szczudłowska (1902–2006).

Polska była dziesiątym krajem na świecie, w którym kobiety mogły studiować weterynarię. By nie przedłużać tej wylizczanki, podam, że pierwsze absolwentki weterynarii w niektórych krajach pojawiły się znacznie później: w Albanii w 1958 r. (Meropi N. Mile), Słowenii w 1965 r. (Brancka Sainar), Islandii w 1973 r. (Eufemia Hanna Gissladotir), a w Luksemburgu dopiero w 1975 r. (Lexy Nilles).

W tym roku Europejska Federacja Lekarzy Weterynarii (FVE) podała wstępne wyniki ankiety, której celem było uzyskanie danych statystycznych odnośnie do demografii, zatrudnienia i zarobków lekarzy weterynarii w 26 krajach należących do tej organizacji. W ankiecie wzięło udział ponad 13 tys. osób. Wynika z niej, że obecnie wśród ogółu ankietowanych lekarzy weterynarii liczba kobiet i mężczyzn jest równa, ale w grupie osób poniżej 40. roku życia jest więcej kobiet, co wskazuje na to, że z upływem lat będzie ich coraz więcej. Ankieta ujawniła też, że kobiety zarabiają znacznie mniej od mężczyzn. Różnica ta wynosi 28%. Tłumaczone to jest tym, że kobiety mają przerwy w pracy ze względów rodzinnych i częściej niż mężczyźni pracują w niepełnym wymiarze godzin (26% kobiet, a 12% mężczyzn) oraz podejmują pracę w dziedzinach, które są mniej dochodowe.

W amerykańskim czasopiśmie poświęconym szkolnictwu wyższemu („Chronicle of Higher Education”) Rachel Maines, wykładowczyni z zakresu technologii na Cornell University, zastanawia się nad przyczynami atrakcyjności studiów weterynaryjnych dla kobiet. Chodzi jej o to, aby znaleźć sposób na przyciągnięcie dziewcząt do studiowania na kierunkach inżynierskich.

Uniwersytet Cornell należy do elitarnych uczelni amerykańskich, z Uniwersytetem Harvarda na czele, tworzących prestiżową Ligę Bluszczową. Na Wydziale Medycyny Weterynaryjnej tego uniwersytetu jest niemal 90% kobiet, a na kierunkach technicznych jedynie 26%. Nie ma innego kierunku studiów, który w krótkim czasie, bo w ciągu około 30 lat, uległby tak znacznej feminizacji. Nie udaje się tego uzyskać w dyscyplinach technicznych,

mimo że Uniwersytet Cornell otrzymał na realizację tego celu grant w wysokości 3 mln USD i ma także w planach zatrudnienie na etatach profesorów 75 kobiet, gdyż przypuszcza się, że może to przyciągnąć przyszłe studentki.

Autorka wspomnianego artykułu nie jest w stanie określić przyczyny atrakcyjności weterynarii dla chcących studiować

dziewcząt, choć rozważa nawet takie powody, jak zgłaszanie się mniejszej liczby mężczyzn, dla których zawód lekarza weterynarii stał się mniej atrakcyjny finansowo, i książki Jamesa Herriota, które na całym świecie przyczyniły się do popularyzacji weterynarii. Całkiem na serio sugeruje poszukiwanie podobnie charyzmatycznego promotora studiów technicznych.

Gdy pisałem ten komentarz miałem przed oczami minę Maksza (Jerzego Stuhra) z filmu „Seksmisja” Juliusza Machulskiego, kiedy zorientował się, że znalazł się w świecie rządzonym przez kobiety.

Antoni Schollenberger
Redaktor naczelny

Kalendarium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

- **16 marca 2015 r.** W Warszawie, w SGGW, odbył się organizowany przez Katedrę Ekonomiki i Organizacji Przedsiębiorstw Wydziału Nauk Ekonomicznych SGGW, Kłaster Innowacji w Agrobiznesie i Biuro Promocji Jakości Kongres pt. „Bezpieczeństwo żywności – zarządzanie ryzykiem w łańcuchu dostaw”. Krajową Radę Lekarsko-Weterynaryjną reprezentowali: prezes Jacek Łukaszewicz i Marek Kubica.
- **19 marca 2015 r.** W Warszawie, w siedzibie Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej, odbyło się posiedzenie Komisji Finansowo-Gospodarczej Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej.
- **19–20 marca 2015 r.** W Warszawie, w siedzibie Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej, odbyło się VIII posiedzenie Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej.
- **21 marca 2015 r.** W Katowicach odbył się Zjazd Sprawozdawczy Śląskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej. Krajową Radę Lekarsko-Weterynaryjną reprezentował prezes Jacek Łukaszewicz.
- **21 marca 2015 r.** W Kielcach odbył się Zjazd Sprawozdawczy Świętokrzyskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej. Krajową Radę Lekarsko-Weterynaryjną reprezentowała sekretarz KRLW – Danuta Pawicka-Stefanko.
- **22 marca 2015 r.** W Olsztynie odbył się Zjazd Sprawozdawczy Warmińsko-Mazurskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej. Krajową Radę Lekarsko-Weterynaryjną reprezentował prezes Jacek Łukaszewicz.
- **22 marca 2015 r.** W Gdańsku odbył się Zjazd Sprawozdawczy Kaszubsko-Pomorskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej. Krajową Radę Lekarsko-Weterynaryjną reprezentował wiceprezes Andrzej Juchniewicz.
- **24 marca 2015 r.** Prezes Jacek Łukaszewicz w imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej przesłał do ministra rolnictwa i rozwoju wsi Marka Sawickiego pismo z wnioskiem o podjęcie działań mających na celu ograniczenie katalogu produktów leczniczych weterynaryjnych dopuszczonych do obrotu bez przepisu lekarza weterynarii oraz opracowanie kryteriów, jakie mają spełniać te produkty.
- **25 marca 2015 r.** Prezes Jacek Łukaszewicz w imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej przesłał do ministra rolnictwa i rozwoju wsi Marka Sawickiego pismo z wnioskiem o podjęcie działań w kierunku zmiany zapisu zawartego w rozporządzeniu Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 576/2013 z 12 czerwca 2013 r. w sprawie przemieszczania o charakterze niehandlowym zwierząt domowych oraz uchylające rozporządzenie (WE) nr 998/2003 w zakresie definicji „właściciela” zwierzęcia.
- **25 marca 2015 r.** W Warszawie, w siedzibie Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej, odbyło się szkolenie rzeczników odpowiedzialności zawodowej okręgowych izb lekarsko-weterynaryjnych.
- **25 marca 2015 r.** Prezes Jacek Łukaszewicz w imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej przesłał do ministra rolnictwa i rozwoju wsi Marka Sawickiego pismo z wnioskiem o podwyższenie opłat za wpis do ewidencji zakładów leczniczych dla zwierząt.
- **26 marca 2015 r.** W Warszawie, w siedzibie Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej, odbyło się szkolenie sędziów okręgowych sądów lekarsko-weterynaryjnych.
- **27 marca 2015 r.** Prezes Jacek Łukaszewicz w imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej przesłał do ministra rolnictwa i rozwoju wsi Marka Sawickiego pismo zawierające dodatkowe informacje niezbędne do kontynuowania prac, podjętych z inicjatywy KRLW, nad nowelizacją rozporządzenia ministra rolnictwa i rozwoju wsi z 20 kwietnia 2005 r. w sprawie wysokości opłaty związanej z wydaniem paszportu dla przemieszczanych w celach niehandlowych zwierząt domowych towarzyszących podróży (Dz.U. nr 78, poz. 688).
- **28 marca 2015 r.** W miejscowości Porosły-Kolonia odbył się Zjazd Sprawozdawczy Północno-Wschodniej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej. Krajową Radę Lekarsko-Weterynaryjną reprezentował prezes Jacek Łukaszewicz.
- **29 marca 2015 r.** W miejscowości Włodzimierzów odbył się Zjazd Sprawozdawczy Łódzkiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej. Krajową Radę Lekarsko-Weterynaryjną reprezentował prezes Jacek Łukaszewicz.
- **31 marca 2015 r.** Prezes Jacek Łukaszewicz w imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej przesłał do głównego lekarza weterynarii Marka Pirsztuka odpowiedź na jego pismo, informując, że Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna

jest zainteresowana współpracą w kwestii szkoleń dla lekarzy weterynarii wykonujących czynności lekarsko-weterynaryjne w pasiekach z zastrzeżeniem jednak, iż zakres szkoleń powinien być inny dla lekarzy weterynarii, a inny dla pszczelarzy.

- **31 marca 2015 r.** Prezes Jacek Łukaszewicz w imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej przesłał do głównego lekarza weterynarii Marka Pirsztuka odpowiedź na jego pismo w związku z planowanym wdrożeniem na terytorium Polski dobrowolnego programu zwalczania zakaźnego zapalenia nosa i tchawicy/otrętu bydła (IBR/IPV) oraz wirusowej biegunki bydła i choroby błon śluzowych (BVD/MD) w stadach bydła, informując, że zgodnie z ekspertyzą wykonaną w Katedrze Rachunkowości Menedżerskiej Szkoły

Główniej Handlowej w Warszawie koszt godziny pracy lekarza weterynarii w Polsce wykonującego czynności lekarsko-weterynaryjne w ramach zakładu leczniczego dla zwierząt wynosi 150,90 zł/godzinę.

- **10 kwietnia 2015 r.** W Kołobrzegu odbył się Zjazd Sprawozdawczy Zachodniopomorskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej. Krajową Radę Lekarsko-Weterynaryjną reprezentował prezes Jacek Łukaszewicz.
- **11 kwietnia 2015 r.** W Poznaniu odbył się Zjazd Sprawozdawczy Wielkopolskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej. Krajową Radę Lekarsko-Weterynaryjną reprezentował prezes Jacek Łukaszewicz.

VIII posiedzenie Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

Posiedzenie odbyło się w Warszawie 19 marca 2015 r. Przed otwarciem obrad prezes Jacek Łukaszewicz i sekretarz KRLW Danuta Pawicka-Stefanko wręczyli pamiątkową plakietę i bukiet kwiatów Jackowi Krzemińskiemu, wieloletniemu redaktorowi „Życia Weterynaryjnego”, w związku z jego przejściem na emeryturę. Prezes przedstawił panią Katarzynę Nowicką – powołaną na stanowisko rzecznika prasowego i sekretarza redakcji „Życia Weterynaryjnego”.

Rada zapoznała się z interpelacją Pawła Piotrowskiego, dotyczącą unijnego projektu związanego z obowiązkowym kształceniem ustawicznym członków zawodów regulowanych.

Prezes poinformował, że w ramach Europejskiej Federacji Lekarzy Weterynarii (FVE) powstał zespół dotyczący kształcenia ustawicznego (CPD). Pierwsze spotkanie zespołu odbyło się 26 stycznia 2015 r. Dzięki zabiegom Piotra Kwiecińskiego, wiceprzewodniczącego Sekcji Praktyków Weterynaryjnych FVE, Polska znalazła się wśród krajów reprezentowanych w tym zespole, obok Francji, Słowenii, Czech, Macedonii, Norwegii i Wielkiej Brytanii. Polski system kształcenia ustawicznego został wysoko oceniony podczas tego spotkania. Zdaniem zespołu system kształcenia ustawicznego powinien pozostać dobrowolny w krajach członkowskich. Przedstawiciele Francji opowiadają się za systemem obligatoryjnym. Sprawa ma być dyskutowana podczas jesiennego Zgromadzenia Generalnego FVE.

Komisja Europejska, dążąc do unifikacji szkoleń, prowadzi prace w tym zakresie poprzez ekspertów-koordynatorów. W Polsce działają oni poprzez Ministerstwo Nauki i Szkolnictwa Wyższego. W tej sprawie wystosowano pismo autorstwa Krzysztofa Anusza, przewodniczącego Komisji do spraw Kształcenia Ustawicznego i Specjalizacji, w którym opowiedziano się za dobrowolnym systemem, nadzorowanym przez Komisję do spraw Kształcenia Ustawicznego i Specjalizacji KRLW.

Rada rozpatrzyła odwołanie właściciela zakładu leczniczego dla zwierząt od uchwały nr 453/2014/VI/Rej. ZLZ Rady Wielkopolskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej w Poznaniu z 9 grudnia 2014 r. o odmowie dokonania zmian we wpisie zakładu leczniczego dla zwierząt do ewidencji zakładów leczniczych dla zwierząt prowadzonej przez Radę Wielkopolskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej. Uzasadnieniem uchwały Rady Izby Wielkopolskiej było przedstawienie jako kierownika zakładu lekarza weterynarii, który w opinii Rady nie mógł sprawować osobiście tej funkcji. Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna jednomyślnie podjęła uchwałę utrzymującą w mocy uchwałę nr 453/2014/VI/Rej. ZLZ Rady Wielkopolskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej o odmowie dokonania zmian we wpisie zakładu leczniczego dla zwierząt do ewidencji zakładów leczniczych dla zwierząt prowadzonej przez Radę Wielkopolskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej, stwierdzając, iż odwołanie

od tej uchwały wpłynęło po regulaminowym terminie.

Rada rozpatrzyła sprawę sprzeciwu Rzecznika Praw Obywatelskich od ostatecznej uchwały nr 311/VI/2014 Rady Warszawskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej z 7 lutego 2014 r. w sprawie wpisu zmian do ewidencji zakładów leczniczych dla zwierząt. W związku ze zgłoszonym sprzeciwem na poprzednim posiedzeniu KRLW wznowiono postępowanie w tej sprawie. W drodze postępowania administracyjnego uzyskano brakujące dokumenty. Na tej podstawie KRLW podjęła uchwałę, w której odmawia uchylenia ostatecznej uchwały nr 311/VI/2014 Rady Warszawskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej z 7 lutego 2014 r. w sprawie wpisu zmian do ewidencji zakładów leczniczych dla zwierząt.

Rada zapoznała się ze sprawozdaniem z posiedzenia Prezydium KRLW.

Andrzej Czerniawski złożył sprawozdanie z prac Komisji do spraw Lekarzy Weterynarii Wolnej Praktyki i Farmacji Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej. Komisja zapoznała się z dokumentem „Wycena kosztu godziny pracy lekarza weterynarii w Polsce wykonującego czynności lekarsko-weterynaryjne w ramach zakładu leczniczego dla zwierząt” opracowanym przez Katedrę Rachunkowości Menedżerskiej Kolegium Nauk o Przedsiębiorstwie Szkoły Głównej Handlowej w Warszawie. Z dokumentu, uwzględniającego wszystkie czynniki składające się na koszty wykonywania zawodu, wynika, że średni koszt pracy w zakładzie leczniczym dla zwierząt wynosi 150 zł 90 gr za godzinę. Na podstawie tej analizy prezes Jacek Łukaszewicz wystosował pismo do ministra rolnictwa i rozwoju wsi w sprawie waloryzacji kosztów wystawiania paszportów

dla zwierząt towarzyszących. Postanowiono opracowanie to udostępnić wszystkim wykonującym w Polsce zawód lekarzom weterynarii, poprzez publikację w „Życiu Weterynaryjnym”, przedstawienie na zjazdach okręgowych i innymi dostępnymi drogami.

Roman Strokoń, przewodniczący Komisji Finansowo-Gospodarczej, przedstawił sprawozdanie z wykonania budżetu Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej za 2014 r. Stwierdził, że założona przez skarbnik Elżbietę Sobczak dyscyplina finansowa przyniosła pozytywne skutki. Wpływy były większe o 190 tys. zł, a rozchody pozwoliły zaoszczędzić 140 tys. zł. Elementy te zostały uwzględnione przy konstrukcji budżetu na 2015 r. Komisja pozytywnie oceniła wykonanie budżetu.

Przewodniczący Krajowej Komisji Rewizyjnej Zdzisław Czerwiński poinformował, że Komisja odbyła posiedzenie 3 marca br., dokonując analizy wykonania budżetu za 2014 r. Komisja w pełnym składzie jednogłośnie pozytywnie oceniła wykonanie budżetu. Krajowa Komisja Rewizyjna dokonała także analizy preliminarza budżetowego na 2015 r. i jednogłośnie oceniła pozytywnie ten projekt.

Roman Strokoń przypomniał, że na poprzednim posiedzeniu KRLW podjęto uchwałę w sprawie zobowiązania prezesa do opublikowania jednolitego tekstu

załącznika do uchwały nr 63/2011/V Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z 19 grudnia 2011 r. w sprawie zasad gospodarki finansowej izb lekarsko-weterynaryjnych. Komisja opracowała projekt uchwały w sprawie zmiany załącznika do uchwały nr 63/2011/V Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej. Znowelizowany został także § 30 zasad gospodarki finansowej, dotyczący skutków finansowych orzeczeń organów izby, kiedy postępowania kończą się orzeczeniem uniewinniającym. Rada jednomyślnie podjęła uchwałę w sprawie zmiany zasad gospodarki finansowej izb lekarsko-weterynaryjnych, stanowiących załącznik do uchwały Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej w sprawie zasad gospodarki finansowej izb lekarsko-weterynaryjnych.

Roman Strokoń przedstawił opracowany przez skarbnik Elżbietę Sobczak projekt budżetu Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej na 2015 r. W 2014 r. uzyskano wpływ z opłat za ogłoszenia w „Życiu Weterynaryjnym” w wysokości 797 tys. zł, co uwzględniono w projekcie planowanych wpływów na 2015 r. Zaplanowano obniżenie wydatków związanych z wydawaniem „Życia Weterynaryjnego”. Na podstawie wydatków ubiegłorocznych zaplanowano kwoty wydatków w subkontach wprowadzonych po raz pierwszy w 2014 r. Zwiększono planowane wydatki na pomoc

prawną w toczących się procesach sądowych oraz na obsługę informatyczną. Zwiększono planowane wydatki na delegacje krajowe i zagraniczne. Zaplanowano pełną spłatę składek do organizacji międzynarodowych, przy wynegocjowanej przez Weterynaryjną Grupę Wyszehradzką nowej zasadzie naliczania składek za przynależność do FVE. Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna jednomyślnie podjęła uchwałę w sprawie przyjęcia budżetu Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej na 2015 r.

Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna przyjęła uchwałę w sprawie upoważnienia Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do podejmowania w jej imieniu niektórych działań, tworząc możliwość podejmowania przez Prezydium decyzji administracyjnych w sprawach zaskarżanych uchwał rad okręgowych.

Prezes Jacek Łukaszewicz złożył sprawozdanie ze spotkania z wiceministrem Tadeuszem Nalewajkiem, które odbyło się 9 marca 2015 r. Krajową Radę na spotkaniu reprezentowali prezes Jacek Łukaszewicz, Józef Białowas, Andrzej Juchniewicz i Piotr Żmuda. Omawiano wniosek Krajowej Rady o podwyższenie opłat za wydawanie paszportów dla zwierząt towarzyszących oraz projekt nowelizacji art. 16 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej w zakresie umożliwiającym zawieranie umów

ColoCeum PLUS

Wspomagająco u zwierząt z biegunką lub innymi zaburzeniami jelitowymi o różnej etiologii:

- **dieta**
np. nagła zmiana diety, alergia lub nietolerancja pokarmowa
- **choroba zakaźna**
- **inwazja pasożytnicza**
- **zatrucie, toksyny**
- **antybiotykoterapia**
- **sytuacje stresowe lub wyczerpanie**
- **nieswoiste zapalenia jelit (IBD)**
np. zapalenie eozynofilowe lub limfocytarno-plazmocytarne
- **enteropatie** różnego pochodzenia u psów i kotów

- ✓ **chroni i regeneruje** śluzówkę przewodu pokarmowego
- ✓ **przywraca równowagę** w obrębie jelit
- ✓ **wzmacnia organizm**, wyrównuje straty elektrolitów
- ✓ **wykazuje szybkie działanie** w przypadku ostrej biegunki
- ✓ **zmniejsza częstotliwość i objętość** odchodów



Informacja o produkcie na www.scanvet.pl

pięć aktywnych składników
zaawansowany skład

5

nowość

nowe
eco
ekologiczne
kartoniki

Smektyt | Montmorylonit

- adsorbent, wiąże szkodliwe czynniki i chroni śluzówkę

Prebiotyki | mannano-oligosacharyd (MOS)

- stymuluje rozwój fizjologicznej mikroflory jelit

Elektrolity

- sprzyjają przywróceniu równowagi wodno-elektrolitowej

Dekstroza i glicerol

- źródło łatwo przyswajalnej energii, szybszy powrót do zdrowia

L-glutamina

- źródło energii dla enterocytów, wspiera regenerację nabłonka jelit

zdrowa
błona śluzowa
jelit, prawidłowe
wchłanianie



uszkodzona
błona śluzowa
jelit, ograniczona
absorpcja jelitowa



z podmiotami prowadzącymi jednoosobową działalność gospodarczą. Prezes pozytywnie ocenił przebieg spotkania. Minister opowiedział się za podwyższeniem opłat, poruszył też sprawę obligatoryjnego znakowania psów. Prezes poinformował, że Izba jest na etapie tworzenia możliwości prowadzenia bazy danych psów oznakowanych. Poruszono też sprawę sytuacji kadrowej i finansowej w Inspekcji Weterynaryjnej. Ustalono, że spotkania z ministrem będą odbywać się cyklicznie.

Prezes Jacek Łukaszewicz poinformował, że stanowisko dotyczące projektu rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady w sprawie weterynaryjnych produktów leczniczych COM (2014) 558 final zostało wysłane do Departamentu Bezpieczeństwa Żywności i Weterynarii MRiRW z prośbą o uwzględnienie go w instrukcji negocjacyjnej rządu. Stanowisko zostało uwzględnione. Stanowisko wysłano też do Głównego Inspektoratu Weterynarii, Ministerstwa Zdrowia, Stałego Przedstawicielstwa RP przy UE w Brukseli, Urzędu Rejestracji Produktów Leczniczych, dyrektora Państwowego Instytutu Weterynaryjnego w Puławach, FVE i samorządów weterynaryjnych krajów członkowskich oraz do polskich europarlamentarzystów w komisjach rolnictwa i zdrowia.

Temat projektu rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady w sprawie weterynaryjnych produktów leczniczych COM (2014) 558 final ma być przedmiotem obrad Weterynaryjnej Grupy Wyszehradzkiej, a następnie wniesiony pod obrady FVE. Będzie też przedmiotem rozmów podczas spotkania z przedstawicielami BPT we Wrocławiu. Opracowanie strategii w tym zakresie zlecono rzecznik prasowej Katarzynie Nowickiej.

Komisja Prawno-Regulaminowa przygotowała projekt nowelizacji załącznika do uchwały nr 119A/13/V z dnia 15 maja 2013 r. w sprawie wprowadzenia „dobrej praktyki wystawiania paszportów dla zwierząt towarzyszących” Komisja wspierała się propozycjami głównego lekarza weterynarii, które zostały wprowadzone do projektu nowelizacji załącznika. Jako problem oceniono definicję właściciela, którym według rozporządzenia jest osoba fizyczna. Problem dotyczy psów będących własnością skarbu państwa, a pozostających w dyspozycji straży pożarnej, GOPR, policji itp. Komendanci służb nie wyrażają zgody, aby jako właścicieli ujawniać przewodników. Ustawodawca na poziomie Parlamentu Europejskiego i Rady określił, że tylko osoba fizyczna może być określona w paszporcie jako właściciel. W tej sytuacji, wbrew obowiązującemu prawu, Komisja proponuje pozostawienie zapisu, iż właścicielem zwierzęcia jest osoba fizyczna lub prawna. Nie dokonano

nowelizacji formularza rejestracji paszportów dla zwierząt towarzyszących, zakładając wprowadzenie dążenia do elektronicznej rejestracji paszportów. Postanowiono zwrócić się do ministra rolnictwa, aby wystąpił z inicjatywą ustawodawczą do Parlamentu Europejskiego i Rady, by dokonać zmiany tego zapisu w rozporządzeniu.

Zwrócono się do prezesów rad okręgowych o upowszechnienie informacji, że w związku z nowymi zasadami tworzenia rejestru wydanych paszportów – upoważnienia do wydawania paszportów będą mogli mieć tylko lekarze dysponujący łączami elektronicznymi.

Rada jednomyślnie przyjęła nowelizację uchwały w sprawie prowadzenia przez okręgowe rady lekarsko-weterynaryjne rejestru lekarzy weterynarii upoważnionych do wydawania paszportów oraz pobierania próbek w celu określenia miana przeciwciała. Postanowiono, aby wysłać pismo Ministerstwa Rolnictwa i Rozwoju Wsi do wiadomości straży pożarnej, GOPR, policji itp. w sprawie znalezienia właściwego rozwiązania, dotyczącego możliwości wpiływania jako właściciela osoby prawnej.

W odniesieniu do projektu ustawy o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarzy weterynarii Komisja doszła do wniosku, że niezbędne jest wprowadzenie zmian w art. 62 ustawy i dwóch poprawek, wypełniających wolę Krajowego Zjazdu Lekarzy Weterynarii. Wobec zaplanowanych na jesień 2015 r. wyborów parlamentarnych, zdaniem Komisji, nie jest obecnie właściwe przedstawienie do procesu legislacyjnego całościowej zmiany ustawy opracowanej w 2013 r.

Komisja proponuje przywrócenie pierwotnego brzmienia art. 62 ustawy z 1990 r. Proponuje się, aby w art. 26 ust. 4 wprowadzić zapisy umożliwiające wybieralność delegatów w dużych okręgach. Obecnie na mniejsze mogą być dzielone okręgi, w których pracuje powyżej 150 osób. Proponuje się, aby mogły być dzielone okręgi, w których pracuje powyżej 50 osób. Proponuje się też usunięcie ust. 6, mówiącego, iż zebrań są ważne, jeżeli stawi się na nie powyżej 50% uprawnionych. Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna podjęła stanowisko w sprawie nowelizacji ustawy o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarzy weterynarii w zakresie przywrócenie pierwotnego brzmienia art. 62 ustawy z 1990 r. oraz zapisów umożliwiających wybory delegatów w dużych okręgach, zgodnie z wolą Krajowego Zjazdu Lekarzy Weterynarii.

Rada przyjęła uchwałę zmieniającą uchwałę nr 11/13/VI z 17 grudnia 2013 r. w sprawie zwrotów kosztów podróży i innych wydatków oraz wypłaty rekompensat za utracony dochód w związku z wykonywaniem zleconych czynności na rzecz

Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej. Wprowadzone zmiany pozwalają na swobodne dysponowanie środkami przez Prezydium i prezesa Krajowej Rady. Nowe uregulowania pozwalają na zrekomensowanie utraconych zarobków osobom, których pracodawcy nie zawarli z Krajową Radą porozumień w sprawie utraconych zarobków przez osoby wykonujące prace na rzecz samorządu. Odnosi się to również do osób, które nie są członkami organów izb lekarsko-weterynaryjnych.

W ramach kontroli unijnej w grudniu 2014 r. wytknięto, że w obliczu zagrożenia, jakim jest afrykański pomór świń (ASF), w niedostateczny sposób weryfikujemy w Polsce informacje o łańcuchu żywnościowym. Zastępca głównego lekarza weterynarii Krzysztof Jażdżewski zobowiązał wszystkich powiatowych lekarzy weterynarii do wdrożenia procedur, które będą gwarantować, iż wszystkie informacje o łańcuchu żywnościowym będą pisane w sposób zgodny z prawem i zapewnią, że świnie nie zostaną wywiezione z obszaru objętego zakazami. Postanowiono wystąpić do głównego lekarza weterynarii o stworzenie online systemu umożliwiającego weryfikację wszystkich gatunków zwierząt na poziomie rzeźni. Do takiego systemu wprowadzane byłyby z poziomu gospodarstw informacja przez urzędowych lekarzy weterynarii, którzy sprawują stałą opiekę nad stadem.

W dyskusji zwrócono uwagę, że niebawem zostanie opracowany program bioasekuracji, co może powodować próby nielegalnego zbywania świń z obszarów zagrożonych. ASF szerzy się głównie wśród dzików, co uniemożliwia kontrolowanie przez lekarzy weterynarii. Dopóki nie zniknie ASF na Białorusi i w Rosji, problem w Polsce będzie nadal istniał. Trzeba więc stworzyć system wieloletni. Gdyby system wprowadzono zgodnie z zaleceniami rady sanitarno-epizootycznej, nie powstałby problem, mający obecnie poważne skutki gospodarcze. Problem ten może trwać nawet kilkanaście lat. Wymaga to systemowego rozwiązania, łącznie z przywróceniem świadectw zdrowia.

Przewodniczący Komisji Prawno-Regulaminowej Marek Kubica omówił aktualny stan prac na poziomie PE i SCOFCAH w sprawie projektów rozporządzeń: COM(2013) 265, COM(2013) 260 i COM(2014) 558. Komisja rekomenduje zapis, że tylko lekarz weterynarii na etapie badania przed- i poubojowego może nadzorować bezpieczeństwo. Na poziomie SCOFCAH prowadzona jest batalia w odniesieniu do art. 70, dotyczącego mikroprzedsiębiorstw. W Wielkiej Brytanii proponuje się, aby mikroprzedsiębiorstwa zwolnić z opłat za kontrole urzędowe. Stanowisko to podziela także inne państwa. Szacuje się, że w skali Europy jest około 2 mln mikroprzedsiębiorstw. W Polsce

Z okazji tak pięknego Jubileuszu

70-lecia

Państwowego Instytutu Weterynaryjnego - Państwowego Instytutu Badawczego

*składamy serdeczne gratulacje oraz wyrazy uznania wszystkim pracownikom
zaangażowanym w tworzenie dotychczasowego
dorobku naukowego.*

*Przez 70 lat istnienia, Instytut trwale wpisał się w rozwój nauk weterynaryjnych
w kraju i na świecie. Działania podjęte przez ostatnie lata gwarantują jego kluczową
rolę w zakresie ochrony zdrowia zwierząt, zdrowia publicznego i bezpieczeństwa
żywności i pasz.*

*Życzymy odważnych i innowacyjnych pomysłów, realizacji ciekawych projektów
oraz wielu sukcesów w przyszłości.*

*Niech każdy następny rok przyniesie pomyslną realizację założonych celów
i satysfakcję z ich osiągnięcia.*

*Zarząd i Pracownicy
firmy Biowet Puławy*



musująca profilaktyka

SZCZEPIONKA PRZECIW WIRUSOWEMU ZAPALENIU OSKRZELI PTAKÓW



TABIC IB VAR®

ŻYWA SZCZEPIONKA DLA KUR PRZECIW ZAKAŻNEMU ZAPALENIU OSKRZELI (IB)

- ✓ możliwość szczepienia **począwszy od 1-ego dnia życia**,
- ✓ **wygodna postać** tabletek musujących,
- ✓ **doskonała rozpuszczalność i homogenność** zawiesiny,
- ✓ do podawania drogą rozpylania (aerozol, „gruba kropla”).



Nazwa produktu leczniczego weterynaryjnego: TABIC IB VAR tabletki musujące do sporządzania zawiesiny dla kur. **Skład jakościowy i ilościowy substancji czynnej:** 1 dawka szczepionki zawiera: atenuowany wirus zakaźnego zapalenia oskrzeli ptaków (IBV), szczep 233A – nie mniej niż $10^{1.2}$ EID₅₀, nie więcej niż $10^{5.1}$ EID₅₀. **Postać farmaceutyczna:** tabletki musująca do sporządzania zawiesiny. **Docelowe gatunki zwierząt:** kura (brojlery, nioski reprodukcyjne, nioski towarowe). **Wskazania lecznicze dla poszczególnych docelowych gatunków zwierząt:** czynne uodparnianie kurcząt brojlerów, niosek reprodukcyjnych i towarowych w celu zredukowania śmiertelności, nasilenia objawów klinicznych oraz zmian towarzyszących zakaźnemu zapaleniu oskrzeli ptaków. Szczepienia można przeprowadzać w każdym wieku, począwszy od pierwszego dnia życia. Jednokrotne szczepienie powoduje szybkie narastanie odporności przeciw wirusowi zakaźnego zapalenia oskrzeli ptaków, która rozwija się w pełni w 21 dniu po szczepieniu i utrzymuje się co najmniej do 42 dnia po szczepieniu. Dwukrotne szczepienie ptaków (w 1-szym i 14-ym dniu życia) w pełni zabezpiecza stada brojlerów do czasu uboju w 7-8 tygodniu życia. Nioski reprodukcyjne i towarowe należy doszczepiać również w późniejszym wieku, zgodnie z ustalonym programem szczepień. **Przeciwwskazania:** nie szczepić ptaków chorych lub narażonych na działanie czynników stresogennych. Nie używać tabletek z uszkodzonych części blistra. Nie pozostawiać rozpuszczonej szczepionki w celu jej późniejszego użycia. Nie stosować dawek niższych niż zalecane. Nie rozpuszczać w wodzie zawierającej choćby śladowe ilości środków dezynfekujących lub detergentów. **Specjalne ostrzeżenia dotyczące stosowania u każdego z docelowych gatunków zwierząt:** szczepionkę należy rozpuszczać wyłącznie w czystej wodzie. Szczepienie ptaków rozpocząć dopiero po całkowitym rozpuszczeniu tabletki w wodzie. Szczepionkę należy wykorzystywać w ciągu 2 godzin po rozpuszczeniu. Szczepić wyłącznie zdrowe ptaki. Należy uwzględnić fakt, że na odpowiedź immunologiczną szczepionych ptaków mają wpływ różnorodne czynniki jak przebyte choroby, żywienie oraz stres. Wirus szczepionkowy łatwo się rozprzestrzenia – należy temu zapobiegać w obiektach, w których znajdują się ptaki w różnym wieku. **Specjalne środki ostrożności przy stosowaniu, w tym specjalne środki ostrożności dla osób podających produkt leczniczy weterynaryjny zwierzętom:** w celu uniknięcia kontaktu z produktem osoba szczepiąca powinna stosować rękawice, okulary i maskę ochronną. W przypadku omyłkowego wstrzyknięcia, spożycia lub zanieczyszczenia skóry należy natychmiast skorzystać z pomocy medycznej, pokazując lekarzowi ulotkę lub etykietę produktu. Odpowiedź immunologiczną szczepionych ptaków może być zmniejszona w wyniku nieprawidłowego przechowywania lub niewłaściwego podania produktu. **Działania niepożądane:** przeprowadzone badania bezpieczeństwa i skuteczności produktu nie potwierdziły występowania działań niepożądanych (nawet przy 10-krotnym przekroczeniu zalecanej dawki). **Stosowanie w ciąży, laktacji lub w okresie nieśności:** TABIC IB VAR może być stosowany u kur niosek począwszy od 1 dnia życia. **Interakcje z innymi produktami leczniczymi i inne rodzaje interakcji:** potwierdzono kompatybilność pomiędzy szczepionkami TABIC IB Var oraz szczepionkami przeciw chorobie Newcastle przy szczepieniu w tym samym wieku (szczepienie w 1 dniu życia). **Dawkowanie i droga podania dla poszczególnych docelowych gatunków zwierząt:** szczepionkę podaje się drogą rozpylania (aerozol, „gruba kropla”). Zalecany termin szczepień: począwszy

od pierwszego dnia życia. W celu przygotowania szczepionki należy wyjąć tabletkę z blistra i wrzucić ją do przygotowanej, zimnej wody. Po całkowitym rozpuszczeniu się tabletki, należy odczekać 1-2 minuty i delikatnie zamieszać, celem uzyskania jednorodności szczepionki. Pomimo, że badania potwierdziły skuteczność produktu do 2 godzin od momentu rekonstrukcji, zalecane jest jego natychmiastowe wykorzystanie. Zalecenia dotyczące rozpuszczania tabletek: coarse spray – 1000 dawek /50-300 ml, 2000 dawek /100-600 ml, 2500 dawek /125-750 ml, 5000 dawek /250-1500 ml, 10000 dawek /500-3000 ml; aerozol – 1000 dawek /100-150 ml, 2000 dawek /200-300 ml, 2500 dawek /250-375 ml, 5000 dawek /500-750 ml, 10000 dawek /1000-1500 ml. (*) – dokładna ilość wody zależy od wydajności urządzenia rozpylającego. Coarse spray (tzw. gruba kropla) – metoda ta pozwala szczepić kurczętą jednocześnie tuż po wylęgu w wylęgarni lub po wstawieniu do kurmika za pomocą zwykłego opryskiwacza ogrodniczego. Do szczepienia starszych ptaków należy użyć opryskiwacza elektrycznego lub zamglawiacza, które wytwarzają bardziej jednorodną kroplę o średnicy nie przekraczającej 100 µ. Aerozol: metoda wymaga zastosowania opryskiwacza elektrycznego lub zamglawiacza, wytwarzającego jednorodną kroplę o średnicy 40-100 µ. Stosowana jest do powtórnego szczepienia starszych ptaków. **Zalecenia dla prawidłowego podania:** do mycia urządzeń rozpylających szczepionkę należy używać gotowanej, gorącej wody. Przed szczepieniem należy sprawdzić wydajność urządzenia rozpylającego. Dysze rozpylające powinny znajdować się na wysokości 60-70 cm nad ptakami. Przed szczepieniem należy zredukować oświetlenie, wyłączyć wentylację i ogrzewanie, a w trakcie oraz po szczepieniu zapewnić ptakom spokój. **Przedawkowanie:** badania potwierdziły bezpieczeństwo produktu nawet przy podaniu jednorodzinnym pisklętom SPF dawki 10-krotnie przewyższającej dawkę zalecaną (podanie do oka). **Okres karencji:** zero dni. **Grupa farmakoterapeutyczna:** preparaty immunologiczne dla ptaków. **Kod ATCvet:** QI01AA03. **Skład jakościowy substancji pomocniczych:** trehaloza, węglan sodu, kwas cytrynowy bezwodny, stearynian magnezu. **Główne niezgodności farmaceutyczne:** ponieważ nie wykonano badań dotyczących zgodności, produktu leczniczego nie wolno mieszać z innymi lekami. **Okres ważności:** 2 lata dla produktu leczniczego weterynaryjnego zapakowanego do sprzedaży. Zużyć w ciągu 2 godzin po rekonstrukcji zgodnie z instrukcją. **Specjalne środki ostrożności przy przechowywaniu:** przechowywać w lodówce (2°C – 8°C). Chronić przed światłem. **Rodzaj opakowania bezpośredniego i skład materiałów, z których je wykonano:** tabletki (po 1000, 2000, 2500, 5000 lub 10 000 dawek) pakowane są po 10 sztuk w dwuwarstwowe blistry aluminiowe: warstwa ALUM SOFT SILVER (PVC/PVDC) oraz warstwa ALUM SILVER (PVC). (PVC): polichlorek winylu; (PVDC): polichlorek winylidenu. Pudełko tekturowe zawiera 1 blister (10 tabletek). **Specjalne środki ostrożności dotyczące unieszkodliwiania nie użytego produktu leczniczego weterynaryjnego lub odpadów pochodzących z tego produktu:** pozostałości unieszkodliwić poprzez gotowanie, spalanie lub zanurzenie w odpowiednim środku dezynfekcyjnym zatwierdzonym przez właściwe władze. **Nazwa i adres podmiotu odpowiedzialnego:** ABC POLSKA Sp. z o.o., ul. Szkolna 17, 63-100 Śrem. **Numer pozwolenia na dopuszczenie do obrotu:** 2086/11 (wydane przez URPLWMPB). **Wyłącznie dla zwierząt. Wydawany z przepisu lekarza – Rp.**

Zadzwoń i zamów w MEDiVET: 801 00 25 25 | 61 622 55 55*



*DŁUGIE GODZINY PRACY: pn. – pt. 7:00 – 20:00, sb. 8:00 – 16:00

*koszt połączenia wg stawek operatora

są to niemal wszystkie gospodarstwa. Ponieważ kontrole mają się samofinansować, będzie to rzutować na wynagrodzenia wyznaczonych lekarzy urzędowych.

Tomasz Grupiński poinformował, że system funkcjonujący w Skandynawii obejmuje obciążenie finansowe na cały rok na rzecz jednostki nadzorującej, wyliczone na podstawie oszacowanej skali ryzyka w gospodarstwach. Im lepsze jest przedsiębiorstwo, tym mniej płaci proporcjonalnie do obrotu. Wydaje się, że to rozwiązanie należy promować na forum europejskim.

W odniesieniu do obrotu produktami leczniczymi Marek Kubica przytoczył opinię Biura Analiz Sejmowych, poddając w wątpliwość zapisy rozporządzenia unijnego i stwierdzając, że niektóre z nich mogą prowadzić do nadużyć. Prezes Jacek Łukaszewicz ponownie podkreślił, że rządowa instrukcja negocjacyjna zawiera wszystkie elementy, jakie były zawarte w stanowisku Krajowej Rady w tej sprawie.

W odniesieniu do dokumentu w sprawie protestu lekarzy weterynarii pracowników Inspekcji Weterynaryjnej, członków Opolskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej w sprawie sytuacji płacowej w Inspekcji Weterynaryjnej województwa opolskiego Komisja przychyliła się do przedstawionego stanowiska, aczkolwiek uważa, że sukces zagwarantuje tylko wznowienie „triumwiratu” ze stowarzyszeniami weterynaryjnymi i związkami zawodowymi. Postanowiono, że samorząd w rozmowach z przedstawicielami zainteresowanych stowarzyszeń weterynaryjnych i związków zawodowych reprezentować będą Marek Wisła, Maciej Bachurski i Marek Kubica. Zespołowi powierzono opracowanie agendy spotkania.

Stanisław Winiarczyk, przewodniczący Komisji do spraw Współpracy z Zagranicą,

powiedział, że gospodarzami kolejnego spotkania przedstawiciele lekarzy weterynarii państw, którzy zadeklarowali udział w pracach Weterynaryjnej Grupy Wyszehradzkiej mają być Chorwaci. W organizacji chorwackiej nastąpiła jednak zmiana prezesa i dopiero 17 marca przysłano propozycję zorganizowania spotkania 14–15 maja br. w Opatii.

Ustalono, że Stanisław Winiarczyk złoży do przewodniczącego FVE wniosek o uwzględnienie stanowiska tej grupy wobec rozporządzenia w sprawie weterynaryjnych produktów leczniczych COM (2014) 558 final do porządku obrad posiedzenia FVE zaplanowanego na 4–6 czerwca 2015 r.

Na posiedzeniu tym odbędą się wybory do władz FVE. Postanowiono o przedstawieniu kandydatury Stanisława Winiarczyka na stanowisko wiceprezesa Federacji, Piotra Kwiecińskiego na stanowisko wiceprezesa lub skarbnika sekcji praktyków i Emiliany Kudyby na stanowisko wiceprezesa sekcji higienistów.

Rada przyznała Odznaki Honorowe „Meritus” za zasługi dla samorządu lekarzy weterynarii. Na wniosek Kaszubsko-Pomorskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej odznaki przyznano Piotrowi Jelińskiemu, Wojciechowi Szczerbińskiemu, Agnieszce Świątalskiej, Edycie Tocha-Michnowskiej i Mirosławie Gwoździewicz. Na wniosek Opolskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej Andrzejowi Sadowskiemu, Alojzemu Knotowi i Andrzejowi Miszowi. Na wniosek Północno-Wschodniej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej Henrykowi Grabowskiemu, Józefowi Matyskiele, Pawłowi Mędrkowi i Małgorzacie Elżbiecie Zimnoch.

Rada opowiedziała się za udzieleniem patronatu Krajowej Izby dla XXIII

Międzynarodowego Kongresu Polskiego Stowarzyszenia Lekarzy Weterynarii Małych Zwierząt. Postanowiono o dofinansowaniu kwotą 4000 zł spotkania szkolenowo-integracyjnego Północno-Wschodniej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej z udziałem gości z Litwy, Łotwy i Czech.

Stanisław Winiarczyk przedstawił informację ze spotkania dziekanów wydziałów medycyny weterynaryjnej w związku z otrzymaniem odpowiedzi minister nauki i szkolnictwa wyższego w sprawie odpłatności za wakacyjne praktyki studentów.

Dziekani zwracają się o zawieszenie uchwały nr 24/14/VI z 10 czerwca 2014 r., określającej wysokość opłat za szkolenia praktyczne studentów wydziałów medycyny weterynaryjnej w zakresie wynikającym z programu studiów na 32 zł na osobę za dzień odbywanych praktyk, zmienionej uchwałą nr. 27/14/VI z 15 lipca 2014 r. przez określenie, iż uchwała wchodzi w życie od roku akademickiego 2015/2016 do czasu wprowadzenia poprawki do ustawy lub rozporządzenia, umożliwiającej wypłacanie przez ministra celowanej dotacji na staże i praktyki studenckie. Ponadto przedstawiciele wydziałów i samorządu powinni spotkać się z ministrem nauki i szkolnictwa wyższego w celu przedstawienia tego problemu.

Prezes Jacek Łukaszewicz wyraził opinię, że należy podjąć działania, o których mówił Stanisław Winiarczyk i na posiedzeniu KRLW w czerwcu 2015 r. będzie można rozważyć dalsze postępowanie. Rada przyjęła informację do wiadomości.

Opracował Jacek Krzemiński

Drodzy Czytelnicy!

Przez ponad dwadzieścia lat relacjonowałem na łamach „Życia Weterynaryjnego” działalność władz Izby Lekarsko-Weterynaryjnej, starając się obiektywnie informować o aktywności naszych przedstawicieli w organach wypełniających ustawowe zadania samorządu. Uczestniczyłem w konferencjach naukowych, imprezach sportowych i rekreacyjnych, dobrze służących zawodowej integracji, także organizowanych przez izby okręgowe. Poznałem w tym czasie wiele wspianiałych i zaangażowanych w działalność społeczną osób, co było dla mnie zaszczytem i wielką przyjemnością. Powoli stawałem się historykiem zawodu, z satysfakcją obserwującym jego rozwój i rosnące standardy naszej pracy. Satysfakcją było dla mnie zredagowanie albumowego opracowania, dokumentującego dwudziestolecie Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej i jej dokonania. Na kolejnych

Krajowych Zjazdach Lekarzy Weterynarii oraz w internecie moje fotografie prezentowały wszechstronną naszą działalność, również stając się z czasem historycznymi dokumentami.

Nieubłagany upływ czasu oraz program naprawczy spowodowały zmiany w składzie zespołu redakcyjnego „Życia Weterynaryjnego”, a także zmniejszenie objętości czasopisma, co oznacza, niestety, także mniejszą zawartość informacji. Zdaje sobie sprawę, że w tym dwudziestolecu zmieniły się nie tylko standardy zakładów leczniczych dla zwierząt i nadzorowanej przez Inspekcję Weterynaryjną hodowli i przetwórstwa, powstały nowe wydawnictwa, ale także nowe multimedialne metody komunikacyjne. Jestem więc głęboko przekonany, że nadal będziecie Państwo dobrze informowani o działalności naszych władz i na tej podstawie będziecie dokonywać właściwych wyborów.

Pro hominum animaliumque salute!

Jacek Krzemiński

Uchwały i stanowiska Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

**Uchwała nr 43/2015/VI
Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej
z 19 marca 2015 r.
w sprawie zmiany Zasad gospodarki finansowej izb
lekarsko-weterynaryjnych stanowiących załącznik do
uchwały nr 63/2011/V Krajowej Rady Lekarsko-
-Weterynaryjnej z 19 grudnia 2011 r. w sprawie zasad
gospodarki finansowej izb lekarsko-weterynaryjnych**

Na podstawie art. 39 ust. 1 pkt 9 ustawy z 21 grudnia 1990 r. o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych (Dz.U. z 2014 r. poz. 1509 j.t.), uchwała się, co następuje:

§ 1

Nadaje się następujące brzmienie § 30 Zasad gospodarki finansowej izb lekarsko-weterynaryjnych stanowiących załącznik do uchwały nr 63/2011/V Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z 19 grudnia 2011 r. w sprawie zasad gospodarki finansowej izb lekarsko-weterynaryjnych:

- „1. W przypadku zakończenia postępowania z zakresu odpowiedzialności zawodowej postanowieniem lub orzeczeniem uniewinniającym:
- 1) przez rzecznika odpowiedzialności zawodowej lub sąd lekarsko-weterynaryjny okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej koszty postępowania ponosi okręgowa izba lekarsko-weterynaryjna, której członkiem jest lekarz weterynarii, w stosunku do którego prowadzone były postępowania;
 - 2) przez Krajowego Rzecznika Odpowiedzialności Zawodowej lub Krajowy Sąd Lekarsko-Weterynaryjny koszty postępowania ponosi Krajowa Izba Lekarsko-Weterynaryjna.
2. Prawomocne orzeczenie okręgowego sądu lekarsko-weterynaryjnego, na mocy którego zasądzono od ukaranego lekarza weterynarii koszty postępowania, przewodniczący sądu bezwzględnie przekazuje okręgowej izbie lekarsko-weterynaryjnej.
3. Przepis ust. 2 stosuje się odpowiednio do prawomocnych orzeczeń Krajowego Sądu Lekarsko-Weterynaryjnego”.

§ 2

Tekst jednolity Zasad gospodarki finansowej izb lekarsko-weterynaryjnych stanowiących załącznik do uchwały nr 63/2011/V Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z 19 grudnia 2011 r. w sprawie zasad gospodarki finansowej izb lekarsko-weterynaryjnych uwzględniający powyższą zmianę, a także zmiany wprowadzone przez uchwałę nr 13/13/VI Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z 18 grudnia 2013 r. o zmianie uchwały nr 63/2011/V Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z 19 grudnia 2011 r. w sprawie zasad gospodarki finansowej izb lekarsko-weterynaryjnych, uchwałę nr 16/14/VI Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z 10 marca 2014 r. zmieniającą uchwałę nr 63/2011/V Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z 19 grudnia 2011 r. w sprawie zasad gospodarki finansowej izb lekarsko-weterynaryjnych oraz uchwałę nr 21/14/VI Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z 10 czerwca 2014 r. zmieniającą uchwałę nr 63/2011/V KRLW z 19 grudnia 2011 r. w sprawie zasad gospodarki finansowej izb lekarsko-weterynaryjnych, stanowi załącznik do niniejszej uchwały.

§ 3

Uchyła się uchwałę nr 32/14/VI Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z 16 grudnia 2014 r. w sprawie zobowiązania Prezesa

KRLW do wydania obwieszczenia w sprawie ogłoszenia tekstu jednolitego Zasad gospodarki finansowej izb lekarsko-weterynaryjnych stanowiących załącznik do uchwały nr 63/2011/V Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z 19 grudnia 2011 r. w sprawie zasad gospodarki finansowej izb lekarsko-weterynaryjnych.

§ 4

Uchwała wchodzi w życie z dniem podjęcia.

Załącznik nr 1 do uchwały 43/2015/VI KRLW
z 19 marca 2015 r.

ZASADY

**gospodarki finansowej izb lekarsko-weterynaryjnych
(Tekst jednolity)**

Rozdział 1

Postanowienia ogólne

§ 1

Zasady gospodarki finansowej izb lekarsko-weterynaryjnych, zwane dalej w skrócie „zasadami gospodarki finansowej”, regulują gospodarkę finansową Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej i okręgowych izb lekarsko-weterynaryjnych, zwanych dalej w skrócie „izbami lekarsko-weterynaryjnymi”.

Rozdział 2 Budżet izby

§ 2

Podstawą gospodarki finansowej izby lekarsko-weterynaryjnej jest roczny budżet, obejmujący okres roku kalendarzowego, sporządzony w formie planu wpływów i wydatków (plan finansowy).

§ 3

1. Przychody określone w budżetach Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej i okręgowych izb lekarsko-weterynaryjnych stanowią prognozy ich wielkości.
2. Wydatki Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej i okręgowych izb lekarsko-weterynaryjnych mogą być dokonywane na cele i w wysokości ustalonej w uchwałach budżetowych.
3. Wydatki, o których mowa w ust. 2, powinny być dokonywane:
 - 1) w sposób celowy i oszczędny, z zachowaniem zasady uzyskiwania najlepszych efektów z danych nakładów;
 - 2) w sposób umożliwiający terminową realizację zadań;
 - 3) w wysokości i terminach wynikających z wcześniej zaciągniętych zobowiązań.

§ 4

1. Wydatki przewidziane w budżecie nie mogą przewyższać przewidywanych wpływów.
2. Przekroczenie planowanych wydatków może mieć miejsce w przypadku pozyskania ponadplanowych wpływów lub z nadwyżek pochodzących z lat poprzednich.

§ 5

Określone w budżecie wpływy i wydatki ujmowane są w układzie rodzajowym, zgodnie z obowiązującym planem kont.

§ 6

Zamieszczenie w budżecie Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej lub okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej przychodów z określonych źródeł nie stanowi podstawy roszczeń bądź zobowiązań wobec osób trzecich, ani roszczeń wobec tych osób.

§ 7

W ramach posiadanych środków izba lekarsko-weterynaryjna może tworzyć fundusze celowe przeznaczone na finansowanie niektórych zadań izby lekarsko-weterynaryjnej określonych w art. 10 ustawy z 21 grudnia 1990 r. o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych.

§ 8

1. Projekt budżetu Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej jest sporządzany przez Skarbnika Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej na podstawie założeń przyjętych przez Krajową Radę Lekarsko-Weterynaryjną. Skarbnik, po zaopiniowaniu projektu budżetu przez Komisję Finansowo-Gospodarczą, przedstawia ten projekt Krajowej Radzie Lekarsko-Weterynaryjnej.
2. Budżet Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej uchwała Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna na wniosek Skarbnika najpóźniej na ostatnim posiedzeniu Rady przed rozpoczęciem nowego roku kalendarzowego.
3. Budżet Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej sporządzany jest w oparciu o planowane i wykonane przychody i koszty.
4. Preliminarz budżetowy Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej stanowi wzór nr 1 do niniejszego załącznika.

§ 9

1. Projekt budżetu okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej jest sporządzany przez skarbnika rady okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej na podstawie założeń przyjętych przez radę okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej. Skarbnik przedstawia ten projekt radzie okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej najpóźniej do 31 stycznia roku budżetowego.
2. Budżet okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej uchwała okręgowy zjazd lekarzy weterynarii na wniosek rady okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej.
3. Projekt budżetu okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej stanowi wzór nr 2 do niniejszego załącznika.

§ 10

1. Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna może podjąć w czasie trwania okresu budżetowego uchwałę o zmianie budżetu.
2. Okręgowy zjazd lekarzy weterynarii może upoważnić radę okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej do przesunięć planowanych wydatków w poszczególnych pozycjach budżetu w ramach posiadanych środków finansowych.

§ 11

Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna i rady okręgowych izb lekarsko-weterynaryjnych mogą określić w drodze uchwały:

- 1) procedury kontroli wydatków dokonywanych ze środków izb lekarsko-weterynaryjnych, w tym zgodności z budżetem;
- 2) zasady oceny celowości wydatków ponoszonych w związku z realizacją zadań, w tym wydatków na koszty funkcjonowania izby.

§ 12

Za realizację budżetu Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej lub okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej odpowiedzialność ponoszą:

- 1) Prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej lub odpowiednio prezes rady okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej;
- 2) Skarbnik Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej lub odpowiednio skarbnik rady okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej.

§ 13

Do zadań prezydium lub komisji właściwych w sprawach finansowych rad lekarsko-weterynaryjnych należy m.in.:

- 1) opiniowanie projektu budżetu;
- 2) bieżąca analiza sytuacji finansowej izby i zgłaszanie, w przypadkach gdy jest to uzasadnione stanem realizacji budżetu, propozycji jego zmian;
- 3) opracowywanie ramowych założeń gospodarki finansowej izby na rok następny;
- 4) wykonywanie innych zadań zleconych przez Radę.

§ 14

1. Sprawozdanie z wykonania budżetu Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej sporządza się według wzoru nr 3 do niniejszego załącznika.
2. Sprawozdanie roczne z wykonania budżetu Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej zatwierdza, po rozpoznaniu wniosku Krajowej Komisji Rewizyjnej, Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna.
3. Finansowe Sprawozdanie kadencyjne Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej zatwierdza, po rozpatrzeniu wniosku Krajowej Komisji Rewizyjnej, Krajowy Zjazd Lekarzy Weterynarii.

§ 15

1. Skarbnik rady okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej sporządza i przedstawia, po zaopiniowaniu przez Prezydium lub komisję właściwą ds. finansowych radzie lekarsko-weterynaryjnej roczne sprawozdanie z wykonania budżetu nie później niż w terminie 6 tygodni po zakończeniu okresu, którego dotyczy sprawozdanie, a następnie w terminie do 30 dni przesyła KRLW.
2. Sprawozdanie z wykonania budżetu okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej stanowi wzór nr 4 do niniejszego załącznika.
3. Sprawozdanie roczne z wykonania budżetu okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej rozpatruje, po zapoznaniu się z wnioskiem okręgowej komisji rewizyjnej, okręgowy zjazd lekarzy weterynarii.

Rozdział 3

Składka członkowska

§ 16

Obowiązek opłacania składki członkowskiej:

- 1) powstaje w miesiącu uzyskania przez lekarza weterynarii wpisu do rejestru członków okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej;
- 2) wygasa z końcem miesiąca, w którym następuje skreślenie lekarza weterynarii z rejestru członków okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej.

§ 17

Członek izby lekarsko-weterynaryjnej obowiązany jest opłacać składki członkowskie regularnie co miesiąc, zgodnie z uchwałą podjętą w tej sprawie przez okręgowy zjazd lekarzy weterynarii.

§ 18

1. Zawieszenie lekarza weterynarii w prawie wykonywania zawodu przez sąd lekarsko-weterynaryjny nie zwalnia go z obowiązku opłacania składki członkowskiej.
2. Wykonywanie zawodu lekarza weterynarii poza granicami kraju nie zwalnia z opłacania składki członkowskiej.

§ 19

1. W przypadku stwierdzenia zaległości w opłaceniu składki członkowskiej rada okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej stosuje przewidziany w art. 65 ustawy o zawodzie lekarza weterynarii

- i izbach lekarsko-weterynaryjnych tryb ściągnięcia należności w drodze postępowania egzekucyjnego w administracji.
2. W przypadku nieuiszczenia przez członka izby lekarsko-weterynaryjnej innych należności niż składka członkowska, wynikających z odrębnych przepisów stosuje się odpowiednio ust. 1.
 3. Koszty postępowania egzekucyjnego obciążają dłużnika.

§ 20

1. Rada okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej obowiązana jest prowadzić ewidencję należnych i opłaconych składek członkowskich.
2. Nadzór nad bieżącym i prawidłowym prowadzeniem ewidencji składek sprawuje skarbnik rady okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej.

§ 21

Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna ustala kwotę minimalnej składki członkowskiej na dany rok, najpóźniej do 30 czerwca poprzedniego roku, zgodnie z uchwałą Krajowego Zjazdu Lekarzy Weterynarii podjętą na podstawie art. 37 pkt 7 ustawy o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych. W przypadku niepodjęcia uchwały do 30 czerwca wysokość minimalnej składki członkowskiej pozostaje bez zmian.

§ 22

1. Rady okręgowych izb lekarsko-weterynaryjnych regularnie, co miesiąc, przekazują na rzecz Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej należny odpis ze składki członkowskiej, jaki wynika z podziału określonego uchwałą Krajowego Zjazdu Lekarzy Weterynarii podjętą na podstawie art. 37 pkt 7 ustawy o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych.
2. Kwotę odpisu, o którym mowa w ust. 1, przekazywaną przez radę okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej ustala się w ten sposób, że liczbę członków okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej, pomniejszoną o liczbę lekarzy weterynarii emerytów i rencistów niewykonyjących zawodu, w miesiącu którego dotyczy rozliczenie, mnoży się przez kwotę wysokości odpisu należnego Krajowej Izbie Lekarsko-Weterynaryjnej.
3. Kwotę odpisu, o której mowa w ust. 2, rada okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej przekazuje na rzecz Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej najpóźniej do piętnastego dnia miesiąca następującego po miesiącu, którego dotyczy wpłata, wraz z aktualną listą członków izby, z wyodrębnieniem liczb emerytów i rencistów niewykonyjących zawodu.

§ 23

1. W przypadku stwierdzenia zaległości w przekazywaniu przez radę okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej należnego odpisu od składek do Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej w kwocie przekraczającej wysokość dwumiesięcznego odpisu należnego Krajowej Izbie Lekarsko-Weterynaryjnej, Skarbnik Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej zobowiązany jest:
 - 1) skierować do prezesa rady okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej upomnienie z wyznaczeniem terminu do uregulowania należności;
 - 2) zawiadomić o zaistniałej sytuacji komisję rewizyjną właściwej okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej i Krajową Komisję Rewizyjną.
2. Po bezskutecznym upływie terminu wymienionego w ust. 1 Skarbnik Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej obowiązany jest spowodować wszczęcie postępowania egzekucyjnego w administracji w celu wyegzekwowania należności.
3. W uzasadnionych przypadkach Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna może zwolnić okręgową izbę lekarsko-weterynaryjną z części lub całości odsetek.

Rozdział 4

Gospodarka finansowa

§ 24

Działalność izb lekarsko-weterynaryjnych jest finansowana ze składek wnoszonych przez członków tych izb i z innych źródeł wymienionych w art. 64 ust. 1 ustawy o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych.

§ 25

Podejmowanie zobowiązań majątkowych oraz dysponowanie środkami majątkowymi wymaga współdziałania dwóch członków rady wymienionych w § 26.

§ 26

1. Dokumenty dotyczące zobowiązań majątkowych lub dyspozycji środkami majątkowymi Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej podpisują Prezes lub upoważniony przez niego Wiceprezes i Skarbnik lub Sekretarz.
2. Dokumenty dotyczące zobowiązań majątkowych lub dyspozycji środkami majątkowymi okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej podpisują prezes lub upoważniony przez niego wiceprezes i skarbnik lub sekretarz.

§ 27

1. Krajowa Izba Lekarsko-Weterynaryjna i okręgowe izby lekarsko-weterynaryjne gromadzą środki pieniężne na rachunkach bankowych.
2. Środkami pieniężnymi na rachunkach bankowych dysponują:
 - 1) w Krajowej Izbie Lekarsko-Weterynaryjnej Prezes lub upoważniony przez niego Wiceprezes i Skarbnik lub Sekretarz;
 - 2) w okręgowej izbie lekarsko-weterynaryjnej prezes lub upoważniony przez niego wiceprezes oraz skarbnik lub sekretarz.

§ 28

1. Decyzje co do wysokości wydatkowania kwot na cele określone w budżecie Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej oraz okręgowych izb lekarsko-weterynaryjnych są podejmowane w drodze uchwały przez właściwe rady.
2. Komisje właściwe do spraw finansowych lub prezydium poszczególnych rad okręgowych izb lekarsko-weterynaryjnych i Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej analizują i opiniują wydatkowanie środków finansowych Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej i poszczególnych izb niezaplanowanych w budżecie Izby.
3. Rada okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej w razie czasowej nieobecności skarbnika może upoważnić innego członka prezydium do podejmowania decyzji o wydatkowaniu w ramach budżetu środków finansowych izby.

§ 29

1. W Krajowej Izbie Lekarsko-Weterynaryjnej polecenie:
 - 1) krajowego wyjazdu służbowego wydaje Prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej lub upoważniony przez niego Wiceprezes;
 - 2) zagranicznego wyjazdu służbowego podejmuje Prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej lub upoważniony przez niego Wiceprezes – po uzyskaniu akceptacji Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej.
2. Przepis ust. 1 stosuje się odpowiednio odnośnie do poleceń wyjazdów służbowych w okręgowych izbach lekarsko-weterynaryjnych.
3. Okręgowy zjazd lekarzy weterynarii może ustalić, że podjęcie zobowiązania majątkowego przekraczającego określoną kwotę lub zadysponowanie środkami majątkowymi przekraczającymi określoną wartość wymaga uprzedniej decyzji rady okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej.

§ 30

1. W przypadku zakończenia postępowania z zakresu odpowiedzialności zawodowej postanowieniem lub orzeczeniem uniewinniającym:
 - 1) przez rzecznika odpowiedzialności zawodowej lub sąd lekarsko-weterynaryjny okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej koszty postępowania ponosi okręgowa izba lekarsko-weterynaryjna, której członkiem jest lekarz weterynarii, w stosunku do którego prowadzone były postępowania;
 - 2) przez Krajowego Rzecznika Odpowiedzialności Zawodowej lub Krajowy Sąd Lekarsko-Weterynaryjny koszty postępowania ponosi Krajowa Izba Lekarsko-Weterynaryjna.
2. Prawomocne orzeczenie okręgowego sądu lekarsko-weterynaryjnego, na mocy którego zasądzono od ukaranego lekarza weterynarii koszty postępowania przewodniczący sądu bezwzględnie przekazuje okręgowej izbie lekarsko-weterynaryjnej.
3. Przepis ust. 2 stosuje się odpowiednio do prawomocnych orzeczeń Krajowego Sądu Lekarsko-Weterynaryjnego.

§ 31

1. Krajowa Izba Lekarsko-Weterynaryjna i okręgowe izby lekarsko-weterynaryjne prowadzą rachunkowość na zasadach określonych w ustawie z 29 września 1994 r. o rachunkowości (Dz.U. z 2009 r. nr 152, poz. 1223 z późn. zm.).
2. Zapisy w księgach rachunkowych winny być dokonywane według zasad określonych w ustawie o rachunkowości zgodnie z zakładowym planem kont.

§ 32

1. Dowody księgowe dokumentujące koszty lub zobowiązania podlegają sprawdzeniu pod względem formalno-rachunkowym i merytorycznym.
2. Sprawdzenia i zatwierdzenia dowodów księgowych pod względem merytorycznym dokonuje Prezes i Skarbnik Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej i odpowiednio prezes i skarbnik rady okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej.
3. Sprawdzenie dowodów księgowych pod względem formalno-rachunkowym dokonuje główny księgowy lub uprawniony podmiot zewnętrzny.

Rozdział 5 Sprawozdawczość

§ 33

1. Sprawozdanie finansowe izby lekarsko-weterynaryjnej sporządza się zgodnie z przepisami ustawy z 29 września 1994 r. o rachunkowości (Dz.U. z 2009 r. nr 152, poz. 1223, z późn. zm.).
2. Sprawozdanie finansowe sporządza się na dzień zamknięcia ksiąg rachunkowych.
3. Sprawozdanie finansowe składa się z:
 - 1) bilansu;
 - 2) rachunku zysków i strat;
 - 3) informacji dodatkowej.
4. Sprawozdanie finansowe, po zatwierdzeniu przez właściwą radę okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej podpisuje osoba sporządzająca sprawozdanie oraz prezes i skarbnik rady. Odmowa podpisania sprawozdania finansowego wymaga pisemnego uzasadnienia, dołączonego do sprawozdania finansowego.

§ 34

Krajowa Izba Lekarsko-Weterynaryjna i okręgowe izby lekarsko-weterynaryjne sporządzają sprawozdania finansowe według stanu na dzień 31 grudnia każdego roku zgodnie z instrukcjami Głównego Urzędu Statystycznego.

Uchwała nr 44/2015/VI

Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z 19 marca 2015 r. w sprawie przyjęcia budżetu Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej na rok 2015

Na podstawie art. 39 ust. 1 pkt 14 ustawy z 21 grudnia 1990 r. o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych (Dz.U. z 2014 r. poz. 1509) uchwała się, co następuje:

§ 1

1. Ustala się budżet Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej na rok 2015 przewidujący po stronie przychodów **3 553 160,00 zł** i po stronie wydatków **3 405 000,00 zł**, stanowiący załącznik do uchwały.
2. Wydatki określone w ust. 1 obejmują działalność ustawową Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej oraz działalność wydawniczą i kolportaż „Życia Weterynaryjnego”.

§ 2

Komisja Finansowo-Gospodarcza w porozumieniu ze Skarbnikiem wnioskuje do Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej o dokonanie przesunięć kwot pomiędzy pozycjami kosztów w trakcie realizacji budżetu pod warunkiem nieprzekroczenia ogólnej kwoty kosztów.

§ 3

Uchwała wchodzi w życie z dniem podjęcia z mocą obowiązującą od 1 stycznia 2015 r.

Uchwała nr 45/2015/VI

Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z 19 marca 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 21 grudnia 1990 r. o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych (Dz.U. z 2014 r. poz. 1509 j.t.) oraz art. 268a ustawy z 14 czerwca 1960 r. Kodeks postępowania administracyjnego (Dz.U. z 2013 r. poz. 267 j.t. ze zm.), uchwała się, co następuje:

§ 1

1. Upoważnia się Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do działania w imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej w sprawach:
 - 1) 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;
 - 2) prowadzenia bieżącej działalności finansowej i gospodarczej Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej w ramach uchwalonego budżetu Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej;
 - 3) określania zasad pracy biura Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej, a w szczególności zasad zatrudniania i wynagradzania pracowników biura;
 - 4) 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

1. Upoważnia się Prezydium Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do rozpatrywania odwołań i wydawania decyzji administracyjnych w sprawach, o których mowa w:

- 1) art. 7 ustawy z 21 grudnia 1990 r. o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych;
- 2) art. 22 ustawy z 18 grudnia 2003 r. o zakładach leczniczych dla zwierząt (Dz.U. z 2004 r. nr 11 poz. 95 z późn. zm.);
- 3) art. 24d ustawy z 11 marca 2004 r. o ochronie zdrowia zwierząt oraz zwalczaniu chorób zakaźnych zwierząt (Dz.U. z 2014 r. poz. 1539 j.t.).

§ 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 63/99/II Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z dnia 7 grudnia 1999 r. w sprawie upoważnienia Prezydium krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej do podejmowania w jej imieniu niektórych działań.

§ 5

Uchwała wchodzi w życie z dniem podjęcia.

Uchwała nr 46/2015/VI

**Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej
z 19 marca 2015 r.**

**o zmianie uchwały nr 11/2013/VI Krajowej Rady
Lekarsko-Weterynaryjnej z 17 grudnia 2013 r. w sprawie
zwrotu kosztów podróży i innych wydatków oraz
wypłaty rekompensat za utracony dochód w związku
z wykonywaniem zleconych czynności na rzecz Krajowej
Izby Lekarsko-Weterynaryjnej**

Na podstawie art. 21 ust. 2 oraz art. 39 ust. 1 pkt 5 i 9 ustawy z 21 grudnia 1990 r. o zawodzie lekarza weterynarii i izbach

lekarsko-weterynaryjnych (Dz.U. z 2014 r. poz. 1509) uchwała się, co następuje:

§ 1

W uchwale nr 11/13/VI z 17 grudnia 2013 r. w sprawie zwrotu kosztów podróży i innych wydatków oraz wypłaty rekompensat za utracony dochód w związku z wykonywaniem zleconych czynności na rzecz Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej wprowadza się następujące zmiany:

1. § 2 ust. 1 otrzymuje brzmienie: *Ustala się, z zastrzeżeniem ust. 2, wysokość diety z tytułu podróży służbowych, odbywanych na terenie kraju dla członków samorządu lekarsko-weterynaryjnego i członków Kapituły Medalu Honorowego w wysokości 3-krotnej wg przepisów w sprawie należności przysługujących pracownikowi zatrudnionemu w państwowej lub samorządowej jednostce sfery budżetowej z tytułu podróży służbowej.*
2. § 3 ust. 1 słowa *członkom organów KILW* zamienić na *członkom samorządu lekarsko-weterynaryjnego*.
3. § 4 ust. 1 otrzymuje brzmienie: *Wydatki poniesione przez zakład pracy na wynagrodzenie wypłacone za dni, w których osoby określone w § 2 ust. 1 nie świadczyły pracy, albo utracone przez osoby, o których mowa w § 2 ust. 1, zarobki podlegają refundacji na podstawie rachunku, noty obciążeniowej bądź zaświadczenia wystawionego przez pracodawcę osoby, o której mowa w § 2 ust. 1.*
4. § 4 ust. 3 dodać *lub pomiędzy osobą o której mowa w § 4 ust. 1 a Prezesem.*
5. W treści całej uchwały zmienić wyrażenia *pomiędzy zakładem pracy na pracodawcę* oraz wyrażenia *biuro na KRLW*.

§ 2

Uchwała wchodzi w życie z dniem podjęcia z mocą obowiązującą od 1 kwietnia 2015 r.

Pisma i opinie Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

Warszawa, 6 marca 2015 r.

Inspekcja Weterynaryjna
Główny Lekarz Weterynarii
Nasz znak: GIWz-401-209/ 2014(9)

Pan
Jacek Łukaszewicz
Prezes Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej

Szanowny Panie Prezesie,
W związku z planowanym wdrożeniem na terytorium Polski dobrowolnego programu zwalczania zakaźnego zapalenia nosa

i tchawicy/otrętu bydła (IBR/IPV) oraz wirusowej biegunki bydła i choroby błon śluzowych (BVD/MD) w stadach bydła i koniecznością określenia szacunkowych kosztów jego realizacji, zwracam się z uprzejmą prośbą o przekazanie do Głównego Inspektoratu Weterynarii informacji dotyczącej średniego wynagrodzenia lekarza weterynarii prywatnej praktyki (mogą być dane szacunkowe za wizytę w stadzie lub średnie wynagrodzenie miesięczne), zajmującego się leczeniem bydła lub, w przypadku braku przedmiotowych danych, zajmującego się ogólnie leczeniem zwierząt gospodarskich.

Jednocześnie informuję, że ww. program przewiduje, iż to lekarz weterynarii prywatnej praktyki opiekujący się stadem bydła

będzie realizował ww. program na koszt posiadacza zwierząt, który wyrazi chęć udziału w tym programie.

Z poważaniem,
Główny Lekarz Weterynarii
Marek Pirsztuk

Warszawa, 11 marca 2015 r.

Minister Rolnictwa i Rozwoju Wsi
ŻWeow/PM/8721/11/15 (800)

Pan
Jacek Łukaszewicz
Prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

Szanowny Panie Prezesie,

W związku z pismem 11 lutego 2015 r. znak KILW/03211/25/14 w sprawie nowelizacji rozporządzenia Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z 20 kwietnia 2005 r. w sprawie propozycji podniesienia wysokości opłaty związanej z wydaniem paszportu dla przemieszczanych w celach niehandlowych zwierząt domowych towarzyszących podróżnym (Dz.U. nr 78, poz. 688), uprzejmie proszę o podanie niezbędnych informacji do opracowania Oceny Skutków Regulacji do projektu nowelizacji ww. rozporządzenia, a mianowicie:

- 1) liczbę i rodzaj podmiotów, na które będzie oddziaływała zwiększona opłata za wydanie paszportu,
- 2) zakres oddziaływania,
- 3) wpływ na rodzinę, obywateli i gospodarstwa domowe w ujęciu pieniężnym i niepieniężnym – jako skutki od 1 do 10 roku po wprowadzeniu zwiększonej opłaty,
- 4) w jaki sposób i kiedy nastąpi ewaluacja efektów ze zwiększonej opłaty oraz jakie mierniki będzie można zastosować do zmierzenia tych efektów.

Uzyskanie danych i informacji stanowiących jednoznaczne wyjaśnienie powyższych kwestii warunkuje możliwość wszczęcia prac nad nowelizacją przedmiotowego rozporządzenia Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi.

Z poważaniem,
Z up. Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi
Podsekretarz Stanu
Tadeusz Nalewajk

KILW/064/03/15

Warszawa, 17 marca 2015 r.

Pan
Marek Pirsztuk
Główny Lekarz Weterynarii

W związku z wątpliwościami wyrażonymi w piśmie Prezesa Rady Opolskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej z 11 grudnia 2014 r. zwracam się w imieniu Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej z prośbą o zajęcie stanowiska w tej sprawie. W załączeniu przesyłam wspomniane pismo oraz opinię prawną, która wydaje się być właściwym rozwiązaniem powyższej kwestii.

Z poważaniem
Lek. wet. Jacek Łukaszewicz
Prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

Opole, 11 grudnia 2014 r.

Krajowa Rada
Lekarsko-Weterynaryjna

Obowiązujący przepis art. 67 ustawy o finansach publicznych odsyła w przypadku spraw dotyczących nieopodatkowanych należności budżetowych do stosowania przepisów kodeksu postępowania administracyjnego oraz działu III ordynacji podatkowej. Z brzmienia przepisu wynika, że regulacje kodeksu postępowania administracyjnego stosuje się, wprost, co stanowi, iż opłaty pobierane na podstawie art. 30 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej należy dochodzić w drodze postępowania administracyjnego kończącego się wydaniem decyzji organu w tej sprawie.

Realizacja ww. uregulowań na poziomie powiatowych inspektoratów weterynaryjnych budzi duże problemy, a w niektórych przypadkach z przyczyn kadrowych są wręcz niewykonalne. Uzasadnieniem powyższego jest fakt, iż Inspektoraty w ciągu miesiąca pobierają, bądź to za pomocą wyznaczonych lekarzy weterynarii, bądź to za pomocą swoich pracowników, do kilkuset opłat za wykonane czynności w wysokości określonej stosownym rozporządzeniem MRiRW.

Wszczynając postępowanie administracyjne w ww. przypadkach organ, który wcześniej pobierał opłaty na podstawie wystawionych rachunków, otrzymywał należności bezpośrednio na konto, teraz (w skrócie) zobowiązany jest zgodnie z KPA do:

- zawiadomienia strony o wszczęciu postępowania (art. 61 § 4) z określeniem czasu na składanie dowodów w sprawie;
- powiadomienia Strony o zakończeniu postępowania z umożliwieniem jej wypowiedzenia się co do zebranych dowodów i materiałów oraz zgłoszonych żądań (art. 10 § 1);
- wydania decyzji (art. 104).

Powyższe w przypadku pobierania opłat na zasadach wyżej określonych powoduje wystawienie bezpośrednio przez Inspektoraty dodatkowo co najmniej 3-krotnie większej liczby pism (tj. zawiadomień, decyzji upomnień) sygnowanych przez organ i wysłanych za potwierdzeniem odbioru. Przyjmując, iż dotychczas za pomocą urzędowych lekarzy weterynarii wystawiano średnio 300–500, a w niektórych inspektoratach ponad 1000 rachunków w miesiącu, to istnieje konieczność wydania przez PIW-y 900–1500, a niekiedy 3000 dodatkowych dokumentów.

Tak więc wywiązywanie się w pełni Inspektoratów w zakresie pobierania opłat zgodnie z KPA pociągnąć musi za sobą:

- 1) konieczność co najmniej 3-krotnego zwiększenia nakładów na materiały biurowe (papier, tonery, drukarki) wynikające z konieczności wystawienia (wydrukowania) stosownych zawiadomień, pism, decyzji wysyłanych do Strony postępowania;
- 2) kilkunastokrotne zwiększenie wydatków na usługi pocztowe, gdyż pobierane wcześniej opłaty bezpośrednio przez upoważnionych lekarzy teraz muszą wejść w tryb postępowania administracyjnego, a wiąże się to z koniecznością wysyłania całej dokumentacji za zwrotnym potwierdzeniem;
- 3) konieczność zatrudnienia co najmniej 2 dodatkowych pracowników, tak aby można było wszystkie dokumenty w sprawach o pobieranie opłat fizycznie opracować, wydrukować, wysłać;
- 4) dodatkowe obciążenie i tak już obciążonych pracowników merytorycznych, choćby w związku z prowadzeniem metryk do każdej sprawy oraz kontrola pod względem merytorycznym całego postępowania;
- 5) zwiększenie się odsetka nieściągniętych należności w terminie i uruchomienia postępowania egzekucyjnego, gdyż zwiększyć się może liczba osób (dłużników), które z przyczyn niezrozumienia, zbagatelizowania małej kwoty lub przedłużenia czasu wpłaty nie uiszczą w terminie należności dotychczasowo pobieranych bezpośrednio po jej wykonaniu. Generuje to dodatkowe oprócz wymienionych wyżej koszty.

Jednocześnie może dochodzić do wydłużenia czasu otrzymania zapłaty przez lekarzy wykonujących czynności zlecone, gdyż zgodnie z obowiązującymi przepisami wypłaty wynagrodzenia uzależnione są od wpływów należności zobowiązanego, wobec którego te czynności były podjęte.

Również ze strony obywatela korzystającego z usług IW omawiana procedura wydaje się utrudnieniem związanym ze zwiększoną biurokracją, choć by ze względu na konieczność trzykrotnego osobistego odbioru przesyłek za zwrotnym potwierdzeniem za nim będzie mógł uregulować należności.

Podsumowując:

Omawiany stan powoduje, iż w wielu przypadkach koszt pobrania należności będzie kilka-, kilkunastokrotnie większy od samej należności (opłaty). Przykładowo opłata za badanie mięsa w gospodarstwie na potrzeby własne wynosi 11 zł, a samo dostarczenie za potwierdzeniem odbioru wszystkich zawiadomień i decyzji to kwota 3×6,10 (nie licząc pozostałych kosztów). Jednocześnie dochodzi kwestia wydłużenia się czasu ściągłości tych należności, co w konsekwencji doprowadza do opóźnień w wypłacie wynagrodzenia urzędowym lekarzom weterynarii. Dla przeciętnego obywatela korzystającego z usług IW taka sytuacja jest paradoksalna, zmusza go do odbierania korespondencji poleconej, czyli niekiedy na pocztce – a do tej pory otrzymywał rachunek do ręki. Administracja poprzez nadmierną uciążliwość i rozbudowę czynności, które wcześniej były prosto rozwiązane, wpłynie na negatywny wizerunek Państwa.

W związku z powyższym oraz mając na uwadze niespójność zapisów art. 67 ustawy o finansach publicznych z § 10 Rozporządzenia MRiRW z 15 grudnia 2006 r. (Dz.U. 2013.388 j.t.) gdzie jest mowa, iż *opłaty za czynności wykonywane przez Inspekcję Weterynaryjną są pobierane w miejscu i czasie wykonania czynności, jeżeli są wnoszone gotówką*, OILW w Opolu rekomenduje złożenie niniejszej interpelacji do KRLW o podjęcie kroków w celu dokonania stosownych zmian w zapisach ustawowych.

Wydaje się najbardziej racjonalne dokonanie zmian w ustawie o Inspekcji Weterynaryjnej, o zapis przeniesiony z przytoczonego rozporządzenia i niestosowaniu art. 67 ustawy o finansach publicznych.

Z poważaniem,
Prezes Rady Opolskiej ILW
lek. wet. Marek Wiśła

31 stycznia 2011 r.

OPINIA PRAWNA

Powiatowy lekarz weterynarii zwrócił się o wydanie opinii, czy w świetle przepisów art. 61 ust. 1 pkt 1 w związku z art. 60 ust. 7 ustawy z 27 sierpnia 2009 r. o finansach publicznych, dla opłat pobieranych przez Inspekcję Weterynaryjną właściwe jest wydawanie decyzji administracyjnej.

Zgodnie z przywołanym przez wnioskującego przepisem art. 60 ust. 7 ustawy z 27 sierpnia 2009 r. o finansach publicznych (Dz.U. nr 157 poz. 1240 z późn. zm.), środkami publicznymi stanowiącymi niepodatkowe należności budżetowe o charakterze publicznoprawnym są w szczególności następujące dochody budżetu państwa albo budżetu jednostki samorządu terytorialnego: dochody pobierane przez państwowe i samorządowe jednostki budżetowe na podstawie odrębnych ustaw. Stosownie do art. 61 ust. 1 pkt 1 ustawy organami pierwszej instancji właściwymi

do wydawania decyzji w odniesieniu do należności, o których mowa w art. 60, o ile odrębne ustawy nie stanowią inaczej, są w stosunku do należności budżetu państwa – minister, wojewoda oraz inni dysponenti części budżetowych, a w przypadku płatności w ramach programów finansowanych ze środków europejskich – instytucje zarządzające, pośredniczące lub wdrażające, będące jednostkami sektora finansów publicznych, jeżeli instytucja pośrednicząca lub wdrażająca posiada upoważnienie od instytucji zarządzającej lub – w przypadku instytucji wdrażającej – od instytucji pośredniczącej.

W pierwszym rzędzie opinujący zauważa, że przepis art. 61 ust. 1 pkt 1 określa organy właściwe do wydawania decyzji w przypadku, gdy wydania określonej decyzji wymaga przepis prawa. Tym samym powyższe przepisy nie statuuje obowiązku wydania decyzji przez organ w każdym przypadku pobierania dochodów stanowiących niepodatkowe należności budżetowe o charakterze publicznoprawnym, ale wskazują, jakie organy właściwe są do ich wydania wówczas, gdy odpowiednie przepisy wymagają w odniesieniu do danej należności wydania decyzji.

W polskim systemie prawa opłaty zaliczające się do kategorii środków, o których mowa w art. 60 ust. 7, w zależności od konkretnego uregulowania ustawowego mogą być nakładane na mocy decyzji, ale mogą także powstawać z mocy prawa na skutek zaistnienia określonych zdarzeń, z którymi łączy się obowiązek uiszczenia opłaty. Do tej drugiej kategorii należy zaliczyć m.in. opłaty za zezwolenia na sprzedaż napojów alkoholowych, o których mowa w art. 111 ustawy z 26 października 1982 r. o wychowaniu w trzeźwości i przeciwdziałaniu alkoholizmowi (Dz.U. nr 35 poz. 230 ze zm.) – potwierdziła wyrażnie ten fakt uchwała Składu Pięciu Sędziów NSA sygn. OPK 1/97 z 23 czerwca 1997 r. Do kategorii tej należą też opłaty za parkowanie pojazdów samochodowych na drogach publicznych w strefie płatnego parkowania, o których mowa w art. 13 ust. 1 pkt 1 ustawy z 21 marca 1985 r. o drogach publicznych, a także opłaty dodatkowe pobierane na podstawie art. 13f ustawy z 21 marca 1985 r. o drogach publicznych za nieuiszczenie opłat, o których mowa w art. 13 ust. 1 pkt 1 tej ustawy. Trzeba wskazać, że choćby w odniesieniu do sposobu pobierania wskazanych opłat za parkowanie podnoszą się głosy krytyki co do jego zgodności z Konstytucją RP. Jednak co do zasady konstytucyjność rozwiązania, w którym obowiązek uiszczenia opłat administracyjnych powstaje z mocy prawa, bez wydania decyzji, nie została dotychczas zakwestionowana.

Kwestia pobierania opłat przez Inspekcję Weterynaryjną została uregulowana w Rozdziale IV ustawy z dnia 29 stycznia 2004 r. o Inspekcji Weterynaryjnej (t.j. z 2010 r. Dz.U. nr 112, poz. 744 z późn. zm.), tj. w artykułach 30–34 ustawy, a także w wydanym na podstawie art. 33 ustawy Rozporządzeniu Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z 15 grudnia 2006 r. w sprawie sposobu ustalania i wysokości opłat za czynności wykonywane przez Inspekcję Weterynaryjną, sposobu miejsc pobierania tych opłat oraz sposobu przekazywania informacji w tym zakresie Komisji Europejskiej. Należy wskazać, że w żadnym ze wymienionych aktów nie wskazuje się, aby dla wskazanych opłat właściwa była forma decyzji administracyjnej. Co więcej, art. 34 ustawy stanowi, że do należności pieniężnych z tytułu opłat określonych na podstawie ustawy stosuje się przepisy o postępowaniu egzekucyjnym w administracji. Należałoby także zadać pytanie, w jakim celu ustawodawca umieszczałby wskazany przepis w takim właśnie brzmieniu w rozdziale dotyczącym opłat, skoro oczywiste jest, że egzekucja obowiązków wynikających z decyzji administracyjnych następuje w trybie przepisów o postępowaniu egzekucyjnym w administracji.

Odpowiedzi na powyższe pytanie należy zdnaniem opinującego poszukiwać w orzecznictwie sądów administracyjnych. Jakkolwiek jest ono stosunkowo nieliczne, zdaniem opinującego

zasadniczą odpowiedź na zadane pytanie daje analiza dwóch prawomocnych postanowień Wojewódzkiego Sądu Administracyjnego w Gdańsku II SA/Gd 469/09 oraz II SA/Gd 468/09 z dnia 03.02.2010 r. oraz oddalających skargi kasacyjne na wyżej wymienione orzeczenia, postanowień Naczelnego Sądu Administracyjnego w Warszawie z 20 sierpnia 2010 r. II OSK 948/10 oraz II OSK 949/10 (dostępne w Centralnej Bazie Orzeczeń NSA).

Jak wyjaśnił Wojewódzki Sąd Administracyjny w Gdańsku w sprawie II SA/Gd 469/09, *ustawodawca zdecydował o przyjęciu regulacji, mającej swój normatywny wyraz w powołanym art. 34 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej, według której opłaty pobierane za różnorodne czynności Inspekcji Weterynaryjnej podlegają egzekucji administracyjnej, bez konieczności wydania decyzji administracyjnej, jako obowiązki z zakresu administracji rządowej wynikające bezpośrednio z przepisu prawa (art. 3 § 1 zdanie drugie ustawy z 17 czerwca 1966 r. o postępowaniu egzekucyjnym w administracji – Dz.U. nr 229 z 2005 r., poz. 1954 ze zm.). Z tego wynika też, że obowiązek zapłaty opłaty za czynności Inspekcji Weterynaryjnej powstaje z mocy prawa w chwili wykonania podlegającej opłacie czynności. Zatem każda niezapłacona opłata pobierana przez Inspekcję Weterynaryjną może być egzekwowana w postępowaniu egzekucyjnym w administracji (...).*

Dalej w tym samym orzeczeniu czytamy, iż *art. 34 ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej (...) rozstrzyga o sposobie powstania obowiązku zapłaty tych opłat. (Z przepisu tego wynika, jak to już zresztą zostało zaznaczone, że obowiązek zapłaty opłat pobieranych przez Inspekcję Weterynaryjną powstaje z mocy prawa po wykonaniu czynności podlegającej opłacie, w związku z czym nie wydaje się decyzji określającej wysokość takiej opłaty). Pogląd ten opiniujący podziela.*

Sąd, mimo iż w powyższym orzeczeniu wskazał na przyjmowaną w orzecznictwie zasadę, że w sytuacji, gdy istnieją wątpliwości co do formy działania administracji, domniemywa się załatwianie spraw w drodze wydania decyzji, w żaden sposób nie wyraził wątpliwości, aby obowiązek zapłaty opłat za czynności Inspekcji nie powstawał z mocy prawa i wymagał wydania decyzji.

Możliwość, a nawet konieczność wydania decyzji administracyjnej, zgodnie z zaprezentowanym stanowiskiem WSA w Gdańsku, podzielanym przez Naczelną Sąd Administracyjny, pojawia się dopiero w momencie złożenia przez stronę żądania stwierdzenia nadpłaty w opłatach pobranych przez Inspekcję. Sąd przyjął zatem, że dopiero żądanie zwrotu nadpłaconej opłaty jest sprawą administracyjną, którą należy załatwić poprzez wydanie decyzji administracyjnej.

Tym samym opiniujący uważa, że w przypadku opłat, o których mowa w Rozdziale IV ustawy o Inspekcji Weterynaryjnej nie istnieje obowiązek wydawania decyzji administracyjnej. Opłaty podlegają egzekucji w trybie postępowania egzekucyjnego w administracji, a strona jako zobowiązany w tym postępowaniu może składać w jego trakcie zarzuty, a nadto ma prawo, jak potwierdza NSA, w razie uiszczenia czy wyegzekwowania opłat składać wnioski o stwierdzenie nadpłaty. Wówczas organ ma obowiązek przeprowadzenia stosownego postępowania zakończonego decyzją administracyjną. Zdaniem opiniującego nie ma na powyższe wpływu treść art. 61 ust. 1 pkt 1 w związku z art. 60 ust. 7 ustawy o finansach publicznych, albowiem jak wyjaśniono na początku niniejszej opinii, wskazują one na organy właściwe do wydania decyzji, ale tylko gdy obowiązek wydania decyzji istnieje.

Opiniujący zobowiązany jest dla pełnego obrazu sprawy wskazać, że w orzecznictwie pojawiło się również stanowisko (wyrok WSA w Warszawie IV SA/Wa 1616/05 z 27 marca 2006 r. publ. W LEX 227801), iż w spornych przypadkach wymiar opłat jako należności publicznoprawne (niemniej jednak niebędącej podatkiem) powinien być dokonywany w drodze aktu administracyjnego. Sąd uznał, że w sytuacji, gdy strona kwestionuje zasadność

naliczenia opłaty albo wysokość opłaty, organ winien wydać akt administracyjny, w którym określi podstawy prawne do pobrania opłaty, jak i zasady jej wyliczenia, a strona będzie miała zapewnione prawo skorzystania – w administracyjnym toku instancji – z wszelkich instytucji prawa procesowego.

Natomiast nietrafne, niemające uzasadnienia w przepisach i judykaturze wydaje się stanowisko, zgodnie z którym organ Inspekcji winien wydać stosowną decyzję administracyjną za każdym razem, gdy nalicza opłatę.

Warszawa, 17 marca 2015 r.

Inspekcja Weterynaryjna
Główny Lekarz Weterynarii
Nasz znak: GIWz-181-1/2015

Pan
Jacek Łukaszewicz
Prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

Szanowny Panie Prezesie,
Uprzejmie informuję, że 19 stycznia 2015 r. odbyło się spotkanie Głównego Lekarza Weterynarii z przedstawicielami związków pszczelarskich oraz innych instytucji zaangażowanych w ochronę zdrowia pszczół, podczas którego ustalono, że zasadnym byłoby zorganizowanie, we współpracy z regionalnymi związkami pszczelarskimi, szkolenia dla lekarzy weterynarii wykonujących czynności lekarsko-weterynaryjne w pasiekach (zarówno urzędowych lekarzy weterynarii, jak i lekarzy weterynarii wolnej praktyki). W związku z powyższym zwracam się z uprzejmym zapytaniem, czy Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna byłaby zainteresowana współorganizowaniem szkoleń dotyczących powyższej tematyki.

Z poważaniem,
Główny Lekarz Weterynarii
Z up. Krzysztof Jażdżewski
Zastępca Głównego Lekarza Weterynarii

KILW/064/06/15

Warszawa, 31 marca 2015 r.

Pan
Marek Pirsztuk
Główny Lekarz Weterynarii

W odpowiedzi na pismo sygn. GIWz-181-1/2015 z 17 marca 2015 r. uprzejmie informuję, że Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna jest zainteresowana współpracą w kwestii szkoleń dla lekarzy weterynarii wykonujących czynności lekarsko-weterynaryjne w pasiekach. Niewłaściwe jednak wydaje się rozwiązanie zakładające udział w nich lub w ich organizacji członków związków pszczelarskich, ponieważ tematyka oraz zakres szkoleń powinny być inne dla lekarzy weterynarii, a inne dla pszczelarzy.

Jako że sprawa dotyczy szkoleń regionalnych, kluczowy w ich organizacji będzie udział zainteresowanych Rad Okręgowych Izby Lekarsko-Weterynaryjnych.

Z poważaniem
Lek. wet. Jacek Łukaszewicz
Prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

KILW/03211/16/15

Warszawa, 24 marca 2015 r.

Pan
Marek Sawicki
Minister Rolnictwa i Rozwoju Wsi

Mając na uwadze liczne sygnały docierające do Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej dotyczące zapowiedzi płynących ze strony firm farmaceutycznych poszerzenia katalogu produktów leczniczych weterynaryjnych dopuszczonych do obrotu bez przepisu lekarza weterynarii i wynikające z tego zagrożenia dla zdrowia zwierząt, zwracam się do Pana Ministra, o ustosunkowanie do poniższych argumentów i uzdrowienie zaistniałej sytuacji.

Zgodnie z art. 67 Dyrektywy 2001/82/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z 6 listopada 2001 r. *w sprawie wspólnotowego kodeksu odnoszącego się do weterynaryjnych produktów leczniczych* (Dz.U.UE.L.2001.311.1 ze zm.) **recepty** są wymagane przy wydawaniu na potrzeby powszechne m.in. weterynaryjnych produktów leczniczych, które przeznaczone są do leczenia procesów patologicznych, które wymagają dokładnej wstępnej diagnozy lub stosowanie których może spowodować skutki, które utrudniają lub zakłócają działanie kolejnych środków diagnostycznych lub terapeutycznych.

W ocenie Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej, niczym nieuzasadniony i wręcz nieuprawniony precedens wprowadzenia do obrotu bez przepisu lekarza weterynarii miał miejsce we wrześniu 2013 r., kiedy to w załączniku nr 1 do rozporządzenia Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z 3 kwietnia 2008 r. *w sprawie warunków, jakie powinny spełniać podmioty, które prowadzą obrót detaliczny produktami leczniczymi weterynaryjnymi wydawanymi bez przepisu lekarza*, kryteriów klasyfikacji tych produktów oraz ich wykazu, zawierającego Kryteria klasyfikacji produktów leczniczych weterynaryjnych do wykazu produktów leczniczych weterynaryjnych, które mogą być przedmiotem obrotu przez podmioty, które prowadzą obrót detaliczny produktami leczniczymi weterynaryjnymi wydawanymi bez przepisu lekarza umieszczona została substancja czynna o międzynarodowej nazwie *Pyranteli embonas* w postaci pasty doustnej dla psów 2,2 g/10 g. Natomiast w załączniku nr 2 do wzmiankowanego rozporządzenia, zawierającego wykaz produktów leczniczych weterynaryjnych, które mogą być przedmiotem obrotu przez podmioty, które prowadzą obrót detaliczny produktami leczniczymi weterynaryjnymi wydawanymi bez przepisu lekarza znalazła się pod numerem 82 *Pyrantel pasta dla psów, 2,2 g/100 g, pasta doustna dla psów*. Niewłaściwe, bez uprzedniej diagnozy lekarskiej stosowanie tego produktu stwarza poważne niebezpieczeństwo dla zdrowotności zwierząt. Niewątpliwie spowoduje, iż właściciele psów w wypadku stwierdzenia niestrawności, biegunek, zaparcie, czyli objawów mogących sugerować zarobaczenie, pierwsze swoje kroki skierują do sklepów zoologicznych zamiast do lekarza weterynarii, to z kolei skutkować będzie odświeżeniem w czasie właściwego badania, a co za tym idzie również postawienia właściwego rozpoznania.

W wielu przypadkach prowadzić to może do trwałego uszczerbku na zdrowiu, a nawet zagrożenia życia zwierzęcia. Nie trzeba tłumaczyć, jak poważne konsekwencje może mieć taka sytuacja, zwłaszcza gdy mamy do czynienia ze szczeniętami, które są w początkowych okresach odrobaczane w comiesięcznych interwałach. Ponadto przypomnieć należy, iż odrobaczanie niejednokrotnie poprzedzone być powinno badaniem kału mającym na celu wykrycie gatunku pasożyta. Oczywiście jest, iż lek ten może być sprzedawany również właścicielom zwierząt hodowlanych, co mając na uwadze, iż lek nie jest przeznaczony dla zwierząt gospodarskich i koni rzeźnych, może potencjalnie doprowadzić do skażenia żywności przeznaczonej do spożycia

przez ludzi. Jasno z powyższego wynika, iż mamy do czynienia z naruszeniem art. 67 powołanej wyżej Dyrektywy 2001/82/WE.

Powyższa sytuacja odnosi się także do preparatów przeciwko robakom Drontal Plus dla psów i kotów firmy Bayer, które znalazły się w wykazie rozporządzenia Ministra Rolnictwa z 3 kwietnia 2008 r. *w sprawie warunków, jakie powinny spełniać podmioty, które prowadzą obrót detaliczny produktami leczniczymi weterynaryjnymi wydawanymi bez przepisu lekarza*, kryteriów klasyfikacji tych produktów oraz ich wykazu, a zawierające w swoim składzie substancje weterynaryjne Pyratel, Prazikwantele i Febantel. Również w tym przypadku aktualność zachowaną przywołane wyżej argumenty przemawiające za sprzedażą tego typu produktów wyłącznie z przepisu lekarza weterynarii.

Zwracam także uwagę, że zapisy powyższego rozporządzenia nie wypełniają delegacji nałożonej na MRIRW wynikającej z Ustawy Prawo Farmaceutyczne art. 71 ust. 4 pkt 1, gdyż nie określają kryteriów zaliczania produktów leczniczych weterynaryjnych do kategorii *produktów leczniczych weterynaryjnych wydawanych bez przepisu lekarza*. Załącznik nr 1 do przedmiotowego rozporządzenia, wbrew swojemu tytułowi, nie zawiera bowiem wspomnianych kryteriów, a jedynie nazwy substancji czynnych lub ich mieszanin w proporcjach ewidentnie dopasowanych do konkretnych produktów leczniczych weterynaryjnych wpisanych do załącznika nr 2. Brak przejrzystych kryteriów powoduje, że procedura wpisania produktu leczniczego weterynaryjnego do wykazu wydawanych bez przepisu lekarza weterynarii nie jest transparentna, a wydaje się być wręcz uznaniową. Nie bardzo bowiem wiadomo, na jakiej podstawie pewne weterynaryjne produkty lecznicze zalicza się do grupy *produktów leczniczych weterynaryjnych wydawanych bez przepisu lekarza*, a inne nie. Budzi to poważne wątpliwości, czy wykaz nie jest ciągle rozszerzany pod wpływem nacisków i lobbingu firm farmaceutycznych, które osiągają w ten sposób zwiększenie sprzedaży, a co za tym idzie zysków, nie bacząc na zdrowie zwierząt, a w niektórych wypadkach także ludzi.

Mając powyższe na uwadze, w imieniu Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej wnoszę o spowodowanie eliminacji wskazanych wyżej niekorzystnych dla zdrowia zwierząt precedensów oraz doprowadzenie rozporządzenia Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z 3 kwietnia 2008 r. *w sprawie warunków, jakie powinny spełniać podmioty, które prowadzą obrót detaliczny produktami leczniczymi weterynaryjnymi wydawanymi bez przepisu lekarza*, kryteriów klasyfikacji tych produktów oraz ich wykazu, do stanu zgodnego z postanowieniami art. 67 Dyrektywy 2001/82/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z 6 listopada 2001 r. *w sprawie wspólnotowego kodeksu odnoszącego się do weterynaryjnych produktów leczniczych* oraz wspomnianego powyżej art. 71 ust. 4 pkt 1 Ustawy Prawo Farmaceutyczne.

Lek. wet. Jacek Łukaszewicz
Prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

KILW/03211/15/15

Warszawa, 25 marca 2015 r.

Pan
Marek Sawicki
Minister Rolnictwa i Rozwoju Wsi

Niniejszym, mając na uwadze rosnące koszty działalności samorządu zawodowego lekarzy weterynarii oraz pozostawianie opłat za wpis do ewidencji zakładów leczniczych dla zwierząt

na stałym, niskim i niezmiennym poziomie już od ponad 10 lat, zwracam się do Pana Ministra o zdecydowane podwyższenie tychże opłat.

Opierając się na opracowanych i przedłożonych, na prośbę Krajowej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej, przez Wielkopolską Izbę Lekarsko-Weterynaryjną wyliczeniach kosztów ponoszonych przez tamtejszą Izbę w związku z wpisywaniem do ewidencji zakładów leczniczych dla zwierząt nowych zakładów oraz przeprowadzaniem kontroli już istniejących zakładów leczniczych dla zwierząt, stwierdzić należy, iż opłaty z tytułu wpisu do ewidencji zakładów leczniczych dla zwierząt na obecnie obowiązującym poziomie nie pokrywają nawet połowy kosztów ponoszonych przez okręgowe izby lekarsko-weterynaryjne.

Z uśrednionych obliczeń przeprowadzonych przez Wielkopolską Izbę Lekarsko-Weterynaryjną wynika, iż dokonuje ona przeciętnie w ciągu roku wpisu do ewidencji 80 nowych zakładów leczniczych oraz w 20 przypadkach rejestruje zmiany adresów już istniejących zakładów leczniczych dla zwierząt. Każda z tych sytuacji pociąga za sobą konieczność przeprowadzenia kontroli przez członków organu. Ponadto w przeciągu każdego roku przeprowadzane są wyrwykowe kontrole zakładów leczniczych dla zwierząt wpisanych do ewidencji oraz kontrole interwencyjne podejmowane na skutek zgłoszonych możliwych nieprawidłowości. W przypadku Wielkopolskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej średnio w ciągu roku przeprowadzane są 84 kontrole „wyrwykowe” oraz 5 kontroli interwencyjnych. Łącznie daje to średnio 189 kontroli przeprowadzanych w ciągu roku. Koszt jednej kontroli to kwota 450,74 zł obejmująca zarówno koszty logistyczne jak dojazd, jak i koszty osobowe, co daje średnie roczne koszty na poziomie 47 327,70 zł. Ponadto do tej kwoty doliczyć należy koszty związane z organizacją posiedzenia organu, w tym wypadku Rady Wielkopolskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej, na których podejmowane są decyzje o wpisie do ewidencji zakładów leczniczych dla zwierząt, bądź jego odmowie, a także omawiane wyniki przeprowadzonych kontroli oraz koszty osobowe ponoszone w związku z koniecznością zatrudniania pracowników zapewniających bieżące prowadzenie i obsługę ewidencji – w skali rocznej jest to kwota 75 143,30 zł. Daje to całkowitą roczną kwotę kosztów poniesionych z tytułu przeprowadzania kontroli zakładów leczniczych i prowadzenia ewidencji zakładów leczniczych dla zwierząt na poziomie 122 471 zł.

Jednocześnie średnie przychody Wielkopolskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej z tytułu dokonywanych wpisów i zmian wpisów w ewidencji zakładów leczniczych dla zwierząt kształtują się następująco: ok. 80 wpisów nowych zakładów (niemalże wyłącznie, średnio 78 z 80, są to gabinety i przychodnie wnoszące najniższą opłatę 300 zł), ok. 20 zmian adresów siedzib w ewidencji (tutaj wyłącznie gabinety i przychodnie) oraz ok. 30 wpisów zmian nierodzających konieczności przeprowadzenia kontroli (zmiana osoby kierownika etc. – w zasadzie wyłącznie gabinety i przychodnie), co daje łączną kwotę w granicach 32 100 zł.

Uwidoczniona wyżej, na przykładzie Wielkopolskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej, dysproporcja między ponoszonymi kosztami prowadzenia ewidencji zakładów leczniczych dla zwierząt, a rzeczywistymi przychodami z tytułu dokonywania wpisów w ewidencji zakładów leczniczych dla zwierząt dotyczy każdej okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej w Polsce i jest tak jaszkrawa, iż w zasadzie nie wymaga komentarza.

Mając na uwadze powyższe oraz fakt, że wpływy z tytułu pobierania opłat za wpis oraz zmianę wpisu w ewidencji zakładów leczniczych dla zwierząt winny umożliwiać rzetelne i prawidłowe prowadzenie tejszej ewidencji, w tym należyte przeprowadzanie kontroli, co jest bezsprzecznie niezwykle istotne z punktu widzenia konieczności zapewnienia bezpieczeństwa i należytego poziomu świadczenia usług weterynaryjnych, zwracam się z prośbą o podniesienie poziomu tychże opłat do kwot 900 zł za

wpis gabinetu i przychodni oraz 1800 zł za wpis lecznicy, kliniki bądź laboratorium weterynaryjnego. Przedstawione wyżej wyliczenia, jak i to, iż opłaty te pozostają na stałym, niskim poziomie już od ponad dziesięciu lat, przy zmieniającej się cały czas sytuacji ekonomicznej i rosnących kosztach, niewątpliwie przemawiają za pozytywnym ustosunkowaniem się do niniejszej prośby.

Lek. wet. Jacek Łukaszewicz

Prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

KILW/0322/02/15

Warszawa, 25 marca 2015 r.

Pan

Marek Sawicki

Minister Rolnictwa i Rozwoju Wsi

Reprezentując, na mocy treści art. 10 ust. 1 pkt. 3 i 5 ustawy z 21 grudnia 1990 r. o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych (t.j. Dz.U. z 2014 r. poz. 1509), zawód lekarza weterynarii, Krajowa Rada Lekarsko-Weterynaryjna zwraca się z wnioskiem o podjęcie działań w kierunku zmiany zapisu zawartego w Rozporządzeniu Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 576/2013 z 12 czerwca 2013 r. w sprawie przemieszczania o charakterze niehandlowym zwierząt domowych oraz uchylające rozporządzenie (WE) nr 998/2003 w zakresie definicji „właściciela” zwierzęcia.

Uzasadnienie

W obecnym brzmieniu art. 3 lit. c) Rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 576/2013 z 12 czerwca 2013 r. w sprawie przemieszczania o charakterze niehandlowym zwierząt domowych oraz uchylające rozporządzenie (WE) nr 998/2003 definiuje słowo „właściciel” jako osobę fizyczną wskazaną jako właściciel w dokumencie identyfikacyjnym. Takie dookreślenie i zawężenie katalogu jedynie do zbioru osób fizycznych uniemożliwia lekarzowi weterynarii uprawnionemu do wystawienia paszportu wskazanie w paszporcie osoby prawnej, która faktycznie jest właścicielem zwierzęcia.

Według stanu prawnego na dzień dzisiejszy psy, którymi posiłkują się do realizacji zadań pracownicy inspekcji, organów administracji państwowej, takich jak policja, straż pożarna, służba celna, straż graniczna; pozostają własnością Skarbu Państwa. Zatem w konieczności przemieszczania ich poza granice kraju brak możliwości spełnienia koniecznych wymogów obowiązującego prawa wspólnotowego, tj. zaopatrzenia tych zwierząt w stosowne dokumenty, gdyż lekarz weterynarii wystawiający paszport nie może wskazać właściciela zgodnie z ustalonym stanem faktycznym. Tym samym oczywisty pozostaje fakt, iż w świetle obecnego porządku prawnego nie ma możliwości dokonywania przemieszczeń tychże zwierząt poza granice kraju.

Jeśli rozważymy potrzebę ratowania życia ludzkiego i niesienia pomocy w obszarach dotkniętych klęskami żywiołowymi, to dostrzeżemy ogromną wagę problemu i istotne znaczenie uprządkowania tejszej kwestii.

Należy również mieć na względzie znaczenie szkoleń, także poza granicami państwa, dzięki którym zwierzęta te mogłyby doskonalić posiadane już oraz nabywać nowe umiejętności, co przekładałoby się na możliwości lepszego wspierania w akcjach ratunkowych, a także w działaniach mających na celu zwiększenie bezpieczeństwa społecznego.

Wobec powyższego istnieje pilna potrzeba podjęcia starań w kierunku dokonania zmian definicji słowa „właściciel” w zapisach Rozporządzenia 576/2013.

Lek. wet. Jacek Łukaszewicz
Prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

KILW/03211/25/14

Warszawa, 27 marca 2015 r.

Pan
Marek Sawicki
Minister Rolnictwa i Rozwoju Wsi

W odpowiedzi na pismo sygn. ŻWeow/PM/8721/11/15(800) z 11 marca 2015 r. w sprawie nowelizacji rozporządzenia Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z 20 kwietnia 2005 r. w sprawie propozycji podniesienia wysokości opłaty związanej z wydaniem paszportu dla przemieszczanych w celach niehandlowych zwierząt domowych towarzyszących podróżnym podajemy informacje niezbędne do opracowania Oceny Skutków Regulacji:

Liczba i rodzaj podmiotów, na które będzie oddziaływała zwiększona opłata za wydanie paszportu:

- liczba wydanych paszportów: 45 633 w 2013 r. oraz 42 206 w 2014 r.,
 - zwiększona opłata za wydanie paszportu będzie oddziaływała na właścicieli zwierząt towarzyszących przemieszczanych w celach niehandlowych (z reguły turystycznych). Biorąc pod uwagę fakt, że niektórzy właściciele posiadają więcej niż jedno zwierzę, szacujemy ich liczbę na około 38 000 rocznie.
- Zakres oddziaływania:
- właściciele zwierząt towarzyszących przemieszczanych w celach niehandlowych,
 - około 4500 zakładów leczniczych dla zwierząt, w których pracują lekarze weterynarii upoważnieni do wydawania paszportów dla zwierząt towarzyszących podróżnym w celach niehandlowych (zapewnienie całkowitego pokrycia faktycznych kosztów związanych z wydawaniem paszportów),
 - Krajowa Izba Lekarsko-Weterynaryjna (zapewnienie całkowitego pokrycia faktycznych kosztów związanych z drukiem paszportów i ich dystrybucją do okręgowych izb lekarsko-weterynaryjnych oraz utrzymaniem ogólnopolskiego systemu informatycznego zawierającego ewidencję wydanych paszportów),
 - 16 okręgowych izb lekarsko-weterynaryjnych (zapewnienie całkowitego pokrycia faktycznych kosztów związanych

z prowadzeniem rejestru lekarzy weterynarii upoważnionych do wydawania paszportów oraz sprawowaniem nadzoru nad nimi w przedmiotowym zakresie, zaopatrywaniem ich w druki paszportów, wprowadzaniem wydanych paszportów do ogólnopolskiego systemu informatycznego).

Wpływ na rodzinę, obywateli i gospodarstwa domowe w ujęciu pieniężnym i niepieniężnym – jako skutki od 1 do 10 roku po wprowadzeniu zwiększonej opłaty:

- Przyjmując, że średnia długość życia zwierząt, których dotyczy przedmiotowe rozporządzenie, wynosi 10 lat, należy założyć, że zwiększenie opłaty za wydanie paszportu dla zwierząt towarzyszących przemieszczanych w celach niehandlowych do proponowanej w projekcie rozporządzenia wysokości zwiększy obciążenie finansowe ich właścicieli o kwotę 4,90 zł/rok.

Z poważaniem

Lek. wet. Jacek Łukaszewicz
Prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

KILW/064/05/15

Warszawa, 31 marca 2015 r.

Pan
Marek Pirsztuk
Główny Lekarz Weterynarii

W odpowiedzi na pismo sygn. GIWz-401-209/2014(9) z 6 marca 2015 r. uprzejmie informuję, że zgodnie z ekspertyzą wykonaną w Katedrze Rachunkowości Menedżerskiej Szkoły Głównej Handlowej w Warszawie koszt godziny pracy lekarza weterynarii w Polsce wykonującego czynności lekarsko-weterynaryjne w ramach zakładu leczniczego dla zwierząt wynosi 150,90 PLN/godzinę.

Zwracam uwagę na fakt, że wynagrodzenie za godzinę pracy lekarza weterynarii wolnej praktyki musi uwzględnić powyższe koszty, a więc nie może być niższe od kwoty stanowiącej wynik ekspertyzy.

Z poważaniem

Lek. wet. Jacek Łukaszewicz
Prezes Krajowej Rady Lekarsko-Weterynaryjnej

W załączeniu:

Wycena kosztu godziny pracy lekarza weterynarii w Polsce wykonującego czynności lekarsko-weterynaryjne w ramach zakładu leczniczego dla zwierząt.

Środki ochrony indywidualnej w praktyce weterynaryjnej

Jarosław Chmielewski¹, Elżbieta Monika Galińska², Krzysztof Anusz³, Tomasz Nagas⁴, Michał Trela⁴, Jerzy Zagórski⁵

ze Służby BHP Instytutu Ochrony Środowiska – Państwowego Instytutu Badawczego w Warszawie¹, Zakładu Alergologii i Zagrożeń Środowiskowych Instytutu Medycyny Wsi w Lublinie², Katedry Higieny Żywności i Ochrony Zdrowia Publicznego Wydziału Medycyny Weterynaryjnej w Warszawie³, Zakładu Rozrodu Zwierząt, Andrologii i Biotechnologii Rozrodu Katedry Chorób Dużych Zwierząt z Kliniką Wydziału Medycyny Weterynaryjnej w Warszawie⁴ oraz Zakładu Zdrowia Publicznego Instytutu Medycyny Wsi w Lublinie⁵

Problem ochrony zdrowia, a dokładniej negatywne skutki zdrowotne wynikające z warunków i środowiska pracy lekarzy weterynarii jest zagadnieniem mało rozważanym w literaturze przedmiotu. Z tego też powodu w dużej mierze kwestie negatywnych skutków zdrowotnych tej grupy zawodowej odnoszone są do grup zawodowych, w których praca wykonywana jest w zbliżonych warunkach i środowisku pracy, a mianowicie rolników i pracowników ochrony zdrowia.

Zarówno zdrowie pojedynczego lekarza weterynarii, w tym przypadku można mówić o zdrowiu całej grupy zawodowej, ściśle związane jest ze środowiskiem pracy, w którym jest ona wykonywana, a dokładniej z czynnikami w nim występującymi (1).

Zakłady lecznicze dla zwierząt różnią się między sobą, w różnym stopniu, profilem działalności i organizacją pracy, co skutkuje dużą różnorodnością występowania czynników szkodliwych. Przy identyfikacji czynników środowiska pracy należy mieć również na względzie zadania i czynności zawodowe wykonywane w trakcie pracy przez lekarza weterynarii przy identyfikacji czynników środowiska pracy. Nieuzasadnione w tym przypadku jest ograniczanie się jedynie do stanowiska pracy rozumianego jako stałe miejsca wykonywania praktyki weterynaryjnej.

W środowisku pracy mogą występować czynniki szkodliwe natury: fizycznej, chemicznej, biologicznej, obciążenia nerwowo-psychiczne oraz przeciążenia fizyczne narządów ruchu (2).

Czynniki środowiska pracy zostały zdefiniowane i określone w PN-Z-08052:1980 (3) oraz PN-N-18004:2001 (4). W świetle tych norm wyróżnia się:

- a) czynnik niebezpieczny występujący w procesie pracy – czynnik, którego oddziaływanie na pracującego prowadzi lub może prowadzić do urazu (nastychmiast),
- b) czynnik szkodliwy występujący w procesie pracy – czynnik, którego oddziaływanie na pracującego prowadzi lub może prowadzić do schorzenia.

W zależności od poziomu oddziaływania lub innych warunków czynnik szkodliwy może stać się niebezpieczny, c) czynnik uciążliwy występujący w procesie pracy – czynnik, którego oddziaływanie na pracującego może spowodować złe samopoczucie lub nadmierne zmęczenie, nie prowadząc do trwałego pogorszenia stanu zdrowia człowieka.

W zależności od sposobu i charakteru działania czynników (niebezpieczne i szkodliwe) występujących w procesie pracy przy wykorzystaniu PN-80/2-08052 (5) wyodrębnia się cztery grupy:

- 1) czynniki fizyczne,
- 2) czynniki chemiczne,
- 3) czynniki biologiczne,
- 4) czynniki psychofizyczne.

Uwzględniając negatywny wpływ tych czynników na stan i zdrowie pracowników w procesie pracy, ustawodawca w celu wyeliminowania i zminimalizowania ich wpływu wprowadził w tym zakresie odpowiednie regulacje prawne odnoszące się do środków ochrony indywidualnej.

Zgodnie z przepisami (6) przez środki ochrony indywidualnej rozumie się wszelkie środki noszone lub trzymane przez pracownika w celu jego ochrony przed jednym lub większą liczbą zagrożeń związanych z występowaniem niebezpiecznych lub szkodliwych czynników w środowisku pracy, w tym również wszelkie akcesoria i dodatki przeznaczone do tego celu.

Środki ochrony indywidualnej stosowane są w sytuacjach, kiedy nie można uniknąć zagrożeń lub nie można ich wystrzącać ograniczyć za pomocą środków ochrony zbiorowej lub odpowiedniej organizacji pracy.

Podstawy zaopatrzenia i stosowania środków ochrony indywidualnej

Podstawowym aktem prawnym w sposób ogólny regulującym postanowienia dotyczące stosowania w procesie pracy środków ochrony indywidualnej jest Kodeks pracy (7).

Personal protection measures in veterinary practice

Chmielewski J.¹, Galińska E.M.², Anusz K.³, Nagas T.⁴, Trela M.⁴, Zagórski J.⁵, Institute of Environmental Protection-National Research Institute, Occupational Safety and Health Service, Warsaw¹, Department of Allergology and Environmental Hazards-Institute of Rural Medicine in Lublin², Department of Food Hygiene and Public Health Protection, Faculty of Veterinary Medicine in Warsaw³, Division of Animal Reproduction, Andrology and Biotechnology, Department of Large Animal Diseases with Clinic, Faculty of Veterinary Medicine in Warsaw⁴, Public Health Institute, Institute of Rural Health in Lublin⁵

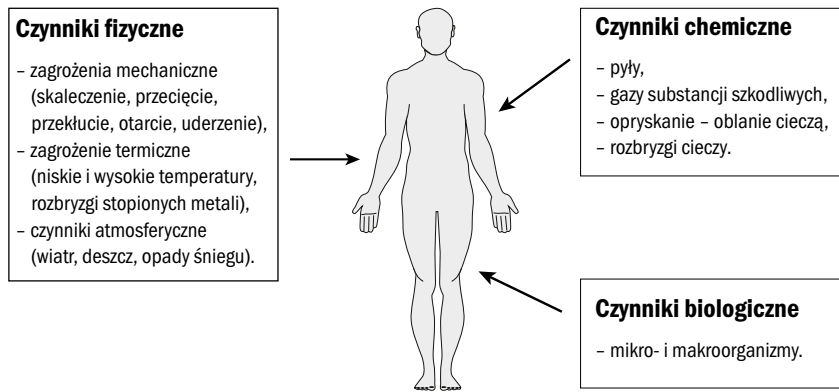
This article aims at the presentation of an important issue associated with and resulted from the professional risks of veterinary practitioners. Work conditions and occupational environment are the source of many dangerous and hazardous factors, which negatively affect the human state of health. In order to prevent and to limit these negative health effects, an obligation was imposed on the employer to provide employees with personal protection measures. In this study legal regulations, requirements and purposefulness of the use of personal protection measures was discussed from the aspect of primary prevention. The principles of selection of personal protection measures were demonstrated on the examples of identified risks and their effectiveness shown.

Keywords: occupational safety and work hygiene (OSH), health protection, personal protection measures, veterinary clinic.

Zgodnie z art. 2376 Kodeksu pracy każdy pracodawca – właściciel zakładu leczniczego dla zwierząt jest obowiązany dostarczyć pracownikowi (dotyczy to również osób zatrudnionych na innej podstawie prawnej niż umowa o pracę zgodnie z art. 304 k.p.) nieodpłatnie środki ochrony indywidualnej zabezpieczające go przed działaniem niebezpiecznych i szkodliwych dla zdrowia czynników występujących w środowisku pracy. Należy przy tym pamiętać, że środki ochrony indywidualnej, w które zaopatrywani są pracownicy, muszą spełniać wymagania dotyczące oceny zgodności określone w odrębnych przepisach (8).

Niedopełnienie powyższego obowiązku, jak wykazuje orzecznictwo w tym zakresie (9), może skutkować sankcjami prawnymi.

W myśl obowiązujących przepisów (7) rodzaje środków ochrony indywidualnej oraz odzieży i obuwia roboczego, których stosowanie na określonych stanowiskach jest niezbędne, oraz przewidywane okresy użytkowania odzieży i obuwia roboczego ustala pracodawca – właściciel zakładu leczniczego dla zwierząt.



Ryc. 1. Oddziaływanie czynników środowiska pracy na pracownika - przykłady zagrożeń

Pracodawca ma obowiązek dostarczyć pracownikowi nieodpłatnie:

- środki ochrony indywidualnej – jeżeli są one niezbędne w zakresie ochrony przed oddziaływaniem niebezpiecznych i szkodliwych dla zdrowia czynników występujących w środowisku pracy,
- odzież i obuwie robocze (spełniające wymagania określone w Polskich Normach) – jeżeli jest to konieczne ze względu na warunki wykonywania pracy, w sytuacjach gdy:

- odzież własna pracownika może ulec zniszczeniu lub znacznemu zabrudzeniu,
- występują określone wymagania technologiczne, sanitarne lub bezpieczeństwa i higieny pracy.

Przy doborze odpowiednich typów środków ochrony indywidualnej należy wziąć pod uwagę wszystkie zagrożenia występujące na danym stanowisku pracy wynikające z przeprowadzonej oceny ryzyka zawodowego (10, 11). Pomocna również

w tym zakresie może być analiza zagrożenia negatywnego oddziaływania tych czynników na organizm i ciało pracownika zaprezentowana na ryc. 1.

Zgodnie z wymogami określonymi w przepisach prawa (6) środki ochrony indywidualnej dzieli się na: odzież ochronną, środki ochrony głowy, środki ochrony kończyn górnych, środki ochrony kończyn dolnych, środki ochrony twarzy i oczu, środki ochrony słuchu, środki ochrony układu oddechowego, środki izolujące cały organizm, środki ochrony przed upadkiem z wysokości, dermatologiczne środki ochrony rąk.

Środki ochrony indywidualnej muszą spełniać wymagania dotyczące oceny zgodności (12). Za zgodne z zasadniczymi wymaganiami, określonymi w rozporządzeniu uznaje się:

- środki ochrony indywidualnej zaliczane do środków o prostej konstrukcji, posiadające oznakowanie CE, dla których producent lub jego upoważniony przedstawiciel wystawił deklarację zgodności WE,
- środki ochrony indywidualnej inne niż wymienione wyżej posiadające

Tabela 1. Zagrożenia, przy których wymagane jest stosowanie środków ochrony indywidualnej (6)

Zagrożenia		Najczęściej zagrożone części ciała											
		Głowa			Kończyny górne			Kończyny dolne			Inne	Drogi rodne	
		Czaszka	Twarz	Oczy	Narząd słuchu	Drogi oddechowe	Dłonie	Ręce	Stopy	Nogi	Skóra		Tułów, w tym brzuch
Fizyczne	Mechaniczne	Upadki z wysokości	X				X	X		X			
		Wybuchy, uderzenia, wstrząsy, zgniecenia	X			X	X	X	X	X	X	X	X
		Przekłucia, przecięcia, otarcia		X	X			X	X	X	X	X	X
		Poślizgnięcia, upadki						X		X	X		
		Drgania (wibracja)						X	X	X			
Termiczne		Wysoka temperatura, ogień		X	X		X	X	X	X	X		
		Zimno		X		X	X	X		X		X	
Elektryczne			X	X				X		X		X	
Promieniowanie		Jonizujące		X	X		X		X			X	X
		Niejonizujące		X	X			X				X	
Hałas						X							
Chemiczne	Aerozole	Pyły, włókna			X	X						X	
		Dymy			X	X							
		Mgła		X	X		X	X					
	Płyny	Zanurzenie					X		X	X			
		Chłapanie, pryskanie		X	X		X	X	X	X	X	X	X
	Gazy, pary			X	X		X						
Biologiczne	Szkodliwe bakterie			X	X		X	X		X		X	
							X	X		X		X	
	Szkodliwe wirusy						X	X		X		X	
	Grzyby				X		X			X		X	
	Biologiczne antygeny inne niż mikroorganizmy											X	
Pierwotniaki i zwierzęta bezkręgowce						X					X		

Tabela 2. Wybrane prace, przy których wymagane jest stosowanie środków ochrony indywidualnej (6)

Rodzaje środków ochrony indywidualnej	Rodzaje prac, przy których wymagane jest stosowanie środków ochrony indywidualnej
Odzież ochronna	Prace w narażeniu na działanie wody, czynników chemicznych, pyłowych, mechanicznych i biologicznych oraz wysokiej i niskiej temperatury – stwarzające ryzyko dla zdrowia lub bezpieczeństwa pracowników, w tym w szczególności: <ol style="list-style-type: none"> w narażeniu na działanie szkodliwych dla zdrowia substancji chemicznych i biologicznych oraz pyłów, na zewnątrz pomieszczeń – w narażeniu na deszcz lub chłód, w kontakcie z przedmiotami o szorstkich powierzchniach, ostrych krawędziach i innymi stwarzającymi ryzyko urazu, prace w narażeniu na zanieczyszczenie ciała substancjami podatnymi na gnicie lub zakażonymi albo odpadami, w tym w zakładach oczyszczania miasta, zakładach zajmujących się opróżnianiem szamb lub zbiorników na gnojówkę, w laboratoriach biologicznych, w ubojniach, rzeźniach, wytwórniach konserw mięsnych lub rybnych, zakładach przetwórstwa podrobów i wszelkie inne prace, przy których istnieje ryzyko podobnych zanieczyszczeń.
Środki ochrony głowy	Prace stwarzające ryzyko pochycenia włosów, zamoczenia głowy lub zanieczyszczenia substancjami i materiałami toksycznymi, drażniącymi, żrącymi, podatnymi na gnicie lub mogącymi być źródłem zakażeń oraz wykonywane w warunkach niskiej i wysokiej temperatury, a w szczególności: <ol style="list-style-type: none"> w narażeniu na działanie pyłów toksycznych albo substancji żrących lub drażniących, na zewnątrz pomieszczeń – w narażeniu na deszcz albo działanie niskiej lub wysokiej temperatury.
Środki ochrony kończyn dolnych	Prace stwarzające ryzyko urazów kończyn dolnych (w tym oparzenia), ich zamoczenia lub zanieczyszczenia substancjami i materiałami toksycznymi, drażniącymi, żrącymi, podatnymi na gnicie lub mogącymi być źródłem zakażeń oraz wykonywane w warunkach niskiej lub wysokiej temperatury.
Środki ochrony kończyn górnych	Prace stwarzające ryzyko urazów rąk (związanych również z działaniem wysokiej temperatury, wibracji oraz substancji chemicznych), prace w kontakcie z wodą, substancjami toksycznymi, żrącymi lub drażniącymi, z materiałami podatnymi na gnicie i innymi mogącymi być źródłem infekcji oraz prace w niskiej temperaturze, w tym w szczególności: <ol style="list-style-type: none"> narażające pracowników na działanie substancji chemicznych i biologicznych niebezpiecznych dla zdrowia, przy których ręce pracowników narażone są na kontakt z substancjami toksycznymi, żrącymi lub drażniącymi, przy których ręce pracowników są narażone na kontakt z zakażonymi zwierzętami lub padliną, szczątkami zwierząt albo substancjami pochodzenia zwierzęcego nienadającymi się do spożycia, w tym w miejscach przeznaczonych do rozbioru półtuszy zwierzęcych i laboratoriach biologicznych, wszelkie prace, podczas których ręce są narażone na kontakt z substancjami mogącymi zawierać zarazki.
Środki ochrony twarzy i oczu	Prace, przy których twarz lub oczy pracowników są narażone na urazy albo podrażnienia w wyniku działania czynników niebezpiecznych i szkodliwych dla zdrowia.
Środki ochrony układu oddechowego	Prace w warunkach ryzyka narażenia na nadmierne zanieczyszczenie powietrza czynnikami szkodliwymi lub w warunkach niedoboru tlenu w powietrzu, w tym w szczególności: <p>w narażeniu na wdychanie szkodliwych pyłów, gazów, par lub dymu.</p>

oznakowanie CE, dla których producent lub jego upoważniony przedstawiciel posiada certyfikat potwierdzający zgodność z zasadniczymi wymaganiami określonymi w rozporządzeniu i wystawił deklarację WE.

Należy pamiętać, że zanim wyposaży się pracownika w środki ochrony indywidualnej, każdorazowo należy ocenić kryteria ich stosowania. Aby ustalić i dobrać odpowiednie środki ochrony indywidualnej chroniące przed skutkami zagrożeń występujących przy określonych pracach, należy w szczególności:

- 1) zidentyfikować występujące przy określonych pracach czynniki szkodliwe i niebezpieczne dla zdrowia,
- 2) zbadać poziom czynników szkodliwych i niebezpiecznych dla zdrowia przy określonych pracach,
- 3) określić rodzaje zagrożeń oraz ekspozycję na te zagrożenia,
- 4) ustalić rodzaje niezbędnych środków ochrony indywidualnej chroniących przed określonymi zagrożeniami,
- 5) dobrać najskuteczniejsze środki ochrony indywidualnej z uwzględnieniem:
 - a) rodzajów i poziomu czynników środowiska pracy,
 - b) wymaganej skuteczności ochrony,

c) indywidualnych cech pracownika (wymiary antropometryczne, uczulenie na lateks itp.),

d) jednoczesnego stosowania kilku środków ochrony indywidualnej,

6) określić zestaw niezbędnych środków ochrony indywidualnej dla pracownika. Przy doborze środków ochrony indywidualnej musimy mieć na względzie fakt, że odgrywają one istotną rolę w ochronie zdrowia i życia pracownika. Jako indywidualne – osobiste wyposażenie każdego pracownika niejednokrotnie stanowią jedyną i ostatnią barierę chroniącą go przed działaniem niebezpiecznych i szkodliwych czynników środowiska pracy.

W tym celu przy ustalaniu środków ochrony indywidualnej niezbędnych do stosowania przy określonych pracach pracodawca – właściciel zakładu leczniczego dla zwierząt powinien uwzględnić wskazania zawarte w załączniku nr 2 do Rozporządzenia Ministra Pracy i Polityki Socjalnej z 26 września 1997 r. (6; **tab. 1 i 2**).

Istota i znaczenie środków ochrony indywidualnej

Celowość i zasadność stosowania w procesie pracy środków ochrony indywidualnej

przez lekarzy weterynarii wynika nie tylko z realizacji nałożonych obowiązków w tym zakresie, odpowiedzialności prawnej (13), ale również analizy literatury przedmiotu. Doniesienia wykazują, że stosowanie środków ochrony indywidualnej, w tym odzieży w narażeniu na materiał potencjalnie zakaźny, czynniki mogące wywołać zakażenie lub w warunkach, w których istnieje konieczność zapewnienia ochrony bakteriologicznej, jest bezdyskusyjne (14, 15, 16).

Na przykład lekarz weterynarii pracujący w lecznicy małych zwierząt w stanie Waszyngton (USA) wskutek narażenia zawodowego zachorował na leptospirozę. Około 10 dni po pojawieniu się objawów chorobowych badał on zdrowo wyglądającego szczura pod kątem pcheł. Badanie przeprowadzone zostało bez zastosowania środków ochrony indywidualnej (rękawic), w efekcie czego doszło do kontaktu niezabezpieczonej skóry rąk z moczem zwierzęcia. Pomimo że lekarz weterynarii umył ręce po badaniu, na skórze rąk miał otarcia będące skutkiem prac ogrodniczych. W następstwie zdarzenia lekarz weterynarii był hospitalizowany przez 12 dni i mógł wrócić do pracy w niepełnym wymiarze czasu pracy dopiero miesiąc po stwierdzeniu zachorowania. Chorobie tej

można było zapobiec, gdyby lekarz weterynarii zastosował środki ochrony zalecane przez Narodowe Stowarzyszenie Lekarzy Weterynarii Zdrowia Publicznego (National Association of State Public Health Veterinarians – NASPHV) w wydanym przez nie w 2008 r. kompendium środków ochrony przed zoonozami dla personelu weterynaryjnego (17).

Jak wykazuje powyższy przykład, środki ochrony indywidualnej odgrywają ważną rolę, stanowiąc istotny element blokujący, minimalizujący lub neutralizujący oddziaływanie czynników niebezpiecznych i szkodliwych na organizm ludzki.

Konieczność zaopatrzenia w środki ochrony indywidualnej wynika nie tylko z przepisów prawa pracy, które w przypadku lekarzy weterynarii nie mają zastosowania wprost, ale również z przepisów ustawy z 5 grudnia 2008 r. o zapobieganiu oraz zwalczaniu zakażeń i chorób zakaźnych u ludzi (18).

Głównym celem i zadaniem stosowania środków ochrony indywidualnej w procesie pracy przez lekarza weterynarii jest ochrona życia i zdrowia. Oddziaływanie czynników szkodliwych i niebezpiecznych występujących w środowisku pracy może następować w sposób powolny i niezauważalny. Mając jednak na względzie dbałość o własne zdrowie, każdy lekarz weterynarii, będąc świadomy istniejących zagrożeń zdrowotnych, winien podejmować dostępne środki zapobiegawcze, do których należy właśnie stałe stosowanie dobrze dobranych środków ochrony indywidualnej.

Pracodawcy – właściciele zakładów leczniczych dla zwierząt powinni mieć również na uwadze odpowiedzialność prawną i odszkodowawczą za brak

zapewnienia i stosowania środków ochrony indywidualnej w sytuacji zaistnienia choroby zakaźnej, zawodowej pracownika (19).

Właściciel zakładu leczniczego dla zwierząt, jako zakładu pracy, w którym niewątpliwie występują zagrożenia dla życia i zdrowia pracowników, jest zobowiązany do szczególnej staranności w zakresie przeciwdziałania ich wystąpieniu. Naruszenie tego obowiązku może stanowić czyn niedozwolony, niezależnie od tego, że może być również uznane za naruszenie objętego treścią stosunku pracy obowiązku zapewnienia pracownikowi (niezależnie od formy zatrudnienia) bezpiecznych i higienicznych warunków pracy (20).

Podsumowanie

Istnieje realna potrzeba zrozumienia konieczności stosowania środków ochrony indywidualnej w obszarze dbałości o stan zdrowia wśród lekarzy weterynarii. Zasadne i celowe wydaje się prowadzenie szkoleń i kampanii informacyjnych realizowanych przez samorząd zawodowy wśród lekarzy weterynarii w celu uświadomienia potrzeby stosowania właściwie dobranych i skutecznych środków ochrony indywidualnej, a także przekazywania informacji o najnowszych zaawansowanych technologicznie rozwiązaniach w tym zakresie.

Stosowanie środków ochrony indywidualnej wśród lekarzy weterynarii winno być nie tylko obowiązkiem, ale podstawową zasadą izolacji i ograniczenia negatywnego oddziaływania czynników niebezpiecznych i szkodliwych występujących w środowisku pracy dla zdrowia i życia pracowników.

Piśmiennictwo

- Jabłoński L., Karwat I.D.: Środowiskowe uwarunkowania zdrowia populacji. W: Jabłoński L., Karwat I.D. (red.): *Podstawy epidemiologii ogólnej, epidemiologia chorób zakaźnych*, Akademia Medyczna w Lublinie, Lublin 2002, 70.
- Kubiak-Limu K.: Badania środowiska pracy. W: Marcinkowski J.T. (red.): *Medycyna pracy*, A.M.P., Poznań 1996, 19.
- PN-Z-08052:1980: Ochrona pracy. Niebezpieczne i szkodliwe czynniki występujące w procesie pracy. Klasyfikacja.
- PN-N-18004:2001: System zarządzania bezpieczeństwem i higieną pracy. Wytyczne.
- PN-80/2-08052: Niebezpieczne i szkodliwe czynniki występujące w procesie prac.
- Rozporządzenie Ministra Pracy i Polityki Socjalnej z 26 września 1997 r. w sprawie ogólnych przepisów bezpieczeństwa i higieny pracy (Dz.U. 2003 nr 169, poz. 1650 ze zm.).
- Ustawa z 26 czerwca 1974 r. Kodeks pracy (Dz.U. 1998 nr 21, poz. 94 ze zm.).
- Rozporządzenie Ministra Gospodarki z 21 grudnia 2005 r. w sprawie zasadniczych wymagań dla środków ochrony indywidualnej (Dz.U. 2005 nr 259 poz. 2173).
- Wyrok Sądu Apelacyjnego z 24 stycznia 2013 r. III APa 31/12.
- Chmielewski J., Nagas T., Orlak K., Trzepla E.: Obowiązek właściciela lecznicy weterynaryjnej w zakresie oceny ryzyka zawodowego na stanowisku lekarza weterynarii. *Życie Wet.* 2013, **88**, 388–391.
- Chmielewski J., Nagas T., Trzepla E., Orlak K.: Narażenie pracowników lecznicy weterynaryjnych na działanie czynników biologicznych jako element oceny ryzyka zawodowego. *Życie Wet.* 2013, **88**, 483–487.
- Rozporządzenie Ministra Gospodarki z 21 grudnia 2005 r. w sprawie zasadniczych wymagań dla środków ochrony indywidualnej (Dz.U. 2005 nr 259 poz. 2173).
- Wyrok Sądu Apelacyjnego z 24 stycznia 2013 r. III APa 31/12.
- Karnej P.: Zasadność stosowania odzieży ochronnej pracowników medycznych w lecznictwie ambulatoryjnym. *Hygeia Public Health* 2012, **47**, 302–306.
- Gańczak M., Białecki P., Boroń-Kaczmarska A., Szych Z.: Stosowanie podstawowych środków ochrony przez lekarzy specjalności zabiegowych a narażenie na zakażenie HIV. *Wiad. Lek.* 2004, **57**, 5–6.
- Wierzińska M.: Rękawice medyczne – profilaktyka zakażeń HBV, HCV, HIV, *Zakazenia* 2005, **5**, 71–72.
- Baer R., Turnberg W., Yu D., Wohrle R.: Leptospirosis in a small animal veterinarian: Reminder to follow standardized infection-control procedures. *Zoonoses & Public Health* 2010, **57**, 281–284.
- Ustawa z 5 grudnia 2008 r. o zapobieganiu oraz zwalczaniu zakażeń i chorób zakaźnych u ludzi (Dz.U. 2008 nr 234, poz. 1570).
- Wyrok Sądu Najwyższego z 13 kwietnia 2000 r. I PKN 584/99.
- Wyrok Sądu Najwyższego z 27 stycznia 2011 r. II PK 175/10.

Dr n. o zdr. Jarosław Chmielewski,
e-mail: j.chmielewski@interia.eu

„Jedno Zdrowie” – koncepcja łącząca działalność naukową i praktyczną z zakresu ochrony zdrowia człowieka i zwierząt

Marian Truszczyński, Zygmunt Pejsak

z Zakładu Chorób Świń Państwowego Instytutu Weterynaryjnego – Państwowego Instytutu Badawczego w Puławach

Koncepcja „Jedno Zdrowie” (One Health) odnosi się do ochrony zdrowia człowieka przy współdziałaniu ochrony zdrowia zwierząt i uwzględnianiu wpływów środowiska na ludzi i zwierzęta (1).

Pierwsze informacje na temat wymionego związku znajdują się już w pismach Hipokratesa (460–377 p.n.e.) i Arystotelesa (384–322 p.n.e.). Następujące po okresie starożytności piśmiennictwo

wielokrotnie podkreśla istnienie wzajemnego oddziaływania nauki i praktyki z obszaru medycyny i weterynarii, przy uwzględnieniu roli środowiska (1).

W obecnym ujęciu koncepcja „Jedno Zdrowie” jest zatem paradygmatem, czyli wzorcem, w ramach którego zdrowie określane jest jako ciągłe, łączne, globalne i współzależne trwanie przyczyn oraz skutków realizujących się w obrębie ekosystemów i w bytujących w nich populacjach ludzkich i zwierzęcych, przy zabezpieczeniu żywności i równowagi ekonomicznej oraz dobrostanu (1, 2).

Przy tak szerokim określeniu zakresu pojęcia „Jedno Zdrowie” różne są jego definicje, zależnie od specjalności naukowej ich autorów – lekarzy, lekarzy weterynarii, ekologów, biologów, biotechnologów oraz innych specjalistów. Z tego powodu nie ma,

jak dotychczas, powszechnie przyjętej jednej definicji z trafnie wyważonym wspólnym udziałem w odniesieniu do zdrowia człowieka, zdrowia zwierząt i oddziaływań ekosystemów w tych obszarach, przy preferowaniu wyżej podanej charakterystyki tej koncepcji (1).

Należy dodać, że Światowa Organizacja Zdrowia (World Health Organisation – WHO) zdefiniowała w swej Konstytucji z 1946 r. zdrowie jako stan pełnego fizycznego, umysłowego i socjalnego dobrego samopoczucia, a nie wyłącznie nieobecności choroby lub osłabienia (3).

W XXI w., najbardziej charakterystyczną cechą koncepcji „Jedno Zdrowie” stało się jej odniesienie do toczących się procesów ekologicznych i zmieniających się czynników środowiskowych jako kluczowych wyznaczników zdrowia człowieka i zdrowia zwierząt (1). W takim ujęciu koncepcja „Jedno Zdrowie” opiera się na naukach ekologicznych, biologicznych, medycznych i weterynaryjnych, przy apelach o ściślejszą między nimi współpracę (2).

OIE, FAO i WHO

Tematyka weterynaryjna koncepcji „Jedno Zdrowie” jest przedmiotem zainteresowania i formułowania rozwiązań postępowania w ramach Światowej Organizacji Zdrowia Zwierząt (OIE). Realizowana jest przy współpracy z Organizacją Wyżywienia i Rolnictwa Narodów Zjednoczonych (FAO) i Światową Organizacją Zdrowia (WHO). Zgodnie z tak ukształtowaną działalnością weterynaryjne zdrowie publiczne definiowane jest jako multidyscyplinarny obszar odnoszący się, w kategoriach ogólnych, do rozumienia i realizowania w stopniu coraz lepszym, zapobiegania i zwalczania chorób zoonotycznych u zwierząt oraz trafnie wdrażanej do praktyki oceny bezpieczeństwa żywności i pasz (4).

Jak wynika z danych Wang i Crameriego (5), o znaczeniu koncepcji „Jedno Zdrowie” w aspekcie ciągłego doskonalenia i potrzeby intensyfikacji współpracy między przedstawicielami medycyny i medycyny weterynaryjnej świadczy fakt, że spośród chorób zakaźnych człowieka, które występowały w ostatnim trzydziestolecu, ponad 70% stanowią zoonozy, czyli choroby, których czynniki etiologiczne swe źródło mają wśród zwierząt gospodarskich lub towarzyszących człowiekowi oraz u zwierząt dzikich (6, 7). Ocenia się, że w wymienionym okresie narastało z podanych źródeł, czyli od zwierząt i dodatkowo z produktów żywnościowych pochodzących od zwierząt rzeźnych, zagrożenie zdrowia człowieka; zwiększały się też straty w produkcji zwierzęcej. Coraz częściej pojawiały się i pojawiają nowe zoonozy, zwłaszcza z rezerwuarów drobnoustrojów występujących

u zwierząt nieudomowionych, przy ważnej roli nietoperzy (6, 7).

Czynnikami sprzyjającymi pojawianiu się nieznanych dotychczas zoonoz okazują się ciągle zmiany w układach ekosystemów i środowisk lokalnych, w których bytują drobnoustroje, intensyfikujące w tych warunkach zmienność w kierunku ich chorobotwórczości. Odnosi się to do ekosystemów leśnych i rolniczych, a zwłaszcza modernizacji technologii rolniczych, tak w produkcji roślinnej, jak też zwierzęcej, przy mającym miejsce od kilku dekad ocieplaniu się klimatu (7, 8, 9).

Potrzebę współpracy, w tym jej intensyfikacji, we współdziałaniu lekarzy weterynarii i lekarzy medycyny oraz ekologów, rolników, leśników i biologów, uzasadniają występujące na świecie wirusy grypy, wścieklizny, gorączki Zachodniego Nilu, dengi, paramyksowirusy Hendry i Nipah, koronawirusy SARS i MERS, filowirusy Ebola i Marburg, jak też wiele wirusów odzwierzęcych o powinowactwie do przewodu pokarmowego człowieka, wywołujących biegunki. Podobne znaczenie w sensie potrzeby ścisłej współpracy medycyny i weterynarii mają enteropatogenne bakterie z rodzajów *Salmonella*, *Campylobacter*, *Clostridium* oraz *Escherichia coli*, będące przyczyną toksykoinfekcji pokarmowych (5).

Światowa Organizacja Zdrowia Zwierząt (OIE) rozwija i ustanawia standardy, wytyczne i zalecenia dotyczące ochrony zdrowia zwierząt. Odgrywa też ważną rolę w minimalizowaniu, a nawet likwidacji ryzyka, związanego ze zdrowiem zwierząt w kontekście profilaktyki chorób ludzi, zwłaszcza w przypadku zoonoz i toksykoinfekcji pokarmowych, łączących się z konsumpcją przez człowieka żywności odzwierzęcej, zawierającej zoonotyczne patogeny lub pozostałości szkodliwych dla zdrowia związków chemicznych, w tym występujących w wyniku coraz intensywniej stosowanej w rolnictwie chemizacji.

Z koncepcją „Jedno Zdrowie” łączy się dodatkowo zwalczanie przez specjalistów weterynaryjnych epidemii zwierzęcych, powodowanych nie tylko przez drobnoustroje zoonotyczne, ale też przez zarzaki chorobotwórcze wyłącznie dla zwierząt, jak np. wirusy wywołujące klasyczny i afrykański pomór świń lub pryszczycę. Dzięki temu udziałowi weterynarii realizowane jest bowiem przeciwdziałanie szerzeniu się głodu, a w konsekwencji pojawianiu się licznych chorób ludzi.

W związku z pandemią ptasiej grypy (10, 11) wywołanej przez wysoce patogeny szczep wirusa grypy (HPAI/H5N1), która wystąpiła na początku XXI w. na terenie Azji, Europy i Afryki, do 24 stycznia 2014 r. wykazano 650 potwierdzonych zachorowań wywołanych przez ten

„One Health” – the concept combining scientific and practically applied activity of human and animal health protection

Truszczyński M., Pejsak Z., Department of Swine Diseases, National Veterinary Research Institute, Pulawy

The characterization of “One Health” concept was presented in the introduction of this review, mentioning that the beginning of this approach started in the time of Hippocrates and Aristoteles. Following this, progress in defining of the “One Health” concept was given, finally citing the definition of the 21st Century, with its focus on ecological processes and environmental factors with the cooperative actions of veterinary and human medicine. It was stated that the closest field of cooperation are zoonotic diseases caused by the viruses of influenza, rabies, West Nil Fever, Hendra, Nipah, SARS, MERS. Ebola, Marburg. The same field of cooperation includes viruses and bacteria (e.g. *Salmonella* spp., *Campylobacter* spp.), causing enteric zoonotic diseases. The increasing trend of zoonotic pathogens, particularly viruses emergence in the last few decades was underlined and connected with changes occurring in ecosystems due to the changes and progress in agriculture and forestry, influencing the microorganisms and their hosts. In the concept of “One Health” the role of veterinary services in controlling animal infectious diseases caused by organisms pathogenic exclusively for animals as classical swine fever or African swine fever was also mentioned. Due to this activity, action against hunger was included, that aims at preventing decrease of immunity or resistance mechanisms in humans. As the result of climate changes, observed in the 21st century, changes in distribution of insects being vectors of agents, causing diseases of animals and humans were characterized in agreement with the “One Health” concept. Since antimicrobial resistance was recognized as a growing issue of concern by both the human and animal health sectors, this problem was also discussed as a part of the “One Health” concept. In addition it has been stated that besides cooperation in the implementation of “One Health” concept between medicine and veterinary medicine, experts of other disciplines, particularly from the ecological sector, working locally, nationally and globally should be involved.

Keywords: “One Health” concept, medicine, veterinary medicine, ecology, zoonotic diseases.

wirus u ludzi, w tym 386 zejść śmiertelnych. Dane te uzasadniają, również obecnie, konieczność nie tylko istnienia, ale nawet zacieśniania współpracy medycyny i medycyny weterynaryjnej w ramach koncepcji „Jedno Zdrowie”. OIE ze względu na swe programowe czynności gromadzenia danych o zgłaszanych chorobach, otrzymywanych od państw członkowskich (obecnie w liczbie 178) dysponowała i dysponuje, w takim stopniu jak żadna inna

międzynarodowa organizacja, informacjami o występowaniu i zasięgu zakażeń u zwierząt. Dane te w przypadku HPAI/H5N1 były z tego źródła dostarczane do WHO i zainteresowanych służb medycznych z uwzględnieniem dokładnej lokalizacji ognisk choroby. Dodatkowo, co też mieści się w koncepcji „Jedno Zdrowie”, OIE organizowała kształcenie specjalistyczne dla epidemiologów i pracowników laboratoryjnych państw członkowskich, przyczyniając się w stopniu istotnym do doskonalenia kompetencji w zwalczaniu wywołanej przez HPAI/H5N1 epidemii oraz innych chorób zakaźnych zwierząt i człowieka.

Rozwijająca się w nawiązaniu do wywołanej przez szczyt HPAI/H5N1 epidemii współpraca między odnośnymi służbami medycznymi i weterynaryjnymi stworzyła strukturę redukującą zagrożenia w obszarze: zwierzę – człowiek – ekosystemy. Kluczowe elementy współpracy OIE z FAO i WHO uwzględniły podejście multidyscyplinarne i wielonarodowe oraz integrację kwestii technicznych, socjalnych, politycznych i regulujących (11). We współpracy ze służbami leśnymi włączona została tematyka ekologii zwierząt dzikich i ekosystemów ich bytowania. Podjęto również współpracę instytutów badawczych, medycznych i weterynaryjnych. W 2010 r. OIE, FAO i WHO, jak podaje cytowana publikacja (11), wspólnie sformułowały Notę Trójstronnej Koncepcji Zdrowia (One Health Tripartite Concept Note; 12), w której podnosi się zagrożenia zdrowia w płaszczyźnie: zwierzę – człowiek – ekosystemy i zapobieganie zagrożeniom zdrowia zwierząt i ludzi w aspekcie zoonoz oraz zapewnienia żywności w niezbędnej ilości do życia ludności w regionach zagrożonych głodem. W tych ramach w 2011 r. w Mexico City OIE, FAO i WHO opracowały plan działania przy współpracy z pozostałymi partnerami wymienionego spotkania na styku: zwierzę – człowiek – ekosystemy. Plan działania uwzględniał: zoonotyczną grypę, wściekliznę i lekooporność przeciwdrobnoustrojową, czyli antybiotykooporność.

We współpracy międzynarodowej jako priorytet uznano tworzenie możliwie skutecznych systemów minimalizowania zoonotycznego ryzyka w obrębie kraju i dodatkowo jego regionów, w tym w odniesieniu do monitoringu i nadzoru zwierzęcych rezerwuarów patogenów zoonotycznych i żywności pochodzenia zwierzęcego jako źródła drobnoustrojów chorobotwórczych dla człowieka.

Wyrazem realizowanej współpracy z uwzględnieniem koncepcji „Jedno Zdrowie” jest też powołanie przy udziale OIE i FAO konsorcjum OFFLU, w ramach którego prowadzone są badania charakteryzujące nowo pojawiające się szczepy grypy

w populacjach zwierzęcych. Celem jest skuteczniejsza likwidacja rezerwuarów szczepów wysoce patogennych, w tym chorobotwórczych dla człowieka. Do zadań OFFLU należy też opracowywanie metod lepszego zarządzania ryzykiem, z uwzględnieniem zdrowia człowieka i w aspekcie bezpieczeństwa żywności, jak też propagowanie dobrostanu zwierząt, zwłaszcza przez oddziaływanie lekarzy weterynarii na hodowców, aby zapewniali w produkcji zwierzęcej dobrostan oraz stałą kontrolę zdrowia (13).

Ocieplanie się klimatu

Przechodząc do charakterystyki roli ocieplania się klimatu, przedstawione zostaną zgodnie z danymi Blacka i Butlera (14) skutki tego zjawiska, również w aspekcie koncepcji „Jedno Zdrowie”. Odnoszą się one przede wszystkim do wpływu ocieplania na zmiany lokalizacji epidemii, w tym zoonoz w przypadku przenoszenia czynników etiologicznych przez owady – wektory zarazków do stref, w których przed ociepleniem nie mogły one bytować (15, 16). Szlaki i mechanizmy, którymi to następowało, z uwzględnieniem: gospodarza, patogenu, wektora, przedstawił Gallana i wsp. (17). Autorzy ci wskazali na zawiłości przemian prowadzących do zwiększającej się bioróżnorodności, które mają miejsce w następstwie ocieplania się klimatu w środowiskach wodnych lub lądowych.

Przykładem zależności od zmiany klimatu była w Malezji intensyfikacja produkcji owoców. Przyczyniła się ona do lokalnego zwiększenia liczby nietoperzy owocożernych, nosicieli zoonotycznego wirusa Nipah oraz wywoływania u świń i ludzi powodowanych przez ten wirus epidemii o znacznym zasięgu (18, 19).

Zmiany klimatu, których skutkiem są powodzie, mogą sprzyjać przenoszeniu przez wektory (owady, kleszcze) wirusów chorobotwórczych dla ludzi i zwierząt (20). Do tego dołączają się zoonozy bakteryjne, jak leptospirozy i wąglik (21).

Inny skutek zmiany klimatu w sensie wpływu na pojawienie się chorób łączy się z długotrwałą suszą, co zwłaszcza w krajach subtropikalnych i tropikalnych jest powodem głodu i ubóstwa wśród miejscowej ludności. Jak wynika z raportu Wielkiej Brytanii z 2012 r. (21), wśród dotkniętej klęską głodu ludności masowo pojawiały się zoonotyczne choroby przewodu pokarmowego oraz leptospiroza, cystycerkoza, gruźlica, wścieklizna, leiszmanioza, brucelloza, gorączka Q, zapalenie wątroby typu E i wąglik.

Czynniki klimatyczne mają wpływ na rozmnażanie, rozprzestrzenianie się i przeżycie licznych patogenów, które występują w żywności, skąd wywołują zachorowania

ludzi ją spożywających. Wśród nich *Salmonella* spp. i *Campylobacter* spp. szczególnie często powodują zaburzenia przewodu pokarmowego u ludzi, zwłaszcza w przypadku przechowywania żywności w wyższych temperaturach – co częściej łączy się z regionami subtropikalnymi lub tropikalnymi oraz ludnością ubogą i podstarszego wieku, niedysponującą lodówkami.

Wymienione zoonotyczne drobnoustroje częściej występują u świń i drobiu niż u bydła (21). W związku z tym uważa się, że ze wzrostem produkcji i konsumpcji produktów od świń i drobiu w przyszłości należy spodziewać się wzrostu chorób zoonotycznych, których źródłem jest żywność zawierająca drobnoustroje zoonotyczne (18, 22).

Produkcja rolnicza może również mieć wpływ na klimat, zwłaszcza lokalny, np. z powodu produkcji gazów cieplarnianych, lub obecności gęsto obok siebie zlokalizowanych dużych ferm bydła, świń i drobiu (20). Ogólnie uważa się, że w 2050 r. globalna produkcja rolnicza powiększy się od 60 do 100% w związku ze zwiększoną populacją ludzi na świecie do ponad 10 mld i produkcją biopaliw (23), co zapewne będzie miało wpływ na zmianę klimatu w przyszłych dziesięcioleciach i wspomnianą bioróżnorodność ekosystemów, w których przebywają zwierzęta.

Należy dodać, że zmiana klimatu nie zawsze prowadzi do zwiększenia się w danym regionie liczby chorób oraz zasięgu ich występowania, gdyż nawet może prowadzić do jej zmniejszenia. Przykładowo w południowo-wschodniej Australii, gdzie endemicznie występowała choroba motylicza bydła, zmniejszenie opadów deszczu i wilgotności gleby przyczyniło się do spadku zachorowań w tym regionie (24).

Ograniczanie antybiotykooporności

Ważnym tematem w kontekście koncepcji „Jedno Zdrowie” jest antybiotykooporność, zwłaszcza bakterii zoonotycznych. Dotyczy to również bakterii chorobotwórczych wyłącznie dla zwierząt lub dla człowieka, a nawet bakterii niechorobotwórczych występujących u zwierząt i ludzi – faktycznych lub potencjalnych nośników materiału genetycznego, determinującego antybiotykooporność po transmisji go do genomów bakterii do tego momentu antybiotykooporności.

Z uwagi na szerzenie się antybiotykooporności chorobotwórczych bakterii liczne antybiotyki przestają być skuteczne w leczeniu i metafilaktyce chorób człowieka i zwierząt, a liczba nowo opracowywanych antybiotyków jest niewielka i nie uzupełnia tego niedoboru (25). Z tego względu, zgodnie z koncepcją „Jedno Zdrowie”, tak do lekarzy, jak do lekarzy weterynarii

kierowane są ze strony władz i organizacji międzynarodowych apele o możliwie rozsądne i umiarkowane stosowanie antybiotyków w celu przeciwdziałania utracie ich skuteczności w leczeniu chorób człowieka i zwierząt.

Antybiotykooporne zoonotyczne patogeny są dzięki stałym wzajemnym kontaktom wymieniane między ludźmi i zwierzętami. Zatem w przypadku odzwierzęcych patogenów lub komensali przekazywanych ludziom pojawia się u człowieka w wyniku transmisji materiału genetycznego patogenna flora bakteryjna, na którą stosowane antybiotyki przestają być skuteczne. Proces ten może również przebiegać w odwrotnym kierunku: od człowieka do zwierząt. Z tego względu obok ograniczania u ludzi i zwierząt stosowania antybiotyków w celach terapeutycznych wydawane są przez państwowe służby weterynaryjne zakazy stosowania antybiotyków w profilaktyce zachorowań zwierząt, które bez ich zastosowania pojawiają się w określonych etapach chowu zwierząt rzeźnych.

Podsumowanie

Omówione przykłady ingerencji weterynaryjnych, mające na celu ochronę zdrowia człowieka, w ramach koncepcji „Jedno Zdrowie”, wskazują na dużą praktyczną przydatność i celowość realizacji tego udziału. Cel ten osiąga się dzięki ograniczeniu rezerwuarów zwierzęcych tych drobnoustrojów w wyniku bioasekuracji, profilaktyki swoistej, czyli szczepień profilaktycznych zwierząt gospodarczo użytkowych oraz towarzyszących człowiekowi i w wyniku monitoringu diagnostycznego, z uwzględnieniem badań laboratoryjnych. Ważną rolę odgrywa też stały nadzór epidemiologiczny, obejmujący zwierzęta domowe i dzikie, zmierzający do eradykacji zoonoz i likwidacji rezerwuarów zwierzęcych drobnoustrojów chorobotwórczych dla ludzi.

Należy dodać, że w związku z osiągnięciem w tym zakresie postępowaniem, w ciągu 10 minionych lat koncepcja „Jedno Zdrowie” zyskała szeroką akceptację w ochronie zdrowia człowieka. W odniesieniu do tego obszaru OIE, ściśle weterynaryjna międzynarodowa organizacja, przyjęła w skali globalnej rolę wiodącą (26). Dotyczy to w szczególności opracowywania skutecznych standardów zdrowia zwierząt w międzynarodowym obrocie i handlu zwierzętami i ich produktami przy przeciwdziałaniu przenoszeniu nawet do miejsc odległych drobnoustrojów zoonotycznych, jak przykładowo wirusy grypy, i/lub wywołujących wyłącznie epidemie zwierzęce, jak przykładowo pryszczycę lub niedawno zwalczony przy dużym udziale OIE i FAO księgosusz. Tego

rodzaju epidemie mają szczególne znaczenie w odniesieniu do krajów rozwijających się w powodowaniu głodu i ogólnego niedostatku, stanowiąc skrajne zagrożenie zdrowia publicznego danych społeczności. Występują jednak również w krajach cywilizowanych choroby, jak np. ptasia grypa, pryszczycza, afrykański pomór świń, wywołujące ze względu na wysoki poziom produkcji zwierzęcej i przemysłu spożywczego jeszcze większe straty.

Niestety, w szeregu sytuacji współpraca w zakresie zdrowia publicznego i publicznego zdrowia weterynaryjnego oraz prozdrowotnego kształtowania środowiska zgodnie z koncepcją „Jedno Zdrowie” wymaga udoskonalenia (10). Temu celowi ma służyć trójstronne porozumienie z 2010 r. między WHO, OIE i FAO, obejmujące ochronę zdrowia ludzi i zwierząt oraz utrzymanie ekosystemów ich bytowania w stanie sprzyjającym zdrowiu (27).

Piśmiennictwo

- Evans B.R., Leighton F.A.: A history of One Health. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.* 2014, **33**, 413–420.
- Stephen C., Karesh W.B.: Is One Health delivering results? *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.* 2014, **33**, 375–379.
- World Health Organization (WHO): Preamble to the Constitution of the World Health Organization as adopted by the International Health Conference, New York, 19–22 June 1946, signed on 22 July 1946 by representatives of 61 States (Official Records of the World Health Organization, no. 2, p. 100) and entered into force on 7 April 1948.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO): Animal health and the Millennium Development Goals. FAO Animal Production and Health Division, Rome, 2013. Available at: www.betrotlive.be/betrotlive/items/20100927_140623_Animal%20Health%20%20MDGs.pdf (accessed on 26 May 2014).
- Wang L.F., Cramer G.: Emerging zoonotic viral diseases. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.* 2014, **33**, 569–581.
- Jones K.E., Patel N.G., Levy M.A., Storeygard A., Balk D., Gittleman J.L., Daszak P.: Global trends in emerging infectious diseases. *Nature* 2008, **451**, 990–993.
- Woolhouse M.E., Haydon D.T., Antia R.: Emerging pathogens: the epidemiology and evolution of species jumps. *Trends Ecol. Evol.* 2005, **20**, 238–244.
- Jones B.A., Grace D., Kock R., Alonso S., Rushton J., Said M.Y., McKeever D., Mutua F., Young J., McDermott J., Pfeiffer D.U.: Zoonosis emergence linked to agricultural intensification and environmental change. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA*, 2013, **110**, 8399–8404.
- Morse S.S.: Factors in the emergence of infectious diseases. *Emerg. Infect. Dis.* 1995, **1**, 7–15.
- Peiris M., Yen H.L.: Animal and human influenzas. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.* 2014, **33** (2), 539–553.
- Corning S.: World Organisation for Animal Health: strengthening Veterinary Services for effective One Health collaboration. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.* 2014, **33**, 639–650.
- Food & Agriculture Organization of the United Nations (FAO), World Organisation for Animal Health (OIE) & World Health Organization (WHO): The FAO-OIE-WHO Collaboration. Sharing responsibilities and coordinating global activities to address health risks at the animal-human-ecosystems interfaces. A Tripartite Concept Note. (2010). Available at: www.who.int/influenza/resources/documents/tripartite_concept_note_hanoi/en/ (accessed on 26 September 2013).
- Asia Partnership on Emerging Infectious Diseases Research (APEIR): Avian influenza: impacts and key policy messages for Asia. APEIR, Ministry of Public Health, Nonthaburi, Thailand, 2013. Available at: www.apeir-research.net/document_file/news_20130627095417-1.pdf (accessed on 30 January 2014).
- Black P.F., Butler C.D.: One Health in a world with climate change. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.* 2014, **33**, 465–473.
- Altizer S., Ostfeld R.S., Johnson P.T.J., Kutz S., Harvell C.D.: Climate change and infectious diseases: from evidence

- to a predictive framework. *Science* 2013, **341**, 514–519. doi:10.1126/science.1239401.
- De La Rocque S., Rioux J.A., Slingenbergh J.: Climate change: effects on animal disease systems and implications for surveillance and control. In *Climate change: impact on the epidemiology and control of animal diseases* (de La Rocque S., Morand S., Hendrickx G., eds). *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.* 2008, **27**, 339–354.
 - Gallana M., Rysler-Degioris M., Wahli T., Segner H.: Climate change and infectious diseases of wildlife: altered interactions between pathogens, vectors and hosts. *Curr. Zool.* 2013, **59**, 427–437.
 - Jones B.A., Grace D., Kock R., Alonso S., Rushton J., Said M.Y., McKeever D., Mutua F., Young J., McDermott J., Pfeiffer D.U.: Zoonosis emergence linked to agricultural intensification and environmental change. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA*, 2013, **110**, 8399–8404.
 - McMichael A.J.: Population health as the 'bottom line' of sustainability: a contemporary challenge for public health researchers. *Eur. J. Public Hlth.* 2006, **16**, 579–581.
 - Beddington J., Asaduzzaman M., Clark M., Fernandez A., Guillou M., Jahn M., Erda L., Mamo T., Van Bo N., Nobre C.A., Scholes R., Sharma R., Wakhungu J.: Achieving food security in the face of climate change: final report from the Commission on Sustainable Agriculture and Climate Change. Consultative Group on International Research (CGIAR) Research Program on Climate Change, Agriculture and Food Security. CGIAR, Copenhagen 2012. Available at: www.ccafs.cgiar.org/commission (accessed on 1 August 2013).
 - Grace D., Mutua F., Ochungo P., Kruska R., Jones K., Brierey L., Lapar L., Said M., Herrero M., Pham Duc Phuc, Nguyen Bich Thao, Akuku I., Ogutu F.: Mapping of poverty and likely zoonoses hotspots. Report to Department for International Development, United Kingdom 2012. Available at: r4d.dfid.gov.uk/pdf/outputs/livestock/ZooMapDFIDreport18June2012FINALsm.pdf (accessed on 4 August 2013).
 - Otte J., Roland-Holst D., Pfeiffer D., Soares-Magalhaes R., Rushton J., Graham J., Silbergeld E.: Industrial livestock production and global health risks. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome 2007. Available at: www.fao.org/ag/AGAInfo/programmes/en/ppl-pi/docarc/rep/pai_industrialisationrisks.pdf (accessed on 29 October 2013).
 - Ray D.K., Muller N.D., West P.C., Foley J.A.: Yield trends are insufficient to double global crop production by 2050. *PLoS ONE* 2013, **8** (6), e66428. doi:10.1371/journal.pone.0066428.
 - Black P.F., Murray J.G., Nunn M.J.: Managing animal disease risk in Australia: the impact of climate change. In *Climate change: impact on the epidemiology and control of animal diseases* (de La Rocque S., Morand S., Hendricks G., eds). *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.* 2008, **27**, 563–580.
 - United Kingdom Government Department of Health & Department for Environment, Food and Rural Affairs: UK Five Year Antimicrobial Resistance Strategy 2013 to 2018. 2013. Available at: www.gov.uk/government/publications/uk-5-year-antimicrobial-resistance-strategy-2013-to-2018 (accessed on 8 October 2013).
 - Vallat B.: One Health. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.* 2014, **33**, 369–370.
 - Becker K.M., Othunbunwo C., Njakani Y., Nguku P., Nsubuga P., Mukanga D., Wurapa F.: Field epidemiology and laboratory training programs in West Africa as a model for sustainable partnerships in animal and human health. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 2012, **241**, 572–579.

Prof. zw. dr hab. Marian Trusczyński, Państwowy Instytut Weterynaryjny – Państwowy Instytut Badawczy, al. Partyzantów 57, 24-100 Puławy, e-mail: mtrusczz@piwet.pulawy.pl

Low-energy extracorporeal shock wave therapy in humans and animals

Facon-Poroszevska M., Kiełbowicz Z., Prządka P., Department and Clinic of Surgery, Faculty of Veterinary Medicine, Wrocław University of Environmental and Life Sciences

The article presents the review of current applications of low-energy extracorporeal shock wave therapy (LESWT), in human and veterinary medicine. The LESWT has been commonly used in orthopedics, but now is also applied in andrology, stomatology, cardiology and aesthetic medicine. Recently, studies have been focusing on the introducing the LESWT to regenerative medicine as an adjunctive treatment. This approach could be useful in veterinary practice.

Keywords: LESWT, human medicine, veterinary practice.

Terapia falą uderzeniową (extracorporeal shock wave therapy – ESWT) o niskiej energii wywodzi się z praktyki rozbijania kamieni nerkowych za pomocą zogniskowanych fal akustycznych o wysokiej mocy, tj. zabiegu przezskórnej litotrypsji (1). Już pod koniec lat 80. ubiegłego stulecia podjęto próby wykorzystania tej techniki do leczenia chorób ortopedycznych. W 1986 r. zasugerowano możliwość wywierania przez falę działania stymulującego proliferację osteoblastów (2). W 1991 r. Valchanov (3) opublikował pracę na temat użycia fali uderzeniowej o dużej mocy w leczeniu trudno gojących się złamań. Z pracy tej wynikało, że terapia przynosi lepsze skutki u pacjentów z hipertrofią tkanki kostnej niż u tych z atrofią. Opisaną w niej też skutki uboczne, takie jak krwiaki, podbiegnięcia krwawe oraz lokalny obrzęk w miejscu poddanemu leczeniu, które ustępowały w ciągu kilku dni bez żadnych komplikacji. W 1993 r. wyprodukowano pierwszy aparat generujący fale uderzeniowe dla potrzeb ortopedii – OssaTron (HMT AG), z poręcznym aplikatorem. W tym samym roku ukazał się artykuł przedstawiający nowe podejście do litotrypsji, tj. użycia fal uderzeniowych o niższej mocy, którą to metodę oceniono jako zadowalającą klinicznie alternatywę dla fal o dużej mocy (4). W ogólnym ujęciu można stwierdzić, że w latach 90. nastąpił rozwój całkiem nowych kierunków wykorzystania fali uderzeniowej. Rozpoczęto jej stosowanie w terapii wapnięcych zapaleń ścięgien, tzw. łokcia tenisisty i ostrogi piętowej, gdzie uzyskano do 80% pozytywnych efektów (5).

W drugiej połowie lat 90. zogniskowane fale niosące zarówno wysoką, jak i niską energię stosowano z powodzeniem w odniesieniu do chorób stawów, tendinopatii

Zastosowanie terapii falą uderzeniową o niskiej mocy u ludzi i zwierząt

Marta Facon-Poroszevska, Zdzisław Kiełbowicz, Przemysław Prządka

z Katedry i Kliniki Chirurgii Wydziału Medycyny Weterynaryjnej we Wrocławiu

i innych problemów ortopedycznych u ludzi oraz zwierząt, np. koni (6).

Od ponad dziesięciu lat popularność zyskuje także tzw. radialny, czyli niezogniskowany typ fali uderzeniowej, nazywany też radialną falą ciśnieniową (radial pressure wave therapy – RPWT; 7). Obecnie fale akustyczne o różnej mocy i charakterze propagacji w tkankach wykorzystywane są zarówno w medycynie ludzi, jak i zwierząt.

Działanie generatorów fal polega na wytwarzaniu fal akustycznych, które rozchodzą się w tkankach, podlegając prawom fizyki charakterystycznym dla fal mechanicznych. Na granicy tkanek o różnym oporze akustycznym część fali jest odbijana, a część przechodzi dalej, czego efektem jest wytworzenie w tym miejscu energii kinetycznej (8). Przymiotnik „uderzeniowa” dotyczy generacji dużych wartości ciśnienia dodatniego w krótkim czasie, po czym tkanka poddana zostaje działaniu ciśnienia ujemnego, co w konsekwencji prowadzi do powstania napięcia oraz niekiedy także wytworzenia jam wypełnionych gazem, czyli zjawiska kawitacji. Energia kinetyczna sił ścinających powstających na granicy tkanek o różnym oporze akustycznym razem ze zjawiskiem kawitacji odpowiedzialne są za biologiczne efekty oddziaływania terapii falą uderzeniową na tkanki (9).

Kliniczne zastosowanie mają fale o różnej mocy, wyrażanej jako gęstość strumienia energii (energy flux density – EFD), podanej w mJ/mm^2 , czyli jednostce energii działającej na powierzchnię 1 mm^2 podczas każdego uderzenia (10). Na tej podstawie fale uderzeniowe dzielimy na te o niskiej: $<0,08 \text{ mJ}/\text{mm}^2$, średniej: $0,08\text{--}0,27 \text{ mJ}/\text{mm}^2$ i wysokiej mocy: $0,28\text{--}0,60 \text{ mJ}/\text{mm}^2$ (11). Niektórzy autorzy jednak stosują uproszczoną klasyfikację, opartą na granicznej wartości $0,28 \text{ mJ}/\text{mm}^2$ wyznaczającej fale o energii wysokiej lub niskiej (12).

Ze względu na sposób rozchodzenia się fali w tkankach, dzielimy je na zogniskowane, słabo zogniskowane i radialne (13). Tradycyjnie fale zogniskowane wytwarzane były elektrohydraulicznie, obecnie również elektromagnetycznie i piezoelektrycznie (fala uderzeniowa powstaje na skutek podawania krótkich elektrycznych impulsów wysokiej napięcia na elektrody wielu kryształów piezoelektrycznych, rozmieszczonych na czaszy reflektora), fale radialne natomiast – pneumatycznie (9).

Fale uderzeniowe zogniskowane i radialne różnią się pod wieloma względami. Każdą terapię falą uderzeniową zogniskowaną opisują parametry, takie jak: gęstość energii (w mJ/mm^2), częstotliwość (Hz) i ilość impulsów, przy dobranej odpowiedniej głowicy do uzyskania zogniskowania energii (uwolnienia energii kinetycznej) na pożądaną głębokości w tkance. Falę radialną określają: gęstość energii (mJ/mm^2) lub ciśnienie (bar, tor, ew. Mpa), liczba impulsów i częstotliwość (Hz).

Oprócz możliwości skupienia energii w optymalnym miejscu wewnątrz ciała, fale zogniskowane, których historia, jak już wspomniano, wywodzi się od stosowania ich w celu rozbijania kamieni nerkowych, na granicy tkanek o różnym oporze akustycznym generują w krótkim czasie (20–45 ns; 14) duże ciśnienie pozytywne – od 30 do ok. 110 Mpa (9). Penetrują one tkanki w zależności od wybranych parametrów do głębokości ok. 12 cm. Duże, uderzeniowo narastające ciśnienie stanowiło podstawę ich nazewnictwa, które rozprzestrzeniono także na generatory fal radialnych. Te ostatnie jednak wytwarzają znacznie mniejsze ciśnienie dodatnie – ok. 8 Mpa (9) w znacznie dłuższym czasie – ok. 600 ns (14), przez co ich oddziaływanie ma charakter linearny. Największe wartości ciśnienia dodatniego uzyskiwane są do głębokości 2–4 cm w głąb tkanki (9), przy czym gęstość strumienia energii maleje do kwadratu odległości od punktu generacji fali, tj. punktu styku aplikatora z powierzchnią skóry, co wynika z fizycznych właściwości fal akustycznych.

Oba rodzaje fal indukują także negatywne ciśnienie o wartościach od –5 do ok. –15 Mpa dla fali zogniskowanej (w zależności od ustawień parametrycznych sprzętu) oraz do ok. –6 Mpa dla fali radialnej. Faza trwania negatywnego ciśnienia wynosi ok. 5 mikrosekund (fala zogniskowana) i ok. 20 mikrosekund (fala radialna). Biorąc pod uwagę powyższe fakty, cechy charakterystyczne dla fali uderzeniowej, takie jak narastanie w krótkim czasie wysokiej wartości ciśnienia dodatniego oddziałującego na tkankę i nieliniowości propagacji, posiada jedynie zogniskowany typ fali (15). Stąd też sugeruje się, że bardziej poprawną formą nazewnictwa fali radialnej jest „radialna fala ciśnieniowa”, czyli RPW (radial pressure wave). W literaturze

natomiast funkcjonują oba określenia – zarówno RPW, jak i RSW, czyli radial (unfocused) shockwave.

Ostatnią istotną różnicą pomiędzy falą zogniskowaną i radialną jest charakter aplikatorów je wytwarzających – dla fal zogniskowanych są one większe, wypełnione płynem z zawartą wewnątrz wkłesłą powierzchnią skupiającą, podczas gdy głowice generatorów fal radialnych są o wiele mniejsze, cylindryczne. Płynne (wodne) środowisko wewnątrz aplikatora fal zogniskowanych pozwala zminimalizować straty energii z powodu odbicia – woda ma zbliżoną wartość oporu akustycznego do żywych tkanek (15).

Obecnie na rynku dostępne są także aparaty wytwarzające inny typ fali – słabo zogniskowaną (13), np. zogniskowaną liniowo falę uderzeniową (16). Urządzenia te generują impulsy elektromagnetyczne lub elektrohydrauliczne, a powstała fala oddziałuje powierzchniowo, lecz na większą od zogniskowanej powierzchnię (3–5 cm²), niesie też mniejszą energię (17). Wyprodukowano również aparaty specjalistyczne – np. kardiologiczne, połączone z elektrokardiografem, a także takie, które mimo pneumatycznego mechanizmu umożliwiają wygenerowanie obu rodzajów fal. Cleveland (9) jednak udowodnił, że tak indukowane zogniskowanie nie nadaje oddziaływaniu pełnych cech fali uderzeniowej. Mając na uwadze powyższe właściwości fal uderzeniowych, stale prowadzone są badania na temat możliwości ich efektywnego wykorzystania u ludzi i zwierząt.

Fala uderzeniowa ma udowodnione działanie przeciwzapalne, regenerujące i analgetyczne. Powoduje mechaniczne oddziaływanie na cytoszkielet i poprzez proces mechanotransdukcji (przekształcania przez komórkę bodźców mechanicznych w aktywność chemiczną) wpływa na zmianę metabolizmu tkanek. Na podstawie badań histologicznych z materiału pobranego w ciągu 10 minut po terapii falą uderzeniową wykazano, że zwiększa ona agregację leukocytów przy ścianach naczyń (18), jednak poziomy ekspresji markerów zapalnych, takich jak międzykomórkowe czy naczyniowe cząsteczki adhezyjne (intercellular adhesion molecules – ICAM, vascular cell adhesion molecule – VCAM), obniżają się w okresie do miesiąca po terapii (badanie wpływu terapii falą uderzeniową na martwicę głowy kości udowej u ludzi; 19). Ponadto bezpośrednio po jej aplikacji zanotowano obniżoną syntezę cytokin prozapalnych, takich jak Il-1 beta, Il-6 i TNF alfa. W zdrowych tkankach wykazano wzrost Il-1 beta, które to prozapalne działanie uważa się za korzystne w ortodoncji – być może pozwoli skrócić czas terapii wad zgryzu (20). Udowodniono także, że fala uderzeniowa

powoduje aktywację śródbłonkowej syntezy tlenu azotu, który nie tylko powoduje rozszerzenie naczyń krwionośnych, ale też wywiera działanie przeciwzapalne i stymulujące neoangiogenezę (21, 22). Tworzenie nowych naczyń krwionośnych indukowane jest przez falę również dzięki bezpośredniej aktywacji wytwarzania czynnika wzrostu śródbłonka naczyń (VEGF) i jądrowego antygenu proliferacji komórkowej (PCNA; 23). W komórkach ludzkich tenocytów oddziaływanie fal uderzeniowych wywołuje wzrost syntezy kolagenu typu 1. W macierzy zewnątrzkomórkowej ścięgien natomiast – spadek wytwarzania niektórych metaloproteinaz, które w zwiększonej ilości obecne są w tendinopatiach (15, 24).

Dzięki podniesieniu poziomu tlenu azotu oraz transformującego czynnika wzrostu (TGF), a także bezpośrednio działaniu stymulującemu na osteoblasty fala uderzeniowa wpływa również na proliferacyjny remodeling tkanki kostnej (25, 26, 27).

Efekt analgetyczny fali uderzeniowej nie jest do końca poznany. Istnieją teorie na temat przyczyny znoszenia bólu przez taki rodzaj terapii, z których najczęściej powtarzaną jest nadmierna stymulacja nocycceptorów, powodująca zmniejszenie przekaznictwa sygnałów do pnia mózgu (28, 29, 30) oraz bezpośredni wpływ na unerwienie obwodowe, m.in. poprzez selektywną utratę niezmielinizowanych włókien (31).

Doniesieniem ostatnich lat jest także przypuszczalne wybiórcze działanie antibakteryjne zogniskowanej fali uderzeniowej. Wyniki prac są rozbieżne. Niektórzy autorzy nie zaobserwowali takiego efektu (30, 32, 33), jednak inne prace wskazują na efektywność fali uderzeniowej o niskiej mocy w selektywnym niszczeniu bakterii okolic przyzębia, głównie *Streptococcus mutans* i *Porphyromonas gingivalis*, szczepu bezotoczkowego, a także rozbijaniu agregatów bakteryjnych (34). Na podstawie tych wyników, Prabhui i wsp. (35) twierdzą, że zakażenie nie powinno nadal być uważane za przeciwwskazanie do stosowania terapii falą uderzeniową.

Przeciwwskazaniami do zastosowania terapii falą uderzeniową wymienianymi w literaturze są głównie miejsca styku dwóch tkanek o dużej różnicy oporu akustycznego, takie jak płuca czy duże naczynia krwionośne, gdyż uwolniona zbyt duża energia może doprowadzić do uszkodzenia tych struktur (36, 37). Nie zaleca się także bezpośredniej aplikacji impulsów na strefy wzrostu, zwłaszcza tych niosących dużą energię oraz na ogniska zmian nowotworowych i ogniska zakażeń, aby nie doprowadzić do metaplastji lub rozsiania drobnoustrojów w organizmie (38, 39). Ostatnio zasugerowano także możliwość

szkodliwego oddziaływania radialnej fali uderzeniowej na rozwój płodu, w związku z czym tego rodzaju terapii nie powinno wykonywać się na ciężarnych pacjentkach (40).

Medycyna człowieka i medycyna zwierząt to dziedziny wzajemnie przenikające się, w związku z tym poniżej opisane zostały choroby zarówno ludzi, jak i zwierząt, w których terapia falą uderzeniową przynosi pozytywne efekty, oraz aktualne wyniki doświadczeń wyznaczające kierunek rozwoju tej terapii w przyszłości.

Medycyna człowieka

Ortopedia

Jak już wspomniano, zastosowanie terapeutyczne fal uderzeniowych niosących niską energię datuje się na pierwszą połowę lat 90. ubiegłego stulecia. Wyprodukowano wtedy urządzenia generujące fale o znacznie mniejszych od tych dotychczas używanych w urologii wartościach energii. Od tamtej pory powstało wiele doniesień na temat skuteczności tej terapii w leczeniu różnych problemów układu kostno-szkieletowego. Już w 2003 r. NICE (National Institute for Health and Care Excellence), pozaministerialny organ władzy publicznej w Wielkiej Brytanii, wydał poradnik właściwego użycia zogniskowanej fali uderzeniowej w leczeniu wapniących tendinopatii, a następnie podobne publikacje dla „ostrogii piętowej” (zapalenie rozciągnięta podeszwowego), „łokcia tenisisty” (entezopatii nadkłykcia bocznej kości ramiennej), tendinopatii ścięgna Achillesa i zespołu opornego bólu krętarza większego kości udowej. Dla tendinopatii rzępkowej NICE nie wystosował zaleceń, jednak określił ten rodzaj terapii jako „bezpieczny i obiecujący” (41). U.S. Food and Drug Administration (FDA) dopuściła leczenie falą uderzeniową pierwszych dwu z wymienionych chorób. Według Foldagera (42) lista ta poszerza się o pseudoartrozę i zaburzenia zrastania się kości po złamaniach, martwicę głowy kości udowej, zespół przecięcia kości piszczelowej, opóźnione gojenie tendinopatii insercyjnych, ból podbarkowy, wapniące zapalenie ścięgien barku, uszkodzenie stożka rotatorów i osteoporozę. Międzynarodowe Stowarzyszenie Terapii Falą Uderzeniową (International Society of Shockwave Treatment) we wskazaniach podaje także wczesną osteochondrozę po zakończeniu wzrostu, wczesne stany jałowej martwicy kości, zespół pasma biodrowo-piszczelowego, zapalenie tzw. gęsiej stopki, zespół ścięgna mięśnia strzałkowego trzeciego, patologie mięśni, takie jak ból powięziowo-mięśniowy czy urazy z zachowaniem ciągłości tkanek. Dodatkowo organizacja

wymienia spastyczność ścięgien i mięśni, np. po przebytych udarach (43) i chorobę Osgooda-Schlattera.

Inne opisane wykorzystania fali uderzeniowej w ortopedii obejmują: redukcję przewlekłego bólu kroczonego u kobiety (jeden opisany przypadek; 44), bólu dolnej części grzbietu (45), leczenie obrzęku szpiku kostnego biodra (46), kokcydynii (bólu kości ogonowej; 47).

Wymienione zaburzenia z sukcesem leczone były falą uderzeniową zogniskowaną, najczęściej o niskiej i średniej energii. Jednym z wyjątków jest wapniejące zapalenie ścięgien barku, gdzie terapia falą o wysokiej energii ($>0,28 \text{ mJ/mm}^2$) przynosi korzystniejsze efekty w postaci poprawy funkcji barku i resorpcji kalcyfikacji (20, 48). Innym wyjątkiem jest leczenie stawu rzekomego, który również wymaga wyższych parametrów oddziaływań mechanicznych ($0,6 \text{ mJ/mm}^2$; 49).

Radialny typ fali sprawdził się jak dotąd w leczeniu tendinopatii ścięgna Achillesa, zarówno insercyjnej, jak i występującej w środkowym obszarze jego przebiegu, zapalenia rozciągna podeszwowego (42), wapniejącego zapalenia stożka rotatorów (50) oraz wapniejącego zapalenia ścięgien barku, jako terapia przynosząca ulgę w bólu oraz poprawiająca funkcje ruchowe (48). Ten typ fali, podobnie do zogniskowanej, wykazuje także stymulujący wpływ na osteogenezę (25).

Inne dziedziny medycyny

Terapia falą uderzeniową wykorzystywana jest także w chirurgii, stomatologii, neurologii, ginekologii i kardiologii. W ostatnich latach opublikowano prace podające pozytywne efekty tej terapii w: działaniu wzmacniającym autoimmunologiczną homeostazę w leczeniu cukrzycy typu 1 (51), poprawie zdolności motorycznych u ludzi z połowicznym porażeniem mózgowym (52), indukcji angiogenezy u pacjentów z chorobą tętnic obwodowych powodującą stany niedokrwienne kończyn (53) oraz chorobach nerwów obwodowych, np. łagodzeniu bólu wywołanego obecnością nerwiaka (54). W chirurgii terapię falą uderzeniową wykorzystano w celu poprawy i przyspieszenia gojenia się ran, zarówno przewlekłych (tj. wykazujących brak postępu w gojeniu przez okres dłuższy niż 3 miesiące, takich jak wrzody cukrzycowe, odleżyny, wrzody spowodowane zaburzeniem ukrwienia), jak i niewykazujących patologii zrostu, a także ran pooparzeniowych (17). Warto tu jednak zwrócić uwagę, że nie wszyscy autorzy bezkrytycznie popierają ten rodzaj terapii w leczeniu zaburzeń gojenia. W 2010 r. przeprowadzono eksperyment u myszy z wywołaną cukrzycą, gdzie terapia falą uderzeniową

spowodowała wręcz powiększenie rozmiaru ran (55).

W medycynie estetycznej radialny typ fali okazał się przydatny jako część terapii antycellulitowej. Wykazano uwalnianie się markerów stresu oksydacyjnego tkanki tłuszczowej, takich jak malonodialdehyd (MDA) i grupy karbonylowe białek osocza z miejsca obrzęku skóry do krwi. Uznano to za ważny antysklerotyzacyjny efekt terapii falą. Zastosowanie cyklu 8 zabiegów w podwójnie ślepych badaniach wykazało, że terapia ta poprawia jędrność skóry, jej teksturę, wygładza nierówności i przyczynia się do zmniejszenia obwodu zajętej cellulitem części ciała (56, 57).

W andrologii terapia falą uderzeniową może być pomocna w przejściowym przyniesieniu ulgi od bólu związanego z niebakteryjnym zapaleniem prostaty (58). Innym nowym zastosowaniem w tej dziedzinie medycyny, o obecnie potwierdzonej już skuteczności, jest terapia u mężczyzn z zaburzeniami erekcji pochodzenia naczyniowego i stwardnieniem ciał jamistych prącia (choroba Peyroniego). Wykazano, że oddziaływanie w postaci liniowo zogniskowanych fal akustycznych pobudza angiogenezę oraz regenerację nerwów, a w chorobie Peyroniego również łagodzi ból (59, 60).

Ponadto nową formą zastosowania terapii falą uderzeniową jest zogniskowana kardiologiczna fala uderzeniowa o niskiej mocy bramkowana EKG (uderzenia są zsynchronizowane z załamkiem R, aby uniknąć arytmii), wykonywana pod kontrolą echokardiografii. W ostatnich latach zyskała popularność jako bezpieczna metoda leczenia choroby niedokrwiennej serca oraz opornej dławicy piersiowej, ponieważ indukuje wytwarzanie tlenu azotu z L-argininy i nadtlenku wodoru (61) i angiogenezę (62, 63). Zastosowanie tej nowatorskiej terapii usprawnia perfuzję mięśnia sercowego, zmniejsza objawy choroby i użycie przez pacjentów nitrogliceryny, zwiększa tolerancję wysiłkową i w konsekwencji poprawia jakość życia (64, 65).

W zakresie stomatologii zogniskowaną falą uderzeniową używa się obecnie do rozbijania kamieni ślinowych nieprzekraczających 7 mm średnicy, przyspieszenia i poprawy jakości gojenia złamań żuchwy (w połączeniu ze stabilizacją odłamów) i jako adiuwant w terapii bakteryjnych zapaleń implantów zębowych (66).

Badania *in vitro* i na zwierzętach doświadczalnych

Duże nadzieje wiązane są z doświadczeniami z użyciem fali uderzeniowej, skierowanymi na poszukiwanie nowych obszarów jej wykorzystania w medycynie i weterynarii. W pracach na szczurach dowiedziono pozytywnego wpływu zogniskowanej

formy fali na regenerację neuronów (67), w tym regenerację uszkodzeń rdzenia kręgowego przebiegających z poprawą funkcji motorycznych i pobudzeniem ekspresji czynnika wzrostu śródbłonna naczyń (VEGF) wraz z jego receptorem Ft-1 (15). Do innych ciekawych wniosków doszli Lee i wsp. (68) w pracy nad wykorzystaniem fali uderzeniowej do zmiany mikrośrodowiska docelowego dla transplantowanych komórek macierzystych. W badaniach obejmujących grupę 36 szczurów, u których wywołano przewlekłe uszkodzenie rdzenia kręgowego, część z nich otrzymała terapię falą uderzeniową bezpośrednio przed dożylnym podaniem mezenchymalnych komórek macierzystych. Zabieg ten, w porównaniu do pozostałych szczurów, leczonych za pomocą jedynie iniekcji komórek lub jedynie fal uderzeniowych, przyniósł korzystniejsze efekty terapeutyczne w postaci większej liczby zasiedlonych komórek w miejscu uszkodzenia bez żadnych zaobserwowanych skutków ubocznych.

Zastosowanie *in vitro* oddziaływania falą akustyczną bezpośrednio na ludzkie i szczurze tłuszczopochodne komórki macierzyste wykazało natomiast, że w okresie po terapii nie tylko zachowują one swój multipotencjalny charakter, ale też wykazują ograniczenie tendencji do apoptozy oraz zwiększone zdolności proliferacyjne, migracyjne i różnicujące, zwłaszcza w kierunku linii kostnych, tłuszczowych i komórek Schwanno-podobnych (49, 69). W innym badaniu poddano terapii zogniskowaną falą uderzeniową tłuszczopochodne komórki macierzyste koni, gdzie z kolei zaobserwowano wzrost aktywności proliferacyjnej bez cech zwiększonego ukierunkowania w określony typ czy linię komórkową (70). Zhang i wsp. (71) porównali efekty terapii łączącej fale uderzeniowe z wszczepem śródbłonkowych komórek progenitorowych z każdą z tych terapii osobno w celu rewaskularyzacji niedokrwionego obszaru skóry u szczurów. Wykazali, że postępowanie to przyniosło najlepszy efekt kliniczny. Oba doświadczenia stwarzają realne nadzieje na przyszłe wykorzystanie terapii falami uderzeniowymi w obszarze medycyny regeneracyjnej i inżynierii tkankowej, jako adiuwanty do obecnie stosowanych metod, które nie tylko poprawiają jakość, ale także być może skrócą czas terapii, co w przypadku uszkodzeń trudno gojących się tkanek, takich jak nerwy czy ścięgna, wydaje się bezcenne.

Ostatnio wprowadzony nowy typ fali – słabo zogniskowana, dzięki możliwości zogniskowania fal na większej powierzchni, w szczególności przydatny okazał się w badaniach na wyizolowanych komórkach. W ten sposób poddano badaniu ludzkie komórki ścięgien, zyskując pozytywną modulację ich żywotności, zdolności

proliferacyjnych, ekspresji markerów specyficznych dla ścięgien oraz uwolnienie przeciwwzpalnych cytokin (13).

Medycyna weterynaryjna

Konie

U koni fala uderzeniowa niosąca niską energię znalazła zastosowanie przede wszystkim w ortopedii. Pierwszy raz wprowadził ją do kanonu leczenia tych zwierząt McCarroll w Stanach Zjednoczonych w 1998 r. (53). W 2003 r. McClure (37) podał kilka możliwych zastosowań zogniskowanej fali uderzeniowej w leczeniu schorzeń tkanek miękkich, takich jak: zapalenie mięśnia międzykostnego czy ścięgna mięśnia zginacza powierzchniowego palców. Na podstawie badań naukowych pozytywny wpływ obu typów fali u koni udowodniono w leczeniu desmopatii proksymalnego przyczepu mięśnia międzykostnego (72, 73, 74, 75).

Jak już wcześniej wspomniano, u ludzi fala uderzeniowa z powodzeniem stosowana jest do leczenia trudno gojących się złamań, a także złamań z przecięcia. U koni podobne złamania mogą występować na przykład na dorsalnej powierzchni kości trzeciej śródreżca, a te również bezpiecznie i skutecznie mogą być z jej pomocą leczone (58). Radialna fala uderzeniowa także nie zagraża mikrostrukturze i elastyczności kości (35) i została uznana za korzystną metodę wspomagającą leczenie wymienionego typu złamań (38).

Wśród wskazań ortopedycznych do stosowania zogniskowanej fali uderzeniowej wymienić można także złamania proksymalnej części kości rysikowych, ból okolicy grzbiętu (zwłaszcza u koni, u których nie wykazano patologii kręgosłupa), torbiele podchrzęstne dystalnego odcinka kości trzeciej śródreżca/śródstopia oraz kości udowej, obszary sklerotyzacji kości nadgarstka i stępu, choroba zwyrodnieniowa trzyczek pęciny i degeneracyjne zmiany stawów (26).

U koni fala uderzeniowa wywiera, podobnie jak u ludzi, klinicznie istotny efekt analgetyczny, jednak jego dokładny mechanizm nie został poznany. Niewykluczone, że nie jest identyczny do tego opisanego w medycynie. Przeprowadzono kilka badań z tego zakresu. W 2004 r. Bolt i wsp. (76) po aplikacji radialnej fali na dorsalną powierzchnię kości trzeciej śródreżca u koni nie stwierdził zmniejszenia czucia skórno-ego w tym obszarze, pomimo obiecujących wyników wcześniejszego doświadczenia, w którym ten sam zabieg spowodował zmniejszenie prędkości przewodzenia impulsów badanych *in vivo* nerwów palcowych dłoniowych. Pobrane w tym doświadczeniu odcinki nerwów

zostały zbadane w transmisyjnym mikroskopie elektronowym. Zaobserwowano przerwanie ciągłości otoczki mielinowej otaczającej aksony dużych i średnich nerwów. Stąd Bolt i wsp. wysunęli wniosek, że brak reakcji skórnej być może wynikał z faktu, że tego rodzaju nerwy nie znalazły się w obrębie oddziaływania akustycznego (76, 77). Rok później (2005) podobne efekty w postaci braku redukcji czucia skórno-ego uzyskali Waldern i wsp. (78) po skierowaniu fal zogniskowanych i radialnych ponad boczny nerw dłoniowy palcowy. W innym badaniu natomiast, przeprowadzonym na koniach i owcach, wykazano istnienie niewielkiego skórno-ego efektu analgetycznego po aplikacji fali uderzeniowej, a nerwy owiec pobrane bezpośrednio po zabiegu nosiły cechy odpowiednio zapalnej (26). W 2006 r. przeprowadzono doświadczenie nieco bardziej zbliżone do warunków klinicznych – analizę ciśnieniową chodu na platformie pomiarowej, gdzie stwierdzono wyraźną poprawę siły nacisku kroku u koni z naturalnie występującą kulawizną po zastosowaniu zogniskowanej fali w okresie 2 dni po zabiegu (79). Podobne efekty uzyskano w 2009 r., gdzie, pomimo braku identyfikacji zmian czucia skórno-ego, konie po terapii fali uderzeniowej skierowanej na proksymalny przyczep mięśnia międzykostnego, na platformie pomiarowej wykazywały cechy poprawy jakości chodu do 72 godzin (80). Także w znoszeniu bólu związanego z zapaleniem kości i okostnej kości trzeciej śródreżca (16), syndromem trzyczekowym czy degeneracyjnym zapaleniem stawów fala uderzeniowa przynosi klinicznie pozytywne rezultaty (81, 82, 83, 84). Warto dodać, że w ostatnim z wymienionych schorzeń terapia ta skutkuje wzrostem surowczych biomarkerów wskazujących na aktywną przebudowę tkanki kostnej (80). W chrząstce, błonie maziowej czy mazi stawowej nie można jednak zaobserwować żadnych zmian morfologicznych i histologicznych świadczących o modulującym wpływie tej terapii na środowisko stawu (85). Dodatkowo, w badaniach *in vitro* przeprowadzonych na chrząstce koni stwierdzono obniżenie syntezy glikozaminoglikanów 2 dni po zastosowaniu radialnego typu fali u ilości ponad 500 impulsów o ciśnieniu 2,5 bara i częstotliwości 10 Hz (86). W leczeniu szpātu terapia zogniskowaną falą uderzeniową również przynosi pożądany efekt analgetyczny, zwłaszcza u koni, u których stwierdzono osteofity na dorsalnej lub dorsomedialnej powierzchni stawu śródreżca-stopowego (26). McClure podaje, że terapia kombinowana w postaci połączenia działania falą uderzeniową z iniekcją dostawową kortykosteroidu przynosi najkorzystniejszy efekt terapeutyczny. Ze względu na redukcję bólu, w okresie do 3–4 dni po zabiegu zaleca się odstawienie

konia od treningu w celu zminimalizowania ryzyka urazów chorej kończyny (26).

Biorąc pod uwagę siłę oddziaływań akustycznych i ich pierwotne wykorzystanie do rozbijania kamieni nerkowych, początki doświadczeń z jej zastosowaniem w ortopedii koni rodziły obawy o ewentualne negatywne działanie na strukturę kostne, w tym indukcję mikrozłamań, oddzielenie okostnej czy podokostnowe wylewy krwawe. Uszkodzenia kości w istocie wywołane mogą być działaniem zbyt wysokich parametrów, tj. powyżej 0,9 mJ/mm² (87), podczas gdy w ortopedii zwykle nie przekracza się gęstości energii 0,2 mJ/mm² (lub – maksymalnie 0,6 mJ/mm² – leczenie wapniującego zapalenia ścięgien barku u ludzi). Dostępne są rezultaty badań z powszechnie stosowanymi ustawieniami parametrycznymi, tj. <0,2 mJ/mm² (najczęściej 0,15–0,16 mJ/mm²) w zakresie 2000 impulsów. W jednym z nich zastosowano falę uderzeniową w rejonie proksymalnego przyczepu mięśnia międzykostnego, po czym nie zaobserwowano żadnych patologii w tym rejonie powstałych w wyniku tego zabiegu, a jedynie zwiększoną liczbę osteoblastów, wskazujących na aktywny proces osteogenezy (88, 89). Warto jednak zwrócić uwagę na konieczność korzystania z optymalnych parametrów gęstości energii i ilości impulsów. Zbyt niskie parametry nie wywołają pożądanego efektu, zbyt wysokie – mogą prowadzić do komplikacji (26). W jednym z doświadczeń zastosowanie 9000 uderzeń fali zogniskowanej i radialnej na dorsalną powierzchnię wyizolowanych kości trzeciej śródreżca koni wyścigowych pełnej krwi angielskiej, u których zidentyfikowano mikropęknięcia w tym rejonie, doprowadziło do zwiększenia gęstości powierzchni (fala zogniskowana) pęknięć lub ich długości (fala radialna; 90).

Psy i koty

W medycynie zwierząt towarzyszących terapia falą uderzeniową o niskiej mocy stosowana jest przede wszystkim w ortopedii psów. W badaniu z użyciem bieżni rejestrującej siłę nacisku kończyny podczas kroku udowodniono, że radialny typ fali już po miesiącu od zakończenia terapii powoduje znaczną redukcję bólu związanego ze zwyrodnieniową chorobą stawów biodrowych. Widocznie zmniejsza się asymetria chodu, a po kolejnych dwóch miesiącach następuje również wzrost siły nacisku na bieżnię podczas ruchu (91). Podobnie korzystne efekty uzyskano, lecząc objawy bólowe stawu kolanowego, gdzie terapia zogniskowaną falą nie tylko zmniejszyła stopień kulawizny, ale też poprawiła zakres ruchomości tego stawu (92). W odniesieniu do zastosowania terapii falą uderzeniową do leczenia chorób ścięgien u psów opublikowano dwie

prace. W jednej z nich wykazano znaczące zmniejszenie pola przekroju dystalnego odcinka więzadła prostego rzepki u psów poddanych osteotomii poziomującej kości piszczelowej (tibial plateau levelling osteotomy – TPLO) i następnie leczeniu falą uderzeniową (93). W drugiej – udowodniono znany już z medycyny mechanizm neowaskularyzacji w miejscu przyczepu ścięgna do kości na przykładzie ścięgna Achillesa (94). Dodatkowo z innych doświadczeń wynika, że u psów fala uderzeniowa również może być użyta w celu przyspieszenia gojenia złamań (95).

Podsumowanie

Niewątpliwie ostatnie lata przyniosły rozwój technik leczenia chorób z pogranicza medycyny i rehabilitacji. Jedną z nich jest wykorzystanie znanego już oddziaływania fal mechanicznych na organizmy żywe jako czynnika wzbudzającego pożądane efekty komórkowe i tkankowe. Prawidłowe stosowanie fal uderzeniowych podnosi odsetek sukcesów terapeutycznych oraz stwarza warunki do poprawy jakości życia pacjentom cierpiącym z powodu przewlekłych stanów bólowych, dzięki czemu urządzenia je generujące zyskały znaczną popularność. Z punktu widzenia nauk medycznych, najciekawsze wydają się jednak wyniki obecnie prowadzonych badań wykorzystujących ten rodzaj oddziaływania do stymulacji komórek macierzystych lub regeneracji uszkodzonych nerwów. Doświadczenia w tym obszarze pozwalają nie tylko zgłębić wiedzę na temat metabolizmu komórkowego, ale także stwarzają nadzieję na stworzenie zupełnie nowych schematów terapeutycznych dla wielu do dziś nieuleczalnych lub trudnych do wyleczenia patologii, takich jak między innymi tendinopatie, choroby zwyrodnieniowe stawów czy uszkodzenia układu nerwowego.

Piśmiennictwo

1. Chaussy C., Schuller J., Schmiedt E., Brandl H., Jocham D., Liedl B.: Extracorporeal shock-wave lithotripsy (ESWL) for treatment of urolithiasis. *Urology* 1984, **23**, 59–66.
2. McCarrall G.D.: The use of extracorporeal shock wave lithotripsy for treatment of distal tarsal arthropathies of the horse. *Proc. Ann. Meet. Assoc. Equine Sports Med.*, 1999, 40–41.
3. Valchanov V.D., Michailov P.: High energy shock waves in the treatment of delayed and non-union fractures. *Int. Orthopaed.* 1991, **15**, 181–184.
4. Mobley T.B., Myers D.A., Grine W.B., Jenkins J.M., Jordan W.R.: Low energy lithotripsy with the Lithostar: treatment results with 19,962 renal and ureteral calculi. *J. Urol.* 1993, **149**, 1419–1424.
5. Haupt G.: Use of extracorporeal shock waves in the treatment of pseudarthrosis, tendinopathy and other orthopedic diseases. *J. Urol.* 1997, **158**, 4–11.
6. Rompe J.D., Hopf C., Kullimer K., Heiner J., Burger R.: Analgesic effect of extracorporeal shock-wave therapy on chronic tennis elbow. *J. Bone Joint Surg.* 1996, **78**, 233–237.
7. Pauwels F.E., McClure S.R., Amin V., Van Sickle D., Evans R.B.: Effects of extracorporeal shock wave therapy and radial pressure wave therapy on elasticity and microstructure of equine cortical bone. *Am. J. Vet. Res.* 2004, **65**, 207–212.
8. Kearney R., Costa M.L.: Insertional achilles tendinopathy management: A systematic review. *Foot Ankle Int.* 2010, **31**, 689–694.
9. Cleveland R.O., Chitnis P.V., McClure S.R.: Acoustic field of a ballistic shock wave therapy device. *Ultrasound Med. Biol.* 2007, **33**, 1327–1335.
10. Smith A.D., Preminger G., Badlani G., Kavoussi L.: *Smith's Textbook of Endourology*. 2nd edition., Wiley-Blackwell; Hoboken, NJ 2006. p. 317–332.
11. Albert J.D., Meadeb J., Guggenbuhl P., Marin F., Benkalfate T., Thomazeau H., Chalès G.: High-energy extracorporeal shock-wave therapy for calcifying tendinitis of the rotator cuff. A randomised trial. *J. Bone Joint Surg.* 2007, **89**, 335–341.
12. Shaheen A.A.M.: Low-Energy Radial Extracorporeal Shock Wave Therapy for Chronic Plantar Fasciitis: A Randomized Control Trial. *World Appl. Sci.* 2011, **12**, 10–15.
13. Girolamo de L., Stanco D., Galliera E., Viganò M., Lovati A.B., Marazzi M.G., Romeo P., Sansone V.: Soft-focused extracorporeal shock waves increase the expression of tendon-specific markers and the release of anti-inflammatory cytokines in an adherent culture model of primary human tendon cells. *Ultrasound Med. Biol.* 2014, **40**, 1204–1215.
14. Chitnis P.V., Cleveland R.: Acoustic and cavitation fields of shock wave therapy devices. *AIP Conference Proceedings*. 2006, **829**, 440–444.
15. Yamaya S., Ozawa H., Kanno H., Kishimoto K.N., Sekiguchi A., Tateda S., Yahata K., Ito K., Shimokawa H., Itoi E.: Low-energy extracorporeal shock wave therapy promotes vascular endothelial growth factor expression and improves locomotor recovery after spinal cord injury. *J. Neurosurg.* 2014, **121**, 1514–1525.
16. Palmer S.E.: Treatment of dorsal metacarpal disease in the Thoroughbred racehorse with radial extracorporeal shock wave therapy. *Proc. 48th Ann. Conv. Am. Assoc. Equine Pract.*, Orlando FL, 2002, 318–321.
17. Dymarek R., Halski T., Ptaszkowski K., Slupska L., Rosinczuk J., Taradaj J.: Extracorporeal Shock Wave Therapy as an Adjunct Wound Treatment: A Systematic Review of the Literature. *Ostomy Wound Manage.* 2014, **60**, 7, 26–39.
18. Goertz O., Hauser J., Hirsch T., von der Lohe L., Kolben-schlag J., Stricker I., Lehnhardt M., Lauer H.: Short-term effects of extracorporeal shock waves on microcirculation. *J. Surg. Res.* 2015, **194**, 304–311.
19. Wang C.J., Yang Y.J., Huang C.C.: The effects of shockwave on systemic concentrations of nitric oxide level, angiogenesis and osteogenesis factors in hip necrosis. *Rheumatol. Int.* 2011, **31**, 871–877.
20. Verstraeten F.U., In den Kleef N.J., Jansen L., Morrenhof J.W.: High-energy versus low-energy extracorporeal shock wave therapy for calcifying tendinitis of the shoulder: which is superior? A meta-analysis. *Clin. Orthop. Relat. Res.* 2014, **472**, 2816–2825.
21. Mariotto S., Cavalieri E., Amelio E., Ciampa A.R., de Prati A.C., Marlinghaus E., Russo S., Suzuki H.: Extracorporeal shock waves: From lithotripsy to anti-inflammatory action by NO production. *Nitric Oxide*. 2005, **12**, 89–96.
22. Mariotto S., de Prati A.C., Cavalieri E., Amelio E., Marlinghaus E., Suzuki H.: Extracorporeal shock wave therapy in inflammatory diseases: Molecular mechanism that triggers anti-inflammatory action. *Curr. Med. Chem.* 2009, **16**, 2366–2372.
23. Venkatesh Prabhujii M.L., Khaleelahmed S., Vasudevalu S., Vinodhini K.: Extracorporeal shock wave therapy in periodontics: A new paradigm. *Foot Ankle Int.* 2009, **30**, 93–98.
24. Han S.H., Lee J.W., Guyton G.P., Parks B.G., Courneya J.P., Schon L.C.: J.Leonard Goldner Award 2008. Effect of extracorporeal shock wave therapy on cultured tenocytes. *Foot Ankle Int.* 2009, **30**, 93–98.
25. Gollwitzer H., Gloeck T., Roessner M., Langer R., Horn C., Gerdesmeyer L., Diehl P.: Radial extracorporeal shock wave therapy (rESWT) induces new bone formation in vivo: results of an animal study in rabbits. *Ultrasound Med. Biol.* 2013, **39**, 126–133.
26. McClure S.R., Sonea I.M., Evans R.B., Yaeger M.J.: Evaluation of analgesia resulting from extracorporeal shock wave therapy and radial pressure wave therapy in the limbs of horses and sheep. *Am. J. Vet. Res.* 2005, **66**, 1702–1708.
27. Sathishkumar S., Meka A., Dawson D., House N., Schaden W., Novak M.J., Ebersole J.L., Kesavalu L.: Extracorporeal shock wave therapy induces alveolar bone regeneration. *J. Dent. Res.* 2008, **87**, 687–691.
28. Worp van der H., Akker-Scheek van den I., Schie van H., Zwerver J.: ESWT for tendinopathy: technology and clinical implications. *Knee Surg Sports Traumatol Arthrosc.* 2013, **21**, 1451–1458.
29. Haist J., von Keitz-Steeger D.: Stoswellentherapie knochenaher Weichteilschmerzen – Ein neues Behandlungskonzept. *Die Stosswelle – Forschung und Klinik. Tuebingen: Attempto Verlag* 1995, 162–165.
30. Schoellner C., Rompe J.D., Decking J., Heine J.: High energy extracorporeal shockwave therapy (ESWT) in pseudarthrosis. *Orthopaed.* 2002, **31**, 658–662.
31. Hausdorf J., Lemmens M.A., Heck K.D., Grolms N., Korr H., Kertschanska S., Steinbusch H.W., Schmitz C., Maier M.: Selective loss of unmyelinated nerve fibers after extracorporeal shockwave application to the musculoskeletal system. *Neuroscience*. 2008, **31**, 138–144.
32. Kerfoot W.W., Beshai A.Z., Carson C.C.: The effect of isolated high-energy shock wave treatments on subsequent bacterial growth. *Urol Res.* 1992, **20**, 183–186.
33. Madron M.S., McClure S.R., Griffith R.W., Wang C.: Absence of bactericidal effect of focused shock waves on an in-vitro biofilm model of an implant. *Can J Vet Res.* 2012, **76**, 129–135.
34. Novak K.F., Govindaswami M., Ebersole J.L., Schaden W., House N., Novak M.J.: Effects of low-energy shock waves on oral bacteria. *J. Dent. Res.* 2008, **87**, 928–931.
35. Prabhujii M.L., Khaleelahmed S., Vasudevalu S., Vinodhini K.: Extracorporeal shock wave therapy in periodontics: A new paradigm. *J. Indian. Soc. Periodontol.* 2014, **18**, 412–415.
36. McClure S.R., Merritt D.K.: Extracorporeal shock-wave therapy for equine musculoskeletal disorders. *Comp Cont Educ Pract Vet.* 2003, **25**, 68–75.
37. Merritt D.K.: Extracorporeal shock-wave therapy for equine musculoskeletal disorders. *Comp Cont Educ Pract Vet.* 2003, **25**, 68–75.
38. McClure S., Weinberger T.: Extracorporeal Shock Wave Therapy: Clinical Applications and Regulation. *Clin Techn Equine Pract.* 2003, **2**, 358–367.
39. Yeaman L.D., Jerome C.P., McCullough D.L.: Effects of shock waves on the structure and growth of the immature rat epiphysis. *J. Urol.* 1989, **141**, 670–677.
40. Kiessling M.C., Milz S., Frank H.G., Korbel R., Schmitz C.: Radial extracorporeal shock wave treatment harms developing chicken embryos. *Sci Rep.* 2015, doi:10.1038/srep08281.
41. Maffulli G., Hemmings S., Maffulli N.: Assessment of the effectiveness of extracorporeal shock wave therapy (ESWT) for soft tissue injuries (ASSERT): An online database protocol. *Transl Med UniSa.* 2014, **8**, 46–51.
42. Foldager C.B., Keaney C., Spector M.: Clinical application of extracorporeal shock wave therapy in orthopedics: focused versus unfocused shock waves. *Ultrasound Med. & Biol.* 2012, **38**, 1673–1680.
43. Daliri S.S., Forogh B., Emami Razavi S.Z., Ahadi T., Madjlesi F., Ansari N.N.: A single blind, clinical trial to investigate the effects of a single session extracorporeal shock wave therapy on wrist flexor spasticity after stroke. *NeuroRehabilitation*. 2015, **36**, 67–72.
44. Tung C.W., Cheon W.C., Tong A.: Novel treatment of chronic perineal pain in a woman by extracorporeal shock wave therapy: A case report and published work review. *J. Obstet. Gynaecol. Res.* 2015, **41**, 145–148.
45. Lee S., Lee D., Park J.: Effects of extracorporeal shockwave therapy on patients with chronic low back pain and their dynamic balance ability. *J. Phys. Ther. Sci.* 2014, **26**, 7–10.
46. Agostino D' C., Romeo P., Lavanga V., Pisani S., Sansone V.: Effectiveness of extracorporeal shock wave therapy in bone marrow edema syndrome of the hip. *Rheumatol. Int.* 2014, **34**, 1513–1518.
47. Marwan Y., Husain W., Alhajji W., Mogawer M.: Extracorporeal shock wave therapy relieved pain in patients with coccydynia: a report of two cases. *Spine J.* 2014, **14**, 1–4.
48. Cacchio A., Paoloni M., Barile A., Don R., de Paulis F., Calvisi V., Ranavolo A., Frascarelli M., Santilli V., Spacca G.: Effectiveness of Radial Shock-Wave Therapy for Calcific Tendinitis of the Shoulder: Single-Blind, Randomized Clinical Study. *Physical Therapy*. 2006, **86**, 672–682.
49. Schuh C.M., Heher P., Weihs A.M., Banerjee A., Fuchs C., Gabriel C., Wolbank S., Mittermayr R., Redl H., Rünzler D., Teuschl A.H.: In vitro extracorporeal shock wave treatment enhances stemness and preserves multipotency of rat and human adipose-derived stem cells. *Cytotherapy*. 2014, **16**, 1666–1678.
50. Magosch P., Lichtenberg S., Habermeyer P.: Radial shock wave therapy in calcifying tendinitis of the rotator cuff – a prospective study. *Z Orthop Ihre Grenzgeb.* 2003, **141**, 629–636.
51. Craig K., d'Agostino C., Poratt D., Walker M.: Original hypothesis: Extracorporeal shockwaves as a homeostatic

- autoimmune restorative treatment (HART) for Type 1 diabetes mellitus. *Med. Hypotheses*. 2014, **83**, 250–503.
52. El-Shamy S.M., Eid M.A., El-Banna M.E.: Effect of extracorporeal shock wave therapy on gait pattern in hemiplegic cerebral palsy: a randomized-controlled trial. *Am. J. Phys. Med. Rehabil.* 2014, **93**, 1065–1072.
 53. Tara S., Miyamoto M., Takagi G., Kirinoki-Ichikawa S., Tezuka A., Hada T., Takagi I.: Low-energy extracorporeal shock wave therapy improves microcirculation blood flow of ischemic limbs in patients with peripheral arterial disease: pilot study. *J. Nippon. Med. Sch.* 2014, **81**, 19–27.
 54. Jung Y.J., Park W.Y., Jeon J.H., Mun J.H., Cho Y.S., Jun A.Y., Jang K.U., Seo C.H.: Outcomes of ultrasound-guided extracorporeal shock wave therapy for painful stump neuroma. *Ann Rehabil Med.* 2014, **38**, 523–533.
 55. Zins S.R., Amare M.E., Tadaki D.K., Elster E.A., Davis T.A.: Comparative analysis of angiogenic gene expression in normal and impaired wound healing in diabetic mice: effects of extracorporeal shock wave therapy. *Angiogenesis*. 2010, **13**, 293–304.
 56. Russe-Willflingseder K., Russe E., Vester J.C., Haller G., Novak P., Krotz A.: Placebo controlled, prospectively randomized, double-blinded study for the investigation of the effectiveness and safety of the acoustic wave therapy (AWT) for cellulite treatment. *J. Cosmet Laser Ther.* 2013, **15**, 155–162.
 57. Siems W., Grune T., Voss P., Brenke R.: Anti-fibrosclerotic effects of shock wave therapy in lipedema and cellulite. *Biofactors*. 2005, **24**, 275–282.
 58. Moayednia A., Haghiani S., Khosravi S., Yousefi E., Vahdatpour B.: Long-term effect of extracorporeal shock wave therapy on the treatment of chronic pelvic pain syndrome due to non bacterial prostatitis. *J. Res. Med. Sci.* 2014, **19**, 293–296.
 59. Gruenwald I., Appel B., Vardi Y.: Low-Intensity Extracorporeal Shock Wave Therapy – A Novel Effective Treatment for Erectile Dysfunction in Severe ED Patients Who Respond Poorly to PDE5 Inhibitor Therapy. *J. Sex Med.* 2012, **9**, 259–264.
 60. Olsen A.B., Persiani M., Boie S., Hanna M., Lund L.: Can low-intensity extracorporeal shockwave therapy improve erectile dysfunction? A prospective, randomized, double-blind, placebo – controlled study. *J. Scand. Urol.* 2014, Early Online, 1–5. Informa Healthcare. doi: 10.3109/21681805.2014.984326.
 61. Gotte G., Amelio E., Russo S., Marlinghaus E., Musci G., Suzuki H.: Short-time non-enzymatic nitric oxide synthesis from L-arginine and hydrogen peroxide induced by shock waves treatment. *FEBS Lett.* 2002, **520**, 153–155.
 62. Fukumoto Y., Ito A., Uwatoku T., Matoba T., Kishi T., Tanaka H., Takeshita A., Sunagawa K., Shimokawa H.: Extracorporeal cardiac shock wave therapy ameliorates myocardial ischemia in patients with severe coronary artery disease. *Coron. Artery Dis.* 2006, **17**, 63–70.
 63. Nishida T., Shimokawa H., Oi K., Tatewaki H., Uwatoku T., Abe K., Matsumoto Y., Kajihara N., Eto M., Matsuda T., Yasui H., Takeshita A., Sunagawa K.: Extracorporeal cardiac shock wave therapy markedly ameliorates ischemia-induced myocardial dysfunction in pigs in vivo. *Circulation*. 2004, **110**, 3055–3061.
 64. Alunni G., Marra S., Meynet I., D'amico M., Elisa P., Fanelli A., Molinaro S., Garrone P., Deberardinis A., Campana M., Lerman A.: The beneficial effect of extracorporeal shockwave myocardial revascularization in patients with refractory angina. *Cardiovasc. Revasc. Med.* 2015, **16**, 6–11.
 65. Uwatoku T., Ito K., Abe K., Hizume T., Sunagawa K., Shimokawa H.: Extracorporeal cardiac shock wave therapy improves left ventricular remodeling after acute myocardial infarction in pigs. *Coron. Artery Dis.* 2007, **18**, 397–404.
 66. Venkatesh Prabhujji M.L., Khaleel Ahmed S., Vasudevalu S., Vinodhini K.: Extracorporeal shock wave therapy in periodontics: A new paradigm. *J Indian Soc Periodontol.* 2014, **18**, 412–415.
 67. Lee J.H., Kim S.G.: Effects of Extracorporeal Shock Wave Therapy on Functional Recovery and Neurotrophin-3 Expression in the Spinal Cord after Crushed Sciatic Nerve Injury in Rats. *Ultrasound. Med. Biol.* 2015, **41**, 790–796.
 68. Lee J.Y., Ha K.Y., Kim J.W., Seo J.Y., Kim Y.H.: Does extracorporeal shock wave introduce alteration of microenvironment in cell therapy for chronic spinal cord injury? *Spine (Phila Pa 1976)* 2014, **39**, E1553–1559.
 69. Suhr F., Delhasse Y., Bungartz G., Schmidt A., Pfannkuche K., Bloch W.: Cell biological effects of mechanical stimulations generated by focused extracorporeal shock wave applications on cultured human bone marrow stromal cells. *Stem. Cell. Res.* 2013, **11**, 951–964.
 70. Raabe O., Shell K., Goessl A., Crispens C., Delhasse Y., Eva A., Scheiner-Bobis G., Wenisch S., Arnhold S.: Effect of extracorporeal shock wave on proliferation and differentiation of equine adipose tissue-derived mesenchymal stem cells in vitro. *Am. J. Stem. Cells*. 2013, **2**, 62–73.
 71. Zhang X., Yan X., Wang C., Lu S., Tang T., Chai Y.: The effect of autologous endothelial progenitor cell transplantation combined with extracorporeal shock-wave therapy on ischemic skin flaps in rats. *Cytotherapy*. 2014, **16**, 1098–1109.
 72. Boening K.J., Loffel S., Weitkamp K., Matuschek S.: Radial Extracorporeal Shock Wave Therapy for Chronic Insertion Desmopathy of the Proximal Suspensory Ligament. *AAEP Proceedings*. 2000, **46**, 203–207.
 73. Caminoto E.H., Alves A.L., Amorim R.L., Thomassian A., Hussni C.A., Nicoletti J.L.: Ultrastructural and immunocytochemical evaluation of the effects of extracorporeal shock wave treatment in the hind limbs of horses with experimentally induced suspensory ligament desmitis. *Am. J. Vet. Res.* 2005, **66**, 892–896.
 74. Crowe O.M., Dyson S.J., Wright I.M., Schramme M.C., Smith R.K.W.: Treatment of chronic or recurrent proximal suspensory desmitis using radial pressure wave therapy in the horse. *Equine Vet. J.* 2004, **36**, 313–316.
 75. Imboden I., Waldern N.M., Wiestner T., Lischer C.J., Ueltschi G., Weishaupt M.A.: Short term analgesic effect of extracorporeal shock wave therapy in horses with proximal palmar metacarpal/plantar metatarsal pain. *Vet. J.* 2009, **179**, 50–59.
 76. Bolt D.M., Burba D.J., Hubert J.D., Pettifer G.R., Hosgood G.L.: Evaluation of cutaneous analgesia after non-focused extracorporeal shock wave application over the 3rd metacarpal bone in horses. *Can. J. Vet. Res.* 2004, **68**, 288–292.
 77. Bolt D.M., Burba D.J., Hubert J.D., Strain G.M., Hosgood G.L., Henk W.G., Cho D.Y.: Determination of functional and morphologic changes in palmar digital nerves after nonfocused extracorporeal shock wave treatment in horses. *Am. J. Vet. Res.* 2004, **65**, 1714–1718.
 78. Waldern N.M., Weishaupt M.A., Imboden I., Wiestner T., Lischer C.J.: Evaluation of skin sensitivity after shock wave treatment in horses. *Am. J. Vet. Res.* 2005, **66**, 2095–2100.
 79. Dahlberg J.A., McClure S.R., Evans R.B., Reinertson E.L.: Force platform evaluation of lameness severity following extracorporeal shock wave therapy in horses with unilateral forelimb lameness. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 2006, **1**, 229, 100–103.
 80. Kawcak C.E., Frisbie D.D., McIlwraith C.W.: Effects of extracorporeal shock wave therapy and polysulfated glycosaminoglycan treatment on subchondral bone, serum biomarkers, and synovial fluid biomarkers in horses with induced osteoarthritis. *Am. J. Vet. Res.* 2011, **72**, 772–779.
 81. Byron C., Stewart A., Benson B., Tennent-Brown B., Foreman J.: Effects of radial extracorporeal shock wave therapy on radiographic and scintigraphic outcomes in horses with palmar heel pain. *Vet. Comp. Orthop. Traumatol.* 2009, **22**, 113–118.
 82. McCarroll D., McClure S.R.: Extracorporeal shock wave therapy – a remedial procedure for navicular disease. *Tierarztl Praxis Grosstiere*. 2001, **29**, 163–167.
 83. McCarroll D., McClure S.R.: Extracorporeal shock wave therapy for treatment of osteoarthritis of the tarsometatarsal and distal intertarsal joint of the horse. *Proc 46th Annu. Conv. Am. Assoc. Equine Pract.* 2000, 200–202.
 84. Waguespack R.W., Hanson R.R.: Treating navicular syndrome in equine patients. *Compend Contin Educ Vet.* 2011, **33**, E2.
 85. Frisbie D.D., Kawcak C.E., McIlwraith C.W.: Evaluation of the effect of extracorporeal shock wave treatment on experimentally induced osteoarthritis in middle carpal joints of horses. *Am. J. Vet. Res.* 2009, **70**, 449–454.
 86. Benson B.M., Byron C.R., Pondenis H., Stewart A.A.: The effects of radial shock waves on the metabolism of equine cartilage explants in vitro. *N. Z. Vet. J.* 2007, **55**, 40–44.
 87. Maier M., Hausdorf J., Tischer T., Milz S., Weiler C., Reifor H.J., Schmitz C.: New bone formation by extracorporeal shock waves. Dependence of induction on energy flux density. *Orthopade*. 2004, **33**, 1401–1410.
 88. Bischofberger A.S., Ringer S.K., Geyer H., Imboden I., Ueltschi G., Lischer C.J.: Histomorphologic evaluation of extracorporeal shock wave therapy of the fourth metatarsal bone and the origin of the suspensory ligament in horses without lameness. *Am J Vet Res.* 2006, **67**, 577–582.
 89. Ringer S.K., Lischer C.J., Ueltschi G.: Assessment of scintigraphic and thermographic changes after focused extracorporeal shock wave therapy on the origin of the suspensory ligament and the fourth metatarsal bone in horses without lameness. *Am J Vet Res.* 2005, **66**, 1836–1842.
 90. Costa Gómez Da T.M., Radtke C.L., Kalscheur V.L., Swain C.A., Scollay M.C., Edwards R.B., Santschi E.M., Markel M.D., Muir P.: Effect of focused and radial extracorporeal shock wave therapy on equine bone microdamage. *Vet. Surg.* 2004, **33**, 49–55.
 91. Mueller M., Bockstahler B., Skalicly M., Mlacnik E., Lorinson D.: Effects of radial shockwave therapy on the limb function of dogs with hip osteoarthritis. *Vet. Rec.* 2007, **2**, 762–765.
 92. Dahlberg J., Fitch G., Evans R.B., McClure S.R., Conzemius M.: The evaluation of extracorporeal shockwave therapy in naturally occurring osteoarthritis of the stifle joint in dogs. *Vet. Comp. Orthop. Traumatol.* 2005, **18**, 147–152.
 93. Gallagher A., Cross A.R., Sepulveda G.: The effect of shock wave therapy on patellar ligament desmitis after tibial plateau leveling osteotomy. *Vet Surg.* 2012, **41**, 482–485.
 94. Wang C.J., Huang H.Y., Pai C.H.: Shock wave-enhanced neovascularization at the tendon-bone junction: an experiment in dogs. *J. Foot Ankle Surg.* 2002, **41**, 16–22.
 95. Wang C.J., Huang H.Y., Chen H.H., Pai C.H., Yang K.D.: Effect of shock wave therapy on acute fractures of the tibia: a study in a dog model. *Clin. Orthop. Relat. Res.* 2001, **387**, 112–118.

Lek. wet. Marta Facon-Poroszewska,
e-mail: Marta.Facon-Poroszewska@up.wroc.pl

B-cell lymphomas in dogs

Kliczkowska-Klarowicz K.¹, Sapieryński R.¹, Jagielski D.², Department of Pathology and Veterinary Diagnostics, Faculty of Veterinary Medicine, Warsaw University of Life Sciences – SGGW¹, Veterinary Surgery „Białobrzaska” in Warsaw²

The aim of this study was to present the most often recognized types of B-cell lymphomas in dogs. Lymphoma is defined as any neoplastic disorder of lymphoid tissue. Canine malignant lymphoma is the commonest hemopoietic neoplasm in this species. It is characterized by lymphoid tumors in multiple lymph nodes, spleen, liver and other organs. It is estimated that tumors developing from lymphocytes comprise 7–24% of all tumors in dogs. There are two systems used by veterinary pathologists to classify canine lymphomas – the WHO system of non-Hodgkin lymphomas classification (adapted to canine lymphomas), and the updated Kiel classification. The group of B-cell lymphomas is prominent in canine species but it contains several entities with varied morphology, biological behavior and prognosis.

Keywords: centroblastic lymphoma, marginal zone lymphoma, canine lymphomas.

Chłoniak (*lymphoma*) jest nowotworem złośliwym wywodzącym się z limfocytów i stanowi od 7 do 24% wszystkich nowotworów rozpoznawanych u psów. Ich występowanie oszacowano na 33 przypadki na 100 tys. psów, ponadto 1,5 przypadków na 100 tys. młodszych niż jednoroczne i ok. 80 przypadków na 100 tys. psów starszych niż 10-letnie (1, 2, 3). W przeszłości w klasyfikacji chłoniaków stosowano podział anatomiczny (między innymi chłoniaki wielopostaciowe, chłoniaki śródpiersiowe, chłoniaki przewodu pokarmowego), podział na chłoniaki o niskiej i wysokiej złośliwości oraz podział na chłoniaki B- i T-komórkowe. Od pewnego czasu jednak wiadomo, że takie ujęcie zagadnienia chłoniaków jest niewystarczające, w doborze metody postępowania z pacjentem chorym na chłoniaka niezbędna jest dokładniejsza charakterystyka rozrostu w oparciu o ogólnie przyjęte schematy klasyfikacji (4). Powszechnie akceptowana dawniej zasada, że chłoniaki B-komórkowe roją lepiej niż chłoniaki T-komórkowe, została już podważona w wielu badaniach, dla każdej grupy chłoniaków istnieją podkategorie, które różnią się od siebie pod wieloma względami, szczególnie pod względem zachowania biologicznego, wymagającego sposobu leczenia i, co najważniejsze, rokowania (5).

W medycynie ludzi proces diagnostyczny i terapeutyczny chłoniaków został bardzo ujednolicony, czego efektem jest

Chłoniaki B-komórkowe u psów

Katarzyna Kliczkowska-Klarowicz¹, Rafał Sapieryński¹, Dariusz Jagielski²

z Katedry Patologii i Diagnostyki Weterynaryjnej Wydziału Medycyny Weterynaryjnej w Warszawie¹ oraz Przychodni Weterynaryjnej „Białobrzaska” w Warszawie²

najnowsza klasyfikacja WHO (6). Klasyfikacja ta została dostosowana również do potrzeb diagnostyki chłoniaków u psów, jednak ze względów praktycznych nadal używana jest też zaktualizowana klasyfikacja kilońska (7). Patolodzy oraz klinicyści na całym świecie starają się ustalić wśród chłoniaków jednostki chorobowe pod kątem wspólnego przebiegu klinicznego i rokowania. W tym artykule zaprezentowano najczęściej występujące podtypy chłoniaków B-komórkowych w oparciu o klasyfikację kilońską, z odniesieniami do współcześnie obowiązującej klasyfikacji WHO. Poruszono również problematykę dotyczącą obowiązujących systemów klasyfikacji.

Chłoniaki B-komórkowe są częściej spotykane u psów niż chłoniaki T-komórkowe, a ich odsetek wydaje się wzrastać w ciągu ostatnich 10 lat z 58,9% do nawet 77,8% (4, 8, 9, 10, 11, 12, 13). Wśród chłoniaków B-komórkowych przeważają chłoniaki o wysokim stopniu złośliwości histologicznej od 51 do 73,9% (9, 12, 13). Średni wiek psów, u których występują chłoniaki B-komórkowe, wynosi 8,5 roku, według niektórych autorów predysponowane są owczarki niemieckie i rottweilery, oraz samce (2, 12, 13). U 92% z chłoniakiem B-komórkowym występuje uogólniona limfadenopatia, u 2% miejscowa, a zaledwie u 5% psów występuje postać pozawęzłowa choroby (13).

Wśród chłoniaków B-komórkowych wyróżnia się obecnie wiele podkategorii różniących się od siebie nie tylko morfologią, ale również przebiegiem klinicznym, rokowaniem i wymagających innego podejścia terapeutycznego, co sprawia, że poszczególne typy chłoniaków wywodzących się z komórek B należy uznać za różne histologiczne jednostki chorobowe (13, 14, 15, 16). Najliczniejszą grupę chłoniaków B-komórkowych stanowią chłoniaki centroblastyczne wielopostaciowe (60–80,3%; 4, 12, 13, 16), które według klasyfikacji WHO tworzą wraz z chłoniakami immunoblastycznymi grupę chłoniaków rozlanych z dużych komórek B (diffuse large B-cell lymphoma – DLBCL). Wśród chłoniaków B-komórkowych o niskiej złośliwości największą grupę (ok. 18%) stanowią chłoniaki ze strefy brzeżnej, w tym charakterystyczne dla psów chłoniaki ze średnich komórek z makrojąderkiem (macronucleolated medium-sized cell lymphoma – MMC) – omówione dalej w tekście (13).

Klasyfikacja chłoniaków

Jak już wspomniano, u ludzi (a w wielu krajach także i u psów) podstawą klasyfikacji nowotworów układu chłonnego jest klasyfikacja WHO, która definiuje histologiczne jednostki chorobowe z uwzględnieniem takich cech, jak: obraz kliniczny, obraz morfologiczny rozrostu (oparty na badaniu histopatologicznym węzła chłonnego), immunofenotyp (ocena obecności poszczególnych części powierzchniowych) i zmiany genotypowe. Podstawą podziału chłoniaków w tej klasyfikacji jest stopień dojrzałości komórek nowotworowych. Rozróżnia się więc chłoniaki z komórek prekursorowych, które wywodzą się z pierwotnych narządów chłonnych (szpik kostny i grasica) oraz chłoniaki z komórek dojrzałych, które w warunkach fizjologicznych znajdują się w tzw. obwodowych narządach limfatycznych (węzły chłonne, śledziona, kępki Peyera, tkanka limfatyczna związana z błonami śluzowymi – MALT). Chociaż klasyfikacja WHO została stworzona do klasyfikowania chłoniaków u ludzi, zaadaptowano ją do stosowania u psów i pozwala z dużym prawdopodobieństwem przewidzieć zachowanie biologiczne nowotworu u tego gatunku zwierząt (13, 16, 17, 18). W klasyfikacji chłoniaków wg WHO wyróżnia się ok. 30 podtypów chłoniaków, z których większość przypomina rozpoznawane u ludzi (19). Jednak brak jest badań obejmujących całościową ocenę parametrów immunofenotypowych, genetycznych, molekularnych i klinicznych u psów z chłoniakiem. Pewną niedogodnością stosowania klasyfikacji WHO u zwierząt jest konieczność wykonania badania histopatologicznego węzła chłonnego pobranego w czasie zabiegu chirurgicznego, co w praktyce klinicznej nie zawsze bywa możliwe. Nawet w Stanach Zjednoczonych, gdzie medycyna weterynaryjna stoi na najwyższym poziomie, badanie histopatologiczne jako metoda potwierdzenia rozpoznania chłoniaka jest stosowana jedynie w 28% przypadków (3).

Drugą powszechnie stosowaną w badaniach naukowych oraz częściej w praktyce weterynaryjnej klasyfikacją chłoniaków jest klasyfikacja kilońska. Jej podstawowym założeniem jest podział chłoniaków ze względu na immunofenotyp komórek nowotworowych (chłoniaki B-komórkowe i chłoniaki T-komórkowe) oraz stadium

zróznicowania komórek nowotworowych (podział na chłoniaki o niskiej i wysokiej złośliwości). W ocenie cytologicznej chłoniaków w klasyfikacji kilońskiej bierze się pod uwagę następujące kryteria: wielkość komórek (komórki małe, średnie i duże) określoną przez porównanie wielkości jądra komórek do wielkości erytrocytów, kształt jądra komórkowego, struktura chromatyny jądrowej, obecność, wielkość i rozmieszczenie jąder komórkowych, objętość oraz barwność cytoplazmy, wartość indeksu mitotycznego. Określenie fenotypu wymaga przeprowadzenia barwień immunohistochemicznych/immunocytochemicznych z zastosowaniem co najmniej dwu przeciwciał: anti-CD3 (marker limfocytów T) oraz anti-CD79alfa (marker komórek B). Badania własne wykazały, że w wielu podtypach chłoniaków ocena mikroskopowa preparatów cytologicznych barwionych metodami rutynowymi pozwala z dużą dozą prawdopodobieństwa oszacować fenotyp rozrostu; trafność rozpoznania określono na 90% (20). Przydatność klasyfikacji kilońskiej w prognozowaniu efektów chemioterapii różnych typów chłoniaków wykazano w badaniach przeprowadzonych przez badaczy francuskich. W badaniach tych wykazano wyraźne różnice w czasie trwania pierwszej remisji i całkowitego czasu przeżycia pacjentów w zależności od podtypu chłoniaków sklasyfikowanych w oparciu o uaktualnioną klasyfikację kilońską zaadaptowaną do stosowania u psów (4). W większości przypadków udaje się na podstawie badania cytologicznego przyporządkować podtyp chłoniaka określony w klasyfikacji kilońskiej do podtypu określanego według klasyfikacji WHO.

Określenie podtypu chłoniaka w praktyce klinicznej

Pomimo że badanie histopatologiczne jest podstawą rozpoznawania chłoniaków u psów, to badania ankietowe przeprowadzone w Stanach Zjednoczonych w czasie corocznej konferencji Veterinary Cancer Society w 2009 r. (ponad połowa ankietowanych lekarzy weterynarii była certyfikowanymi onkologami weterynaryjnymi) wykazały, że w 88% przypadków rozpoznawanie w praktyce klinicznej opiera się na badaniu cytopatologicznym materiału komórkowego pobranego ze zmienionych węzłów chłonnych lub narządów wewnętrznych. Z kolei badanie histopatologiczne węzłów chłonnych wykonywano jedynie u 28% psów z chłoniakiem (3), zaś immunofenotypowanie komórek nowotworowych rekomendowało 76% respondentów (3). Z powyższych danych wynika, że obecnie w praktyce klinicznej cytologia odgrywa kluczową rolę w rozpoznawaniu chłoniaków u psów. Badanie to

cechuje się dokładnością, łatwością wykonania, niską ceną, a zgodność z wynikami badania histopatologicznego jest bardzo wysoka, szczególnie w przypadku chłoniaków z dużych rozlanych komórek B, chłoniaków strefy T/chłoniaków z komórek jasnych, chłoniaków ze strefy brzeżnej, chłoniaków z obwodowych komórek T (chłoniaki o wysokiej złośliwości) oraz chłoniaków limfoblastycznych (21). Czynniki, które mogą decydować o znaczącej roli badań cytologicznych w rozpoznawaniu chłoniaków u psów, są: możliwość wykonania immunofenotypowania komórek rozrostu w preparatach cytologicznych (immunocytochemia) oraz fakt, że większość chłoniaków rozpoznawanych u psów to chłoniaki rozlane utworzone z komórek średnich i dużych, stosunkowo łatwe do identyfikacji (3). Jednak nawet w przypadku niektórych chłoniaków utworzonych z komórek małych obraz cytologiczny jest bardzo specyficzny, np. chłoniaki z komórek jasnych. Badania własne wykazały z jednej strony, że w warunkach krajowych rozpoznawanie chłoniaków u psów w 90% przypadków opiera się na badaniu cytologicznym, a z drugiej strony, że to badanie pozwala na precyzyjne rozpoznanie rozrostu u znakomitej większości pacjentów (10, 20).

Coraz więcej publikowanych badań rekomenduje badanie cytologiczne jako wystarczającą metodę rozpoznawania chłoniaków u psów w warunkach praktycznych, szczególnie gdy jest ona poparta barwieniami immunocytochemicznymi lub/i analizą z użyciem cytometrii przepływowej (3, 22, 23, 24). Istnieją dwie podstawowe przesłanki wskazujące cytodiagnostykę jako podstawę rozpoznawania chłoniaków u psów. Po pierwsze, biopsja cienkoigłowa, która służy do pobrania materiału, jest metodą akceptowaną przez praktycznie wszystkich właścicieli psów z podejrzeniem chłoniaka. Po drugie, zdecydowana większość rozpoznawanych chłoniaków należy do 3 lub 4 kategorii, w których obraz cytologiczny jest bardzo charakterystyczny, a zastosowanie barwień immunocytochemicznych zazwyczaj rozwiewa wątpliwości w przypadkach niejednoznacznych. Trzeba też pamiętać, że pomimo wysokiej skuteczności badania histopatologicznego w rozpoznawaniu chłoniaków, nawet to badanie, o ile niepoparte barwieniami immunohistochemicznymi, jest obarczone pewnym błędem. W badaniu obejmującym dużą grupę psów z chłoniakami o powolnym przebiegu (chłoniaki B- i T-komórkowe) zastosowanie immunofenotypowania wymagało zmian rozpoznania aż w 20,4% przypadków (18). Największe rozbieżności były w przypadku chłoniaków ze strefy brzeżnej, po wykazaniu dodatniej reakcji z CD3, aż w ¼ przypadków zmieniono

rozpoznanie na chłoniaki ze strefy T – patrz dalej w tekście (18). Niektóre chłoniaki ze strefy T mogą w obrazie histologicznym „naśladować” chłoniaki ze strefy brzeżnej (chłoniaki z komórek B) także u ludzi (25). Wydaje się, że biopsja wycięciowa węzła chłonnego i badanie histopatologiczne powinno być ograniczone jedynie do przypadków niejednoznacznych cytologicznie (24).

Klasyfikacja kilońska jest szczególnie polecana w przypadku oceny mikroskopowej opartej na badaniach cytologicznych, bowiem jej głównym założeniem jest ocena morfologii komórek i jej przyporządkowanie do poszczególnych stadiów dojrzewania limfocytów (26). Fournel-Fleury i wsp. (26) wskazują, że brak dobrze udokumentowanych danych epidemiologicznych, fenotypowych i genetycznych odnośnie do chłoniaków u psów powoduje, że zaadaptowanie klasyfikacji WHO sprawia pewne problemy. Klasyfikacja kilońska zaadaptowana dla psów ma jeszcze inną zaletę, mianowicie istnieje duża korelacja między obrazem cytologicznym komórek nowotworowych a ich immunofenotypem, co sprawia, że określenie dokładnego typu rozrostu (łącznie z jego immunofenotypem) jest stosunkowo łatwe (13). Badania własne przeprowadzone na dużej grupie chłoniaków potwierdziły powyższe spostrzeżenia, że obraz cytologiczny rozmazów barwionych barwnikiem Giemsy pozwala z wysokim prawdopodobieństwem oszacować immunofenotyp komórek chłoniaka (10). Wyjątkiem są chłoniaki limfoblastyczne oraz chłoniaki immunoblastyczne, dla których immunofenotypowanie wymaga zastosowanie barwienia immunocytochemicznego (20, 26).

Chłoniaki z komórek B

Podstawowym kryterium zakwalifikowania rozrostu nowotworowego do grupy chłoniaków B-komórkowych jest wykazanie na powierzchni komórek nowotworowych antygenów powierzchniowych CD79α, CD19, CD20 oraz CD22. Pomimo problemów z zastosowaniem klasyfikacji WHO u psów, jej niezaprzeczną zaletą jest utworzenie jednostek histoklinicznych chłoniaków pod kątem architektury rozrostu, stopnia dojrzałości oraz morfologii komórek nowotworowych, immunofenotypu, genotypu, a co najistotniejsze także przebiegu klinicznego choroby. Stosowanie równoległe dwóch klasyfikacji podczas oceny chłoniaków u psów przysparza wiele trudności zarówno patologom, jak i klinicytom, jednak umożliwia porównywanie wyników badań pomiędzy sobą. Na szczęście w przypadku chłoniaków B-komórkowych u psów większość jednostek sklasyfikowanych na podstawie preparatów

Tabela 1. Poszczególne typy chłoniaków B-komórkowych według klasyfikacji kilońskiej wraz z ich odpowiednikami w klasyfikacji WHO (13)

ZAKTUALIZOWANA KLASYFIKACJA KILOŃSKA	KLASYFIKACJA WHO
Chłoniaki o niskim stopniu złośliwości	Nowotwory z obwodowych komórek B
Z małych komórek B:	
- limfocytowy	Chłoniak z małych limfocytów B o niskim stopniu złośliwości
- prolimfocytowy	
- limfoplazmocytowy	Limfoplazmocytowy
Ze strefy brzeżnej	
	Ze strefy brzeżnej
	- postać węzłowa
	- postać pozawęzłowa
	- postać śledzionowa
Centroblastyczno-centrocytowy	Grudkowy I/II stopnia
Chłoniaki o wysokim stopniu złośliwości	
Centroblastyczny jednopostaciowy	
- podtyp grudkowy	Grudkowy III stopnia
- podtyp rozlany	Chłoniak rozlany z dużych komórek B
Centroblastyczny wielopostaciowy	Chłoniak rozlany z dużych komórek B
Immunoblastyczny	Chłoniak rozlany z dużych komórek B
Typu Burkitta	Chłoniak Burkitta
Plazmocytoïdny	Brak odpowiednika
Limfoblastyczny	Nowotwory z prekursorowych komórek B

cytologicznych za pomocą klasyfikacji kilońskiej ma swoje odpowiedniki w klasyfikacji WHO (tab. 1; 13, 16).

Jak już wspomniano, chłoniaki z komórek B stanowią niejednorodną grupę nowotworów o różnej morfologii oraz przebiegu klinicznym, rokowaniu, a także wymagają innego postępowania terapeutycznego. Poniżej opisano wybrane najpowszechniejsze podtypy chłoniaków B-komórkowych u psów.

Chłoniaki B-komórkowe o wysokiej złośliwości

Chłoniaki rozlane z dużych komórek B (diffuse large B-cell lymphoma – DLBCL)

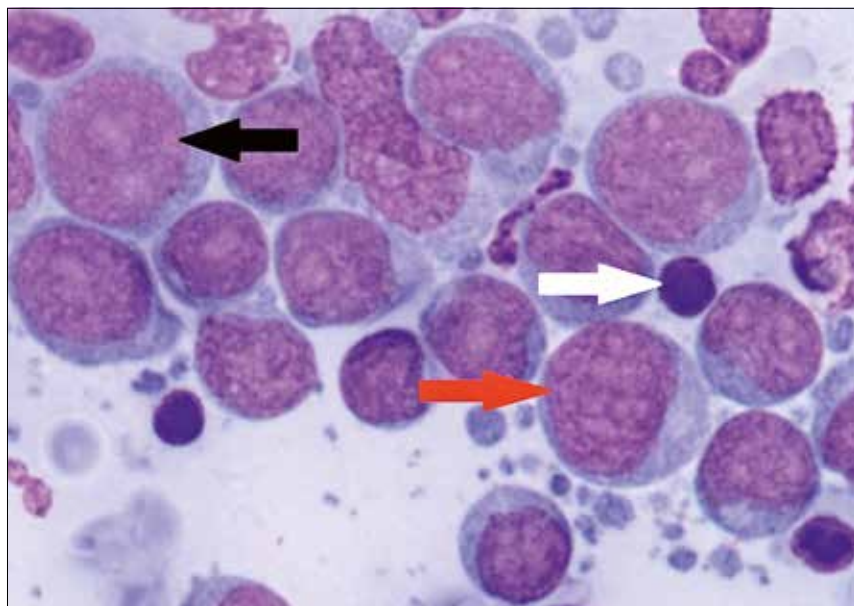
W klasyfikacji WHO jest to grupa chłoniaków o wysokiej złośliwości, utworzonych z dużych (o średnicy jądra komórkowego równej 2–2,5 erytrocytów), niedojrzałych

komórek B. Można je podzielić pod względem morfologii komórek (taki podział występuje w klasyfikacji kilońskiej) na chłoniaki centroblastyczne (CB) oraz immunoblastyczne (IB). Chłoniaki centroblastyczne są najlicniejszą grupą chłoniaków B-komórkowych u psów (8, 9, 12, 27, 13, 28), stanowiąc 76,5–83% chłoniaków rozlanych z dużych komórek B i ponad połowę wszystkich chłoniaków u psów (9, 13, 28); 16–24% chłoniaków rozlanych z dużych komórek B i ok. 15% wszystkich chłoniaków stanowią chłoniaki immunoblastyczne (9, 13, 28). Ze względu na to, że chłoniaki rozlane z dużych komórek B u psów (inaczej niż u ludzi) zawierają pewien odsetek komórek średnich z makrojąderkiem (MMC), nie można wykluczyć, że powstają one przez transformację chłoniaków ze strefy brzeżnej węzła chłonnego (9, 13).

Chłoniaki centroblastyczne (CB) według klasyfikacji kilońskiej dzielą się pod względem morfologii oraz wielkości komórek na chłoniaki centroblastyczne monomorficzne (jednopostaciowe) oraz chłoniaki centroblastyczne polimorficzne (wielopostaciowe). W obrębie chłoniaków monomorficznych wyróżnia się bardzo rzadki u psów podtyp grudkowy (w którym komórki mają tendencję do tworzenia grudek) oraz podtyp rozlany (brak tworzenia grudek). Chłoniaki pleomorficzne mogą występować z przewagą komórek małych (te są najczęściej spotykane) oraz z przewagą komórek dużych. W klasyfikacji WHO wszystkie wyżej wymienione typy chłoniaków centroblastycznych poza chłoniakiem centroblastycznym monomorficznym grudkowym należą do grupy chłoniaków rozlanych z dużych komórek B. Chłoniak centroblastyczny monomorficzny grudkowy zaliczany jest do grupy chłoniaków grudkowych – follicular lymphoma III stopnia złośliwości. Chłoniaki monomorficzne stanowią zaledwie 3% chłoniaków centroblastycznych, a cała grupa chłoniaków grudkowych jest rzadko spotykana u psów (ok. 2% wszystkich chłoniaków; 9).

Chłoniaki centroblastyczne monomorficzne składają się z jednorodnej populacji (ponad 60% komórek) średnich i dużych komórek (średnica jądra większa niż 2 erytrocyty) z okrągłym jądrem zawierającym 2–4 małe jąderka umieszczone pod błoną jądrową i niewielką ilością lekko zasadochłonnej cytoplazmy (9, 12, 13). Stanowią one nie więcej niż 1,3% chłoniaków centroblastycznych (12, 13).

Chłoniaki centroblastyczne polimorficzne składają się w większości (nawet 80% komórek) z małych blastów z okrągłym jądrem o nieregularnie zagęszczonej chromatynie (z większym zagęszczeniem na obwodzie jądra), licznymi jąderkami i wąskim pasmem silnie zasadochłonnej



Ryc. 1. Obraz cytologiczny chłoniaka centroblastycznego. Zdjęcie pokazuje różnice w wielkości immunoblastów (czarna strzałka), centroblastów (czerwona strzałka) w porównaniu do małych limfocytów (biała strzałka). Barwienie odczynnikiem Giemsy, powiększenie 400×

chromatyny. Oprócz małych blastów obecne są centroblasty (od 20 do 50% komórek), komórki średnie z makrojąderkiem (< 20%) oraz immunoblasty (< 20%; 9, 13; **ryc. 1, 2, 3**). Podtyp wielopostaciowy obserwowany jest w 97% chłoniaków centroblastycznych i stanowi aż 60–83% wszystkich chłoniaków z komórek B (4, 9, 13). Figury mitotyczne są od średnio licznych (3–5/ w polu widzenia przy dużym powiększeniu, zazwyczaj 400×; high power field – HPF) do bardzo licznych – ok. 10 mitoz/HPF (9, 13). Zależnie od wielkości dominujących komórek chłoniaki centroblastyczne wielopostaciowe dzieli się na chłoniaki z przewagą komórek małych – gdy zawierają ok. 80% komórek małych – lub z przewagą komórek dużych (12). Chłoniaki centroblastyczne polimorficzne z przewagą komórek małych stanowią 66% chłoniaków w tej grupie i aż 40% wszystkich chłoniaków B-komórkowych (9, 12). Psy z chłoniakiem centroblastycznym wielopostaciowym prezentowane są w stadium klinicznym IIIa–Va z uogólnioną limfadenopatią, która rozwija się przez 1–4 tygodnie, początkowo bez innych objawów klinicznych. Następnie dochodzi do zajęcia wątroby, śledziony oraz szpiku kostnego (13).

Czas przeżycia od rozpoczęcia leczenia waha się od 7 do 21 miesięcy (4, 16). Chemioterapia znacząco przedłuża życie psów z chłoniakiem centroblastycznym niezależnie od zawartości daunohydroksyrubicyny w protokole leczniczym, natomiast leczenie wyłącznie prednizolem nie wydłuża znacząco czasu przeżycia (16). Niestety,

niewiele jest szczegółowych danych odnośnie do przeżycia psów z chłoniakiem centroblastycznym.

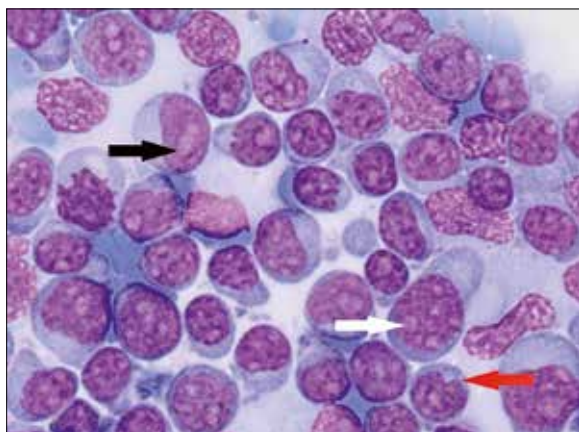
Chłoniaki immunoblastyczne (IB) stanowią ok. 12% chłoniaków B-komórkowych i niecałe 8% wszystkich chłoniaków. Kryterium rozpoznania to stwierdzenie zawartości ponad 80% immunoblastów (komórki z dużym okrągłym jądrem komórkowym z jednym, centralnie położonym jądrem oraz obfitą cytoplazmą; 9, 13). Chłoniak immunoblastyczny może zawierać także komórki średnie z makrojąderkiem, centroblasty oraz małe blasty, ale zawartość każdego z tych rodzajów komórek nie może przekraczać 10%, indeks mitotyczny jest zazwyczaj wysoki, ok. 9 mitoz/HPF (9, 13). Średni czas przeżycia dla psów z chłoniakiem immunoblastycznym wynosi 308 dni, jednak dane te mają charakter orientacyjny, ponieważ obliczone zostały dla wspólnej grupy psów zarówno objętych, jak i nieobjętych leczeniem (16).

Jak wspomniano wyżej, chłoniaki immunoblastyczne oraz chłoniaki centroblastyczne według klasyfikacji WHO tworzą jedną grupę, z kolei klasyfikacja kilońska traktuje je jako dwa oddzielne podtypy. Co więcej, zwykle się uważa, że chłoniaki immunoblastyczne wykazują bardziej agresywny charakter biologiczny niż chłoniaki centroblastyczne (16). Obecnie odchodzi się od tego poglądu, czego odzwierciedleniem jest połączenie omawianych chłoniaków w grupę DLBCL w klasyfikacji WHO. Ponieważ jednak DLBCL są bardzo obszerną grupą, niejednorodną

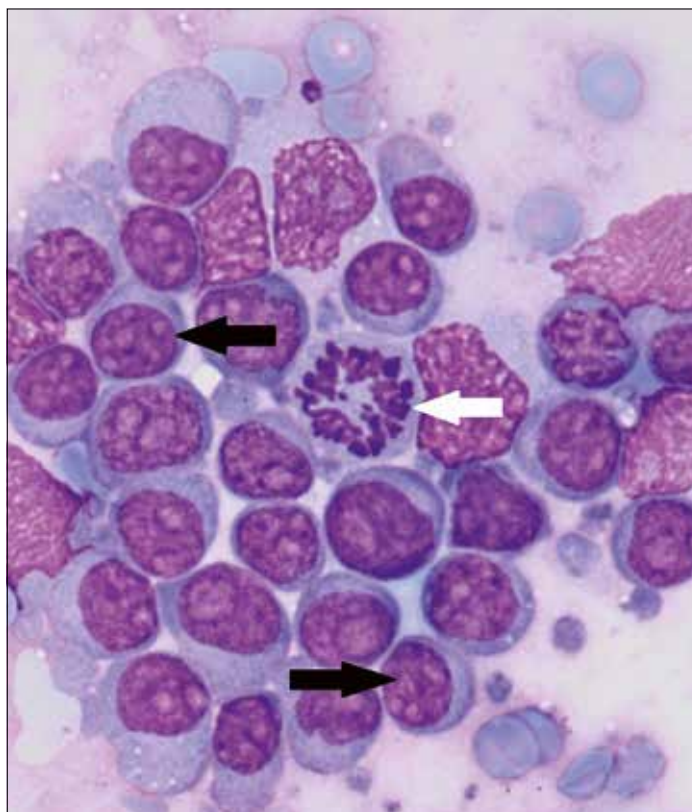
pod względem charakteru biologicznego, Valli zaproponował, żeby różnicować DLBCL pod względem aktywności proliferacyjnej, mierzonej za pomocą wartości indeksów mitotycznych – IM (16). W jego badaniach obejmujących 944 psy z chłoniakiem z USA, Kanady i Europy czas przeżycia wśród psów z DLBCL różnił się znacząco zależnie od wartości indeksów mitotycznych. Przy wartości indeksu mitotycznego mniejszej niż 20/HPF średni czas przeżycia od momentu rozpoznania wynosił 188 dni, natomiast przy wartości 21 lub więcej/HPF tylko 31 dni (16).

Chłoniaki z komórek średnich o wysokim stopniu złośliwości – chłoniaki limfoblastyczne – chłoniaki typu Burkitta

Chłoniaki te zarówno w klasyfikacji kilońskiej, jak i WHO stanowią dwie oddzielne grupy – z tym że w klasyfikacji WHO chłoniak limfoblastyczny (lymphoblastic lymphoma – LBL) występuje jako rozrost z komórek prekursorowych. Jednak ze względu na wspólne cechy, takie jak złośliwy charakter biologiczny, trudności w leczeniu i krótki okres remisji choroby, chłoniaki limfoblastyczne z komórek B i T oraz chłoniaki typu Burkitta można omawiać jako wspólną grupę chłoniaków z komórek średnich o wysokim stopniu złośliwości (16). Dodatkowo zbliżona morfologia powoduje, że odróżnianie chłoniaków limfoblastycznych B-komórkowych od chłoniaków typu Burkitta nastęrcza wiele trudności nawet po



Ryc. 2. Obraz cytologiczny chłoniaka centroblastycznego. Widoczne duże blasty – immunoblast (duże centralnie położone jąderko – strzałka czarna), centroblast (liczne jąderka położone na obwodzie jądra – strzałka biała) oraz komórka w typie centrocyta, z charakterystycznym wcięciem jądrowym (strzałka czerwona). Barwienie odczynnikiem Giemsi, powiększenie 400×



Ryc. 3. Obraz cytologiczny chłoniaka centroblastycznego wielopostaciowego. W tym typie chłoniaka większość komórek stanowią małe blasty z okrągłym jądrem o nieregularnie zagęszczonej, licznymi jąderkami i wąskim pasmem silnie zasadochłonnej chromatyny (czarne strzałki). Figury mitotyczne są od średnio licznych do licznych (biała strzałka). Barwienie odczynnikiem Giemsi, powiększenie 400×

zastosowaniu immunofenotypowania (11). W przypadku chłoniaków limfoblastycznych określenie immunofenotypu jest niemożliwe bez wykonania barwienia immunocytochemicznego, jednak z klinicznego punktu widzenia takie barwienie nie jest konieczne, ponieważ nie wykazano związku pomiędzy immunofenotypem chłoniaków limfoblastycznych i rokowaniem (16).

Aktualnie brakuje ujednoczonych kryteriów rozpoznawania chłoniaków limfoblastycznych u psów na podstawie morfologii komórek. Jądra komórkowe opisywane są jako małej lub średniej wielkości, chromatyna jest rozproszona, o nieregularnej kondensacji, czasami z zagęszczeniem na obwodzie. Według niektórych autorów małe jąderka w ilości jednego lub więcej są wyraźnie widoczne, jednak większość opisuje jąderka jako słabo widoczne lub całkowicie przesłonięte chromatyną. Cytoplazma komórek jest skąpa, lekko zasadochłonna, tworząca cienką obwódkę dookoła jądra (4, 9, 12, 16). Komórki chłoniaków limfoblastycznych dzielą się bardzo intensywnie, w związku z czym występują bardzo liczne figury mitotyczne (4, 9). Komórki pobrane ze szpiku kostnego lub z krwi mogą być mniejsze od komórek pobranych z węzłów chłonnych (4).

Chłoniaki limfoblastyczne z komórek B cechuje wysoka złośliwość i stanowią od 1 do 8% wszystkich chłoniaków u psów (9, 12, 16). Chociaż odsetek chłoniaków z komórek B wśród wszystkich chłoniaków limfoblastycznych u psów wyniósł według Valli nawet 40% (16), to w większości badań wykazano, że przeważają chłoniaki limfoblastyczne o immunofenotypie T, a w niektórych pracach chłoniaki limfoblastyczne T-komórkowe były w ogóle jedynymi chłoniakami limfoblastycznymi (4, 13, 28). Z tego powodu brak jest danych klinicznych dotyczących psów z chłoniakiem limfoblastycznym B-komórkowym.

Chłoniaki typu Burkitta wywodzą się z dojrzałych, obwodowych limfocytów B ośrodków rozmnażania grudek chłonnych i stanowią 1–16% chłoniaków B-komórkowych (4, 9, 13) oraz ok. 2% wszystkich chłoniaków u psów (16). Grupa ta występuje zarówno w klasyfikacji kilońskiej, jak i WHO. Morfologicznie są to średniej wielkości komórki z okrągłym jądrem z chromatyną pozbijaną w grudki i licznymi jąderkami. Cytoplazma jest silnie zasadochłonna i czasami zwakuolizowana (9, 13). Indeks mitotyczny jest wysoki (powyżej 6 mitoz/HPF, nawet 24/400×) z odsetkiem komórek dzielących się (Ki67) ok. 80% (4, 9, 13). U psów z chłoniakiem typu Burkitta obserwuje się uogólnioną limfadenopatię, rzadko limfadenopatię miejscową lub postać pozawęzłową (z zajęciem m.in. śledziony lub migdałków), często z zajęciem jelita; 70% pacjentów prezentowanych jest

w zaawansowanym stadium klinicznych choroby (III i IV). Najczęściej obserwowane objawy kliniczne to anoreksja, osłabienie, biegunka oraz polidypsja/poliuria z hiperkalcemią, powiększenie śledziony i wątroby, a także krwista biegunka tuż przed śmiercią (4, 13). Średni czas od rozpoczęcia leczenia do śmierci wynosi 15 dni (7–21 dni; 4).

Średni czas przeżycia dla chłoniaków z komórek średnich o wysokim stopniu złośliwości (chłoniaki limfoblastyczne T i B oraz Burkitta) liczony dla wspólnej grupy psów leczonych oraz nieleczonych wynosi 160 dni (16).

Chłoniaki plazmocytoide B-komórkowe

Chłoniaki te są rzadko rozpoznawane u psów, stanowią bowiem ok. 1,5% chłoniaków B-komórkowych i poniżej 1% wszystkich chłoniaków u tego gatunku zwierząt (13). Fenotyp B-komórkowy został rozpoznany jedynie w ¼ wszystkich chłoniaków plazmocytoicznych u psów. Ponieważ ten typ rozrostu nie występuje u ludzi, nie ma on swojego odpowiednika w klasyfikacji WHO, rozpoznawany jest jedynie w oparciu o klasyfikację kilońską (13). Chłoniak plazmocytoiczny B-komórkowy utworzony jest z komórek o biegunowo położonym, okrągłym, małym lub średniej wielkości jądrze komórkowym z małym, centralnie położonym jąderkiem. Charakterystyczna jest obfita, zasadochłonna cytoplazma z przejaśnieniem w okolicy jądra komórkowego przypominająca cytoplazmę komórek plazmatycznych (13). Indeks mitotyczny jest wysoki i wynosi ok. 7 mitoz/HPF (13). Chłoniaka plazmocytoicznego B-komórkowego trzeba różnicować z chłoniakiem typu Burkitta o różnicowaniu plazmatycznym – chłoniak plazmocytoiczny ma jednak większe jądro komórkowe, jedno, centralnie położone jąderko oraz niższy indeks mitotyczny (13). Dane kliniczne dla tej grupy chłoniaków są skąpe. Średnia wieku u psów z chłoniakiem plazmocytoicznym B-komórkowym w momencie postawienia rozpoznania wynosi 10 lat, samce wydają się być predysponowane [w badaniach Ponce (13) 5 na 6 psów było samcami (13)]. Psy prezentowane są najczęściej z uogólnioną limfadenomegalią (13). Większość danych klinicznych na temat chłoniaków plazmocytoicznych dotyczy chłoniaków T-komórkowych, dlatego została zaprezentowana w artykule dotyczącym chłoniaków T-komórkowych u psów.

Chłoniaki o niskiej złośliwości

Grupa chłoniaków B-komórkowych o niskim stopniu złośliwości klinicznej (low grade B cell lymphoma – LGBC) może występować jako konsekwencja długotrwałych

rozrostów odczynowych tkanki limfatycznej, część chłoniaków z tej grupy zaliczana jest do chłoniaków indolentnych (chłoniaki o łagodnym/powolnym przebiegu klinicznym; 12, 14). Poza chłoniakami z komórek B, do tej grupy chłoniaków zalicza się także chłoniaki ze strefy T, które są liczniejsze od B-komórkowych (62%; 18). Według klasyfikacji WHO do chłoniaków B-komórkowych o niskim stopniu złośliwości należą: chłoniaki z komórek płaszczka (mantle cell lymphomas – MCL), chłoniaki ze strefy brzeżnej ośrodków rozmnażania grudek chłonnych w węzłach chłonnych lub śledzionie (marginal zone lymphomas – MZL), chłoniaki grudkowe (follicular lymphomas – FL), chłoniaki centrocytarne, chłoniaki limfoplazmocytoide i chłoniaki plazmocytowe (14, 18). W tym miejscu należy zaznaczyć, że jednostki te stworzone zostały w oparciu o badania histopatologiczne i większości z nich nie da się rozpoznać w badaniu cytopatologicznym, ze względu na brak możliwości oceny architektury tkankowej (16, 18). Postawienie rozpoznania bywa trudne także na podstawie oceny preparatów histopatologicznych, zwłaszcza w chłoniakach o zaawansowanym stadium, ponieważ tracą one wtedy charakterystyczny układ grudkowy i mogą zostać pomyłone z chłoniakami o wysokim stopniu złośliwości (głównie DLBCL; 14, 18). Do postawienia prawidłowego rozpoznania w przypadku chłoniaków indolentnych nieocenione jest badanie immunohistochemiczne; w badaniach Flood-Knapik i wsp. (18) zastosowanie immunofenotypowania wymusiło zmianę rozpoznania podtypu chłoniaka w 10% przypadków. U ludzi do rozpoznania niektórych chłoniaków B-komórkowych o niskiej złośliwości, takich jak MCL, wymagane jest wykazanie ekspresji CD5 oraz cykliny D1, braku ekspresji CD10 i CD23 oraz wykazanie translokacji konkretnego genu (13).

Bazując na klasyfikacji kilońskiej, do chłoniaków B-komórkowych o niskiej złośliwości zalicza się chłoniaki z małych limfocytów, prolimfocytowe, limfoplazmocyto-we, MZL i centroblasto-centrocytowe (13).

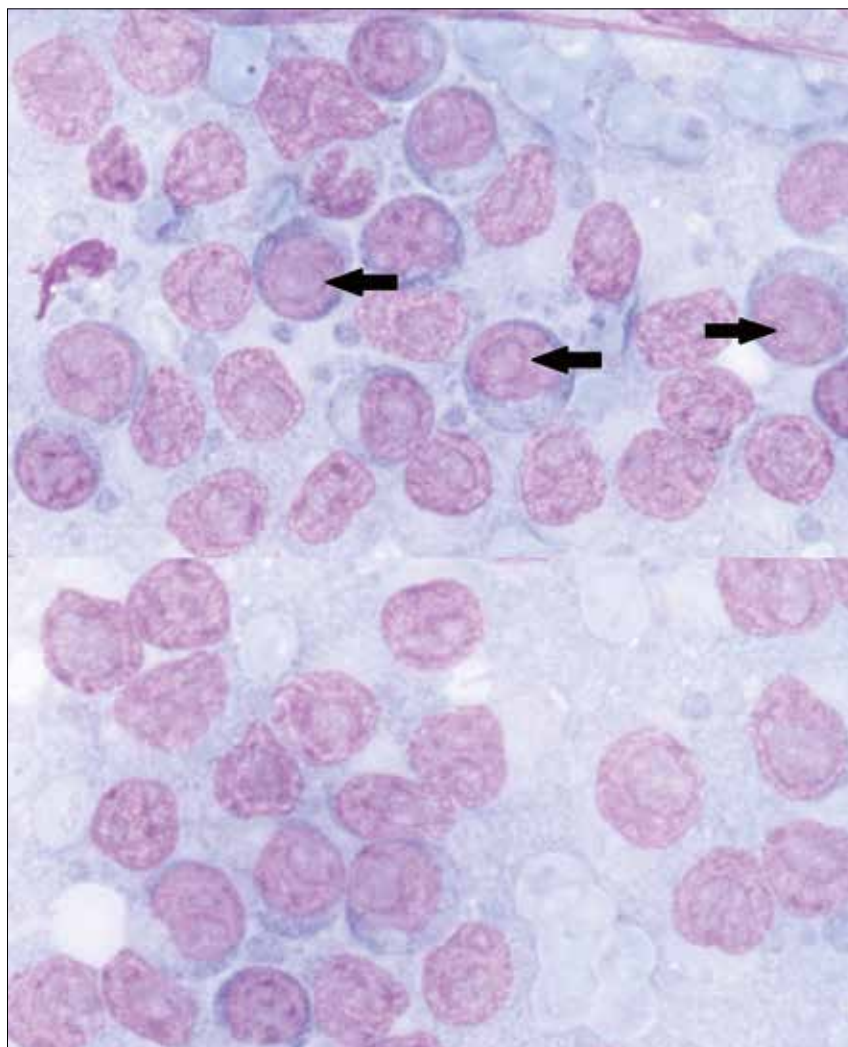
Chłoniaki strefy brzeżnej (w dawnej klasyfikacji kilońskiej chłoniaki z MMC)

U psów, tak jak u ludzi chłoniaki ze strefy brzeżnej dzielą się na 3 postaci ze względu na miejsce występowania – węzłową, śledzionową i powstające w obrębie rozproszonej tkanki limfatycznej związanej z błoną śluzową (mucosa – associated lymphoid tissue – MALT), głównie jelit. Postać węzłowa u psów stanowi 85% przypadków i cytologicznie jawi się jako chłoniak z komórek średnich z makrojąderkiem (u ludzi, jak już wspomniano, ten typ komórek nie występuje), chłoniak z małej do średniej

wielkości komórek (jądro o średnicy ok. 1,5 RBC) z okrągłym jądrem z jednym, dużym, centralnie położonym jąderkiem. Cytoplazma jest lekko zasadochłonna umiarkowanej ilości (9, 12, 13; **ryc. 4**). MMC są charakterystyczne dla psów i wszystkie te komórki wykazują immunofenotyp B (12, 14). Są one podobne do immunoblastów, jednak należy pamiętać, że immunoblasty są znacznie większe (średnica jądra 2–2,5 RBC; 16). MZL stanowi 17% chłoniaków B-komórkowych (13) i 8–10% wszystkich chłoniaków u psów (9, 13). Charakter nacieków jest rozproszony, jednak wiele komórek, przynajmniej miejscowo, tworzy grudki (13). Indeks mitotyczny na początku trwania choroby jest niski (praktycznie brak mitoz), jednak aktywność proliferacyjna może się zwiększać w zaawansowanym stadium choroby (nawet do 5–10/HPF; 9, 14). Średnia wieku psów z chłoniakiem ze strefy brzeżnej wynosi 9 lat, a objawy kliniczne obejmują najczęściej uogólnione lub miejscowe powiększenie węzłów chłonnych, rzadziej obecność ogniskowych mas nowotworowych w śledzionie, wykrytych za pomocą palpacji lub jako przypadkowe odkrycie podczas badania ultrasonograficznego (14, 18). Stopień zaawansowania choroby podczas postawienia rozpoznania, wielkość komórek, ilość mitoz w HPF, odsetek komórek dzielących się (mierzonych za pomocą barwienia immunocytochemicznego w kierunku ekspresji antygenu Ki67) nie ma znaczenia prognostycznego w tym typie chłoniaka (18). Ocena ekspresji antygenu Ki67 może być przydatna do różnicowania późnego stadium chłoniaka ze strefy brzeżnej od wczesnego stadium DLBCL, jednak nie zostało to jeszcze dostatecznie udokumentowane (18).

Chłoniak z małych limfocytów B

Rozpoznanie cytologiczne chłoniaka z małych limfocytów B (który stanowi jedynie 0,5% chłoniaków B-komórkowych; 13) jest możliwe wtedy, gdy w preparacie cytologicznym materiału pobranego z powiększonego węzła chłonnego zamiast mieszanej populacji komórkowej (typowej dla rozrostu odczynowego) obserwujemy jednolitą populację małych komórek przypominających limfocyty, z okrągłym jądrem z chromatyną zbitą w grudki i skąpą cytoplazmą i dodatkowo potwierdzimy immunofenotyp B. Może występować domieszka prolimfocytów, które są nieco większe (jądro od małej do średniej wielkości) i mają bardziej obfitą cytoplazmę oraz centralnie położone jąderko (13). Indeks mitotyczny jest niski (0–2 mitozy/HPF), nie dochodzi do wystąpienia postaci białaczkowej (nowotworowe limfocyty nie pojawiają się w szpiku kostnym ani w krwi; 9, 13). Prolimfocyty mogą się też pojawiać



Ryc. 4. Obraz cytologiczny chłoniaka z komórek średnich z makrojąderkiem (macronucleolated medium-sized cell – MMC). Komórki MMC, charakterystyczne dla MZL u psów to średniej wielkości komórki z okrągłym jądrem i jednym, dużym, centralnie położonym jąderkiem. Barwienie odczynnikiem Giemsa, powiększenie 400×

jako jednolita populacja komórek i takiego chłoniaka nazywa się chłoniakiem prolimfocytowym. Jest on bardzo rzadki i stanowi zaledwie 0,25% chłoniaków B-komórkowych u psów (13).

Chłoniak limfoplazmocytowy

Ten typ rozrostu stanowi ponad 2% chłoniaków B-komórkowych u psów. Mięsz rozrostu zawiera mieszaninę małych limfocytów różnicujących się w kierunku komórek plazmatycznych (małe komórki z okrągłym jądrem i silnie zasadochłonną cytoplazmą z przejaśnieniem przyjądrowym) i tworzących grudki (13). Komórki te, tak jak komórki plazmatyczne, produkują IgM oraz łańcuchy lekkie lambda przeciwciał, co można stwierdzić, wykonując badanie immunohistochemiczne (13).

Chłoniak centroblastyczno-centrocytowy

Chłoniak centroblastyczno-centrocytowy utworzony jest z mieszanej populacji centrocytów, centroblastów i komórek

dendrytycznych. Komórki tworzą układy grudkowe i według klasyfikacji WHO ten typ chłoniaka zalicza się do chłoniaków grudkowych I/II stopnia (13).

Psy z chłoniakiem o niskiej złośliwości lub z chłoniakiem indolentnym reagują gorzej na chemioterapię od psów z chłoniakami o wysokim stopniu złośliwości (ponieważ chemioterapia jest celowana w komórki intensywnie dzielące się), jednak choroba ma łagodniejszy przebieg kliniczny i dłuższy średni czas przeżycia. Co więcej, w badaniach Flood-Knapik i wsp. (18) leczenie ogólnoustrojowe psów z chłoniakiem indolentnym w postaci chemioterapii (protokoły CP lub CHOP) lub samego prednizonu nie wpłynęło znacząco na średni czas przeżycia leczonych psów. Nie wiadomo jednak, czy brak różnic w czasie przeżycia pomiędzy psami, u których stosowano poszczególne rodzaje farmakoterapii, oraz u psów nieleczonych nie wynika z faktu, że sposób leczenia dobierany był przez lekarza na podstawie stanu klinicznego pacjenta oraz miejscowej lub uogólnionej postaci choroby. Na przykład 60% psów niepoddanych

leczeniu farmakologicznemu miało postać miejscową choroby i zostało poddanych zabiegowi chirurgicznemu, który był wystarczającą formą terapii. Zastanawiać może również fakt, że więcej psów zmarło z powodu chłoniaka w grupie psów leczonych według protokołu CHOP, co może świadczyć o tym, że do takiego rodzaju leczenia kwalifikowano przypadki o bardziej agresywnym przebiegu choroby (18).

Chociaż według Valli (16) średni czas przeżycia dla całej grupy psów z chłoniakami B-komórkowymi o niskiej złośliwości (LGBC) wynosi ok. 5,5 miesiąca, to liczony oddzielnie dla psów z MZL wyniósł aż 21 miesięcy (18). Należy pamiętać, że jest to klasyfikacja WHO, według której do LGBC zaliczany jest także chłoniak z komórek płaszczą, który mimo spokojnego wyglądu mikroskopowego ma znacznie gorsze rokowania od pozostałych chłoniaków indolentnych (6). Ponieważ postać śledzionowa MZL prawie zawsze ograniczona jest tylko do tego narządu (rzadko zmiany obejmują także węzeł chłonny wnęki śledziony), dlatego leczy się ją wyłącznie za pomocą splenektomii (14, 18).

Piśmiennictwo

- Edwards D.S., Henley W.E., Harding E.F., Dobson J.M., Wood J.L.N.: Breed incidence of lymphoma in a UK population of insured dogs. *Vet. Comp. Oncol.* 2003, **1**, 200–206.
- Pastor M., Chalvet-Monfray K., Marchal T., Keck G., Magnol J.P., Fournel-Fleury C., Ponce F.: Genetic and environmental risk indicators in canine non-Hodgkin's lymphomas: breed associations and geographic distribution of 608 cases diagnosed throughout France over 1 year. *J. Vet. Intern. Med.* 2009, **23**, 301–310.
- Regan R.C., Kaplan M.S.W., Bailey D.B.: Diagnostic evaluation and treatment recommendations for dogs with substage-a high-grade multicentric lymphoma: results of a survey of veterinarians. *Vet. Comp. Oncol.* 2012, **11**, 287–295.
- Ponce F., Magnol J.P., Lediou D., Marchal T., Turinelli V., Chalvet-Monfray K., Fournel-Fleury C.: Prognostic significance of morphological subtypes in canine malignant lymphomas during chemotherapy. *Vet. J.* 2004, **167**, 125–126.
- Rebhun R.B., Kent M.S., Borroff S.A.E.B., Frazier S., Skorupski K., Rodriguez C.O.: CHOP chemotherapy for the treatment of canine multicentric T-cell lymphoma. *Vet. Comp. Oncol.* 2010, **9**, 38–44.
- Swerdlow S.H., Campo E., Harris N.L.: *WHO Classification of Tumours of Haematopoietic and Lymphoid Tissues*. IARC Press, Lyon, 2008.
- Stein H., Lennert K., Mason D.y., Gerdes J., Ziegler A., Naieim M., Wernet P.: Morphology and immunohistology of malignant lymphomas. W: *Advances in Comparative Leukemia Research*, Elsevier North Holland, New York, 1981.
- Teske E., Rutteman G.R., Kuipers-Dijkshoorn N.J., van Dieendonck J.H., van Heerde P., Cornelisse C.J.: DNA ploidy and cell kinetic characteristics in canine non-Hodgkin's lymphoma. *Exp. Hematol.* 1993, **21**, 579–584.
- Fournel-Fleury C., Magnol J.P., Chabanne L., Ghernati I., Marchal T., Bonnefond C., Bryon P.A., Felman P.: Growth fractions in canine non-Hodgkin's lymphomas as determined in situ by the expression of the Ki-67 antigen. *J. Comp. Pathol.* 1997, **117**, 61–72.
- Sapierzynski R.: Practical aspects of immunocytochemistry in canine lymphomas. *Pol. J. Vet. Sci.* 2010, **13**, 661–668.
- Vezzali E., Parodi A.L., Marcato P.S., Bettini G.: Histopathologic classification of 171 cases of canine and feline non-Hodgkin lymphoma according to the WHO. *Vet. Comp. Oncol.* 2010, **8**, 38–49.
- Sözmen M., Tasca S., Carli E., De Lorenzi D., Furlanello T., Caldin M.: Use of fine needle aspirates and flow cytometry for the diagnosis, classification, and immunophenotyping of canine lymphomas. *J. Vet. Diagn. Invest.* 2005, **17**, 323–330.
- Ponce F., Marchal T., Magnol J.P., Turinelli V., Lediou D., Bonnefond C., Chabanne L., Pastor M.L., Delignette M.L., Fournel-Fleury C.: A morphological study of 608 cases of canine malignant lymphoma in France with a focus on comparative similarities between canine and human lymphoma morphology. *Vet. Pathol.* 2010, **47**, 414–443.
- Valli V.E., Vernau W., de Lorimier L.P., Graham P.S., Moore P.F.: Canine indolent nodular lymphoma. *Vet. Pathol.* 2006, **43**, 241–256.
- Poggi A., Miniscalco B., Morello E., Comazzi S., Gelain M.E., Aresu L., Riondato E.: Flow cytometric evaluation of ki67 for the determination of malignancy grade in canine lymphoma. *Vet. Comp. Oncol.* 2013, doi: 10.1111/vco.12078.
- Valli V.E., Kass P.H., San Myint M., Scott F.: Canine lymphomas: association of classification type, disease stage, tumor subtype, mitotic rate, and treatment with survival. *Vet. Pathol.* 2013, **50**, 738–748.
- Aresu L., Martini V., Rossi F., Vignoli M., Sampaolo M., Aricò A., Laganga P., Pierini A., Fraysinnet P., Mantovani R., Marconato L.: Canine indolent and aggressive lymphoma: clinical spectrum with histologic correlation. *Vet. Comp. Oncol.* doi: 10.1111/vco.12048
- Flood-Knapik K.E., Durham A.C., Gregor T.P., Sanchez M.D., Durney M.E., Sorenson K.U.: Clinical, histopathological and immunohistochemical characterization of canine indolent lymphoma. *Vet. Comp. Oncol.* 2012, **11**, 272–286.
- Marconato L.: The staging and treatment of multicentric high-grade lymphoma in dogs: A review of recent developments and future prospects. *Vet. J. doi:10.1016/j.tvjl.2010.04.027.*
- Sapierzynski R., Dolka I., Fabisiak M.: High agreement of routine cytopathology and immunocytochemistry in canine lymphomas. *Pol. J. Vet. Sci.* 2012, **15**, 247–252.
- Comazzi S., Guscetti F., Marconato L.: First meeting of the European canine lymphoma group. Workshop: state of the art and comparative aspects in canine lymphoma. CH-Lugano, 22 June 2013. *Hematol. Oncol.* 2014, **32**, 68–71.
- Avery P.R., Burton J., Bromberek J.L., Seelig D.M., Elmstie R., Correa S., Ehrhart E.J., Morley P.S., Avery A.C.: Flow Cytometric Characterization and Clinical Outcome of CD4+ T-Cell Lymphoma in Dogs: 67 Cases. *J. Vet. Intern. Med.* 2014, **28**, 538–546.
- Martini V., Poggi A., Riondato F., Gelain M.E., Aresu L., Comazzi S.: Flow-cytometric detection of phenotypic aberrancies in canine small clear cell lymphoma. *Vet. Comp. Oncol.* 2013, doi: 10.1111/vco.12043.
- Comazzi S., Guscetti F., Marconato L.: First meeting of the European canine lymphoma group. Workshop: state of the art and comparative aspects in canine lymphoma. CH-Lugano, 22 June 2013. *Hematol. Oncol.* 2014, **32**, 68–71.
- Uherova P., Ross C.W., Finn W.G., Singleton T.P., Kansal R., Schnitzer B.: Peripheral T-cell lymphoma mimicking marginal zone B-cell lymphoma. *Mod. Pathol.* 2002, **15**, 420–425.
- Fournel-Fleury C., Ponce F., Felman P., Blavier A., Bonnefond C., Chabanne L., Marchal T., Cadore J.L., Goy-Tholot I., Lediou D., Ghernati I., Magnol J.P.: Canine T-cell lymphomas: a morphological, immunological, and clinical study of 46 new cases. *Vet. Pathol.* 2002, **39**, 92–109.
- Greenlee P.G., Filipa D.A., Quimby F.W., Patnaik A.K., Calvano S.E., Matus R.E., Kimmel M., Hurvitz A.L., Lieberman P.H.: Lymphomas in dogs. A morphologic, immunologic, and clinical study. *Canc.* 1990, **66**, 480–490.
- Valli V.E., San Myint M., Barthel A., Bienzle D., Caswell J., Colbatzky F., Durham A., Ehrhart E.J., Johnson Y., Jones C., Kiupel M., Labelle P., Lester S., Miller M., Moore P., Moroff S., Roccabianca P., Ramos-Vara J., Ross A., Scase T., Tvedten H., Vernau W.: Classification of canine malignant lymphomas according to the World Health Organization criteria. *Vet. Pathol.* 2011, **48**, 198–211.

Lek. wet. Katarzyna Kliczkowska-Klarowicz, e-mail: pilotek@autograf.pl

Czynniki wpływające na zapotrzebowanie koni na wodę

Adam Mirowski

z Katedry Nauk Morfologicznych Wydziału Medycyny Weterynaryjnej w Warszawie

Woda jest potrzebna do przebiegu wszystkich procesów metabolicznych. Jest więc niezbędna do zachowania prawidłowego stanu zdrowia. Możliwość picia czystej i świeżej wody jest jednym z elementów dobrostanu. Dostęp do źródła wody jest konieczny do przeżycia. Rozmieszczenie koni żyjących w warunkach naturalnych bądź zbliżonych do

naturalnych w dużym stopniu zależy właśnie od obecności źródeł wody. Dla przykładu konie Przewalskiego żyjące w półterzerwacie większość czasu spędzają w pobliżu źródła wody (1). Z kolei wolno żyjące konie z Australii mogą oddalać się nawet kilkadziesiąt kilometrów od zbiorników wodnych. Konie te mogą przemierzać długie dystanse bez dostępu do wody pitnej (2).

Organizm traci wodę z moczem, kałem, potem i przez drogi oddechowe, a u kłaczki w okresie laktacji znaczna część wody jest wydzielana z mlekiem. Konie żywione siarą z lucerny wydalają w wysokiej temperaturze otoczenia średnio 15,6 l moczu dziennie. Dla porównania konie trzymane bez dostępu do paszy i wody wydalają 6,3; 3,2 i 3,0 l moczu odpowiednio w pierwszym, drugim i trzecim dniu (3). Konie czerpią wodę, pijąc ją w postaci wody pitnej i innych płynów. Żrebięta dużo wody pobierają z mlekiem. Źródłem wody jest też pokarm stały. Ponadto organizm wytwarza wodę w procesach metabolicznych. Objętość wody wypijanej, pobieranej z paszą i wytwarzanej w procesach metabolicznych u koni ważących ponad 420 kg może przekraczać 27 l dziennie (średnio 64,4 ml/kg

masy ciała). Jednocześnie średnia dzienna objętość wydalanego moczu dochodzi prawie do 10 l (23,2 ml/kg m. c.). Mniej wody jest wydalane z kałem (7,2 l, czyli 16,9 ml/kg m. c.; 4). Konie przebywające zimą na pastwisku mogą czerpać wodę ze śniegu. Co więcej, w przypadku braku wody pitnej mogą dzięki temu przetrwać. Według obserwacji przeprowadzonych w Norwegii konie karmione kiszonką z traw i przyzwyczajone do jedzenia śniegu mogą przeżyć co najmniej kilka dni, nie wykazując żadnych zaburzeń. Po dziewięciu dniach bez dostępu do wody pitnej konie islandzkie były zdrowe i w dobrej kondycji. Nie były odwodnione i przejawiały bardzo małe zainteresowanie wodą pitną. Konie mogą czerpać spore ilości wody z pasz soczystych. Dodatkowo w okresie zimowym potrzebują mniej wody niż latem (5).

Ilość wody wypijanej przez konie przebywające cały czas na otwartej przestrzeni zmienia się w zależności od pory roku. Zapotrzebowanie na wodę zależy bowiem od warunków środowiskowych. Konie najczęściej piją latem. Zimą pobranie wody maleje. Niemniej jednak odpowiednia podaż wody może mieć większe znaczenie właśnie w miesiącach zimowych, zwłaszcza wówczas, gdy nie ma śniegu i zwierzęta nie mogą czerpać z niego wody. W takich warunkach niedobór wody pitnej może okazać się gorszy niż jej niedobór w pozostałych porach roku, gdy konie mogą czerpać spore ilości wody ze świeżych roślin. Suma wody wypitej, pobranej z paszą i wytworzonej w procesach metabolicznych jest najwyższa latem, a najniższa zimą. U kuców szetlandzkich we wrześniu przekracza ona 130 ml/kg m. c. dziennie, a w styczniu maleje do ok. 50 ml/kg m. c. dziennie. Wartości te są kilka razy wyższe od wartości odnoszących się tylko do ilości wody pitnej pobieranej przez konie różnych ras. Konie Przewalskiego piją 10–60 ml/kg m. c. dziennie, a konie domowe 25–80 ml/kg m. c. dziennie. Organizm czerpie więc znaczne ilości wody ze źródeł innych niż woda pitna, takich jak pasze i procesy metaboliczne (6). Dużych ilości wody dostarczają świeże rośliny pobierane przez konie pasące się na pastwisku. Fakt, że organizm najczęściej wody czerpie latem, wynika głównie z tego, iż to właśnie wtedy konie najczęściej piją. Zwiększenie ilości wody wypijanej w miesiącach letnich ma związek przede wszystkim z wysoką temperaturą otoczenia. W okresie letnich upałów zapotrzebowanie na wodę jest wyższe wówczas, gdy konie nie mogą schować się w cieniu. Konie stojące w słońcu więcej się pocą i częściej przebywają w pobliżu źródła wody (7).

Obserwacje kilkunastu koni Przewalskiego żyjących w warunkach zbliżonych do naturalnych pokazały, że poszczególne osobniki bardzo różnią się pod względem

ilości wypijanej wody i częstości picia. W ciągu całego roku najwyższe średnie dzienne pobranie wody wyniosło prawie 8,3 l. Koń ten pił znacznie więcej od pozostałych. Trzy konie pobierały mniej niż 3 l wody dziennie (od 2,37 do 2,55 l). Konie piły średnio 1,4–3,4 razy dziennie. Różnice w ilości wypijanej wody mogą wynikać z różnic w metabolizmie kształtowanych czynnikami genetycznymi oraz z indywidualnych reakcji na warunki pogodowe. Różnice te były bowiem najbardziej widoczne w okresach, kiedy było sucho. W takich warunkach niektóre konie mogą pić znacznie więcej od pozostałych. Znaczenie mogą mieć też preferencje odnośnie do pobieranych roślin. Niektóre osobniki mogą wybierać rośliny bardziej soczyste, co sprawia, że mniej piją. Wzrostowi zawartości suchej masy w roślinności pobieranej przez konie towarzyszył wzrost pobrania wody. Podobny związek stwierdzono w odniesieniu do temperatury powietrza. Najwyższą zawartość suchej masy w roślinach odnotowano w suchych miesiącach zimowych. Wówczas konie piły więcej wody. Najwięcej piły jednak w lipcu, kiedy temperatura powietrza była najwyższa (1).

Konie powinny mieć zapewniony stały dostęp do czystej i świeżej wody. Dotyczy to zwłaszcza klaczy w okresie ciąży i laktacji. Ciężarne klacze mając nieograniczony dostęp do siana i wody piją średnio prawie 7 l/100 kg m. c. dziennie. Jednocześnie pobierają niecałe 13 kg siana. Ograniczenie ilości wody do 3 l/100 kg m. c. powoduje, że klacze zjadają znacznie mniej siana, bo tylko niewiele ponad 8 kg dziennie. Ponadto dużo tracą na wadze. Podawanie 4 l wody/100 kg m. c. dziennie może doprowadzić do odwodnienia, lecz nie zagraża ciąży ani życiu klaczy (8). Przed porodem klacze pobierają od kilku do mniej więcej 20 l wody dziennie. Po porodzie piją znacznie więcej. W pierwszej dobie po porodzie klacz może wypić nawet ponad 60 l wody (od ponad 20 do ponad 60 l; 9).

Przeprowadzono badania, w których obserwowano klacze i źrebięta pasące się na pastwisku z nieograniczonym dostępem do wody. Wraz ze wzrostem temperatury klacze częściej piją wodę. Gdy temperatura otoczenia wynosiła od 30 do 35°C, klacze piły średnio raz na 1,8 godziny. Częstość picia zależy też od pory dnia. Klacze najrzadziej piły rano, a najczęściej po południu. Źrebięta rzadko piją wodę. W tych badaniach najmłodsze źrebięta piły wodę trzy tygodnie. Połowa źrebiąt w ogóle nie piła wody przed odsadzeniem od matki. Czerpią one wodę głównie z mleka (10). Według innych badań średnie dzienne pobranie wody w przypadku źrebiąt ssących klacze pasące się na pastwisku wzrasta z 3,9 kg w 30.–44. dniu życia do 5,5 kg w 60.–74. dniu życia. Źrebięta

Factors influencing water requirement in horses

Mirowski A., Department of Morphological Sciences, Faculty of Veterinary Medicine, Warsaw University of Life Sciences – SGGW in Warsaw

The aim of this paper was to present factors influencing water requirements in horses. Nutrition is the factor of major importance which influence directly the animal health status. Special attention should be given to the adequate intake of water, that is an essential nutrient necessary for animal survival. Body water loss is principally through urine, fecal water, supplemented by sweating and evaporation in expired air. Water-electrolyte balance, the concentration of individual electrolytes in serum, in tissue fluids and in the intracellular fluid is critical to normal body functions. The sources of water include drinking water, water contained in the feed and water formed in the metabolic processes. Foals get fluids and water while nursing by their mothers. Some horses kept on pastures in winter, eat snow. Under certain conditions the requirements of water may significantly increase. Lactating mares lose substantial quantities of water through milk secretion. Horses are extremely sensitive to the water deprivation so it is necessary to understand their requirements for this essential and irreplaceable nutrient.

Keywords: veterinary nutrition, water requirement, horse.

piją znacznie więcej mleka. Te źrebięta piły średnio 16,9 kg dziennie w 11.–18. dniu życia i 18,1 kg dziennie w 60.–74. dniu życia (11).

Zapotrzebowanie na wodę zależy od aktywności zwierzęcia. W gorące dni konie mogą stracić kilkanaście litrów wody w czasie godziny biegu. Pocąc się, tracą nie tylko wodę, ale również spore ilości elektrolitów (12). Utrata płynów z potem u koni poddawanych wysiłkowi fizycznemu w warunkach wysokiej temperatury otoczenia może być 2–3 razy wyższa niż w warunkach umiarkowanej temperatury. Tracą wtedy też znacznie więcej elektrolitów (13). Konie trenowane w gorącym i wilgotnym klimacie południowo-wschodniej Azji mogą wypijać ponad 70 l wody dziennie. Dużo piją w dniu zawodów. Generalnie piją jednak mniej, średnio ok. 40 l wody dziennie (14). Zastosowanie dodatku elektrolitów może zwiększyć pobranie wody (15).

Ilość wody pobieranej przez konie zależy od składu dawki pokarmowej. Duży udział siana sprawia, że koń więcej pije. Dostając tylko siano, może pić nawet prawie dwa razy więcej niż wówczas, gdy dostaje siano i pasze treściwe (16). Zmiana utrzymywania koni z pastwiskowego na stajenny może spowodować zwiększenie pobrania wody. W jednych badaniach konie

utrzymywane na pastwisku piły średnio 2,4 l wody/100 kg m. c. dziennie. Pobranie wody wzrosło do 6,4 l/100 kg m. c. dziennie po przeniesieniu ich do stajni. Były wówczas poddawane lekkiemu wysiłkowi fizycznemu (17). Zapotrzebowanie na wodę może zależeć od podaży tłuszczu. Uwzględnienie dodatku oleju roślinnego w dawce pokarmowej konia może spowodować zmniejszenie wytwarzania ciepła. W konsekwencji maleje zapotrzebowanie na wodę niezbędną w procesie wydzielania potu (18).

Także sposób zadawania wody ma wpływ na ilość wody wypijanej przez konia. W badaniach dotyczących tego zagadnienia osobniki pijące z wiadra pobierały średnio 58 ml wody/kg m. c. dziennie, a pijące z poidła naciskowego piły mniej o 4 ml/kg m. c. dziennie. Najmniej wody pobierały konie pijące z poidła pływakowego (43 ml/kg m. c. dziennie; 19). Niektóre konie unikają wody z nieznanymi źródłami. W celu zachęcenia zwierzęcia do wypicia wody, której nie zna, można dodać do niej pewne dodatki smakowe, które wcześniej otrzymywało ono w wodzie pijanej na co dzień. Wśród czynników wpływających na ilość wypijanej wody jest jej temperatura. W efekcie podawania zimnej wody kucom przebywającym w niskiej temperaturze otoczenia mogą one pić nawet o 40% mniej niż wówczas, gdy woda jest ciepła (20). Takich różnic nie obserwuje się w wysokiej temperaturze otoczenia (21). Niemniej jednak konie po treningu pobierają najwięcej płynów o umiarkowanej temperaturze (22).

Podsumowanie

Woda jest najważniejszym składnikiem dawki pokarmowej, bywa jednak niedoceniana. Analiza żywienia zwierząt powinna zaczynać się właśnie od kwestii związanych z wodą. Dostęp do czystej i świeżej wody jest bowiem podstawą prawidłowego żywienia.

Piśmiennictwo

- Scheibe K.M., Eichhorn K., Kalz B., Streich W.J., Scheibe A.: Water Consumption and Watering Behavior of Przewalski Horses (*Equus ferus przewalskii*) in a Semireserve. *Zoo Biology* 1998, 17, 181–192.
- Hampson B.A., de Laat M.A., Mills P.C., Pollitt C.C.: Distances travelled by feral horses in 'outback' Australia. *Equine Vet. J.* 2010, 38 (Supplement), 582–586.
- Rumbaugh G.E., Carlson G.P., Harrold D.: Urinary production in the healthy horse and in horses deprived of feed and water. *Am. J. Vet. Res.* 1982, 43, 735–737.
- Groenendyk S., English P.B., Abetz L.: External balance of water and electrolytes in the horse. *Equine Vet. J.* 1988, 20, 189–193.
- Mejdell C.M., Simensen E., Bøe K.E.: Is snow a sufficient source of water for horses kept outdoors in winter? A case report. *Acta Vet. Scand.* 2005, 46, 19–22.
- Brinkmann L., Gerken M., Riek A.: Seasonal changes of total body water and water intake in Shetland ponies measured by an isotope dilution technique. *J. Anim. Sci.* 2013, 91, 3750–3758.
- Holcomb K.E., Tucker C.B., Stull C.L.: Physiological, behavioral, and serological responses of horses to shaded or unshaded pens in a hot, sunny environment. *J. Anim. Sci.* 2013, 91, 5926–5936.
- Houpt K.A., Eggleston A., Kunkle K., Houpt T.R.: Effect of water restriction on equine behaviour and physiology. *Equine Vet. J.* 2000, 32, 341–344.
- Andruskevich S.M., Perry P., Houpt K., Houpt T.R.: The relation of maternal fluid balance to offspring passive immunity. *Physiol. Behav.* 2013, 122, 155–158.
- Crowell-Davis S.L., Houpt K.A., Carnevale J.: Feeding and drinking behavior of mares and foals with free access to pasture and water. *J. Anim. Sci.* 1985, 60, 883–889.
- Martin R.G., McMeniman N.P., Dowsett K.E.: Milk and water intakes of foals sucking grazing mares. *Equine Vet. J.* 1992, 24, 295–299.

- Flaminio M.J., Rush B.R.: Fluid and electrolyte balance in endurance horses. *Vet. Clin. North Am. Equine Pract.* 1998, 14, 147–158.
- McCutcheon L.J., Geor R.J.: Sweat fluid and ion losses in horses during training and competition in cool vs. hot ambient conditions: implications for ion supplementation. *Equine Vet. J.* 1996, 22 (Supplement), 54–62.
- Kohn C., Due M., Hall J., Lam K., Le Page O., Libdeck S., Ober C., Rhode C., Saville W.: Physiological responses of horses competing in the Good Luck Beijing-HKSAR 10th Anniversary Cup CCI2*, Hong Kong, August 2007. *Comparative Exercise Physiology* 2011, 7, 201–207.
- Sampieri F., Schott H.C. 2nd, Hinchcliff K.W., Geor R.J., Jose-Cunilleras E.: Effects of oral electrolyte supplementation on endurance horses competing in 80 km rides. *Equine Vet. J.* 2006, 36 (Supplement), 19–26.
- Fonnesbeck P.V.: Consumption and Excretion of Water by Horses Receiving All Hay and Hay-Grain Diets. *J. Anim. Sci.* 1968, 27, 1350–1356.
- Williams S., Horner J., Orton E., Green M., McMullen S., Mobasher A., Freeman S.L.: Water intake, faecal output and intestinal motility in horses moved from pasture to a stabled management regime with controlled exercise. *Equine Vet. J.* 2015, 47, 96–100.
- Kronfeld D.S.: Dietary fat affects heat production and other variables of equine performance, under hot and humid conditions. *Equine Vet. J.* 1996, 22 (Supplement), 24–34.
- Nyman S., Dahlborn K.: Effect of water supply method and flow rate on drinking behavior and fluid balance in horses. *Physiol. Behav.* 2001, 73, 1–8.
- Kristula M.A., McDonnell S.M.: Drinking water temperature affects consumption of water during cold weather in ponies. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1994, 41, 155–160.
- McDonnell S.M., Kristula M.A.: No effect of drinking water temperature (ambient vs. chilled) on consumption of water during hot summer weather in ponies. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1996, 49, 159–163.
- Butudom P., Barnes D.J., Davis M.W., Nielsen B.D., Eberhart S.W., Schott H.C. 2nd: Rehydration fluid temperature affects voluntary drinking in horses dehydrated by furosemide administration and endurance exercise. *Vet. J.* 2004, 167, 72–80.

Lek. wet. mgr inż. zoot. mgr biol. Adam Mirowski, Katedra Nauk Morfologicznych, Wydział Medycyny Weterynaryjnej SGGW, ul. Nowoursynowska 159, 02-776 Warszawa, e-mail: adam_mirowski@o2.pl

Zasady dobrej praktyki weterynaryjnej w leczeniu koni

Zbigniew Wróblewski¹, Adam Wojtaszek²

z Gabinetu Weterynaryjnego w Pisz¹ oraz Wojewódzkiego Inspektoratu Weterynarii w Olsztynie²

Koniowate (Equidae) to rodzina ssaków z rzędu nieparzystokopytnych. Są reprezentowane przez jeden rodzaj *Equus*, do którego należą dziko żyjące konie, zebry i osły oraz gatunki udomowione: koń domowy (*Equus caballus*) i osioł domowy (*Equus asinus*).

Konie, osły i muły (mieszzańce międzygatunkowe klaczy konia domowego z ogierem osłem) są jedynymi dużymi zwierzętami hodowanymi przez człowieka, które mają zarówno status zwierzęcia towarzyszącego, jak

rzeźnego. W związku z tym lekarz leczący koniowate, dbając o bezpieczeństwo żywności pochodzenia zwierzęcego, musi przestrzegać specjalnych zasad dobrej praktyki weterynaryjnej odnoszących się do tych zwierząt.

Wywiad

Duże znaczenie ma odpowiednie przeprowadzenie wywiadu, gdyż zwierzęta te często są przedmiotem handlu i są przemieszczane na duże odległości. Nierzadko zmiana

właściciela nie jest odnotowywana w dokumentach. Ponadto konie często przebywają w miejscach odległych od miejsca zamieszkania właścicieli, gdyż oddawane są do treningu lub wypożyczane bądź przebywają w tzw. pensjonatach. Osoby handlujące końmi zwykle nie dokonują zmian w paszporcie w rubryce dotyczącej właściciela i przetrzymują konie w swoich stajniach. W wywiadzie lekarz powinien uzyskać informację, czy koń był leczony, jeżeli leki nie były wpisane w dokumencie identyfikacyjnym i czy właściciel ma książkę leczenia zwierząt (dokumentację lekarsko-weterynaryjną i ewidencję leczenia) bądź dokument nabycia weterynaryjnego produktu leczniczego, który sam zastosował.

Ustalenie tożsamości konia

Lekarz weterynarii musi dokonać identyfikacji konia na podstawie jego paszportu.

TRZY DOBRE SPOSOBY

NOROMECTIN
PRAZIQUANTEL
DUO

PARAMECTIN
PASTA

DINALGEN
150 MG/ML



WYSKALOWANA
STRZYKAWKA
1 TUBA / WYSTARCZY
DLA KONIA
700 KG

WYSKALOWANA
STRZYKAWKA
1 TUBA / WYSTARCZY
DLA KONIA
700 KG



Ketoprofen •
Iwermektyna •
Iwermektyna •
+ Prazykwantel



Wysoka skuteczność
w ograniczaniu stanu
zapalnego i bólu.
Schorzenia
układu ruchu,
ból pooperacyjny,
ból trzewny*

Pełna informacja o produktach na www.scanvet.pl oraz wewnętrzny numer

DOBRCZE DBAJ, BO WARTO!



Jeśli szukasz
czegoś więcej

ScanVet
POLAND

www.scanvet.pl

*) terapia łącznie z leczeniem przyczynowym

GANADOL

JEDYNY NIEODWRACALNY INHIBITOR CYKLOOKSYGENAZY

KWAS ACETYLOSALICYLOWY

600 mg/g

PROSZEK DO PODANIA W WODZIE
DO PICIA DLA BYDŁA, ŚWIŃ I KUR

PRZECIWPALNY
PRZECIWBÓLOWY
PRZECIWGORĄCZKOWY
PRZECIW AGREGACJI PŁYTEK KRWI

CAŁKOWICIE ROZPUSZCZALNY W WODZIE

TSS TOTAL
SOLUBILITY
SYSTEM



start



po 5 minutach



po 15 minutach



Paszport zgodnie z przepisami musi zawsze towarzyszyć koniom, co wynika z rozporządzenia Komisji (WE) nr 504/2008, rozdział IV art. 1. Na żądanie lekarza weterynarii paszport powinien być okazany najpóźniej w ciągu trzech godzin. Jeżeli lekarz weterynarii stwierdzi brak dokumentu identyfikacyjnego konia, to ma obowiązek powiadomić o tym właściwego miejscowo powiatowego lekarza weterynarii, który według obowiązującego prawa jest organem decyzyjnym w zakresie kontroli tożsamości i jej weryfikacji odnośnie do zwierząt z rodziny koniowatych. Powiatowy lekarz weterynarii na podstawie analizy ryzyka, biorąc pod uwagę historię konia, dokonuje oceny możliwości przyznania koniowi statusu zwierzęcia rzeźnego. W przypadku braku paszportu lekarz weterynarii powinien odrębnie opisać konia, uwzględniając jego typ lub rasę, maść, wiek, płeć, szczególnie charakterystyczne odmiany, wicherki, palenia i bliźny. Leczonego konia musi być dokładnie zidentyfikowany przez lekarza weterynarii na podstawie opisu, a w przypadku koni, które mają wszczepiony transponder, należy dokonać jego odczytu i zweryfikować go z numerem wpisanym w paszporcie. W przypadku niezgodności opisu i numeru transpondera należy zweryfikować paszport, powiadamiając o tym powiatowego lekarza weterynarii. Obecnie niezbędnym wyposażeniem lekarza leczącego konie jest czytnik transponderów, a cena za badanie konia powinna również uwzględnić jego identyfikację.

Ustalenie statusu konia

Lekarz weterynarii przed podjęciem leczenia musi wiedzieć, czy ma do czynienia z koniem rzeźnym, czy wykluczonym z uboju. Wyboru co do dalszych losów konia dokonuje właściciel (posiadacz) zwierzęcia, określając jego status przez wypełnienie oświadczenia w dokumencie identyfikacyjnym konia (paszporcie). Przy kontroli tożsamości konia w paszportach bardzo rzadko jednak spotyka się podpisane oświadczenie właściciela o nieprzeznaczeniu konia do spożycia przez ludzi (sekcja VIII, część III; w starym wzorze paszportu: sekcja IX, część III). Fakt ten powoduje, że wszystkie leczone konie bez wypełnionego omawianego oświadczenia muszą być traktowane jako konie rzeźne i lekarz weterynarii ma obowiązek wypełniania części III wymienionej sekcji, czyli historii leczenia konia. Koniowate, których tkanki są przeznaczone do spożycia przez ludzi (konie rzeźne), podlegają zupełnie innym procedurom prawnym. Ze względu na bezpieczeństwo żywności pochodzenia zwierzęcego decyzją Komisji Wspólnot Europejskich (2000/68/WE)

z 22 grudnia 1999 r., zmieniono decyzję Komisji 93/623EWG i ustanowiono identyfikację hodowlanych i rzeźnych zwierząt z rodziny koniowatych. Dokonano wówczas wielu zmian, m.in. ustalono, że konie otrzymują dożywotni numer identyfikacyjny, a do paszportu dodano załącznik: sekcja IX. Leczenie lekami. Kluczowym elementem tego dokumentu z punktu widzenia bezpieczeństwa żywności jest część III. Rejestr leczenia koni. Podstawową sprawą dla ustalenia statusu konia jest jego dokładna identyfikacja, żeby mieć pewność co do tożsamości zwierzęcia, któremu podano leki.

Leczenie

Leczenie koni wyłączonych na podstawie oświadczenia właściciela z łańcucha żywieniowego

Jeżeli koń nie jest zwierzęciem rzeźnym, wówczas nie obowiązuje szereg obostrzeń związanych z leczeniem, poza przepisami związanymi ze stosowaniem prawa farmaceutycznego, czyli stosowaniem leków zarejestrowanych dla koni lub stosowaniem tak zwanej kaskady, gdy w uzasadnionych przypadkach stosowany lek nie jest przeznaczony dla koniowatych, a trzeba go użyć w celu ratowania zdrowia czy życia konia. U koni sportowych dodatkowo istnieje zakaz stosowania środków dopingujących z listy opublikowanej na stronie internetowej przez Międzynarodową Federację Jeździecką (FEI). Lekarz weterynarii w przypadku leczenia koni wyłączonych na podstawie oświadczenia właściciela z łańcucha żywieniowego nie musi wypełniać historii leczenia w dokumencie identyfikacyjnym zwierzęcia.

Leczenie koni przeznaczonych na ubój do spożycia przez ludzi

Koniowate, których tkanki są przeznaczone do spożycia przez ludzi (konie rzeźne) podlegają zupełnie innym standardom leczenia. Ma to związek z rozporządzeniem Komisji (WE) nr 504/2008 z 6 czerwca 2008 r. wydanym na podstawie dyrektyw Rady 90/426/EWG i 90/427/EWG w odniesieniu do metod identyfikacji koniowatych, którego adresatem są wszystkie państwa członkowskie Wspólnoty. W związku z tym obowiązuje ono we wszystkich państwach Unii Europejskiej. Na tej podstawie zostało uchylone rozporządzenie ministra rolnictwa i rozwoju wsi z 28 lipca 2004 r. (Dz.U. 2004, nr 203, poz. 2083) w sprawie określenia wzoru paszportu konia i wzoru paszportu bydła.

Odnosząc się do leczenia artykuł 20 rozporządzenia (WE) 504/2008 brzmi następująco:

Principles of good veterinary practice in horses therapy

Wróblewski Z., Wojtaszek A., Veterinary Surgery in Pisz, Voivodal Veterinary Inspectorate in Olsztyn

This article aims at the presentation of some important aspects regarding horses therapy. The rules of horses identification are laid down in Commission Regulation (EC) No 504/2008. One of the primary aims of Regulation was to prevent the inadvertent or fraudulent slaughter animals which must be excluded from the food chain. These rules require the horse to be issued with a single passport having unique identification number. This passport also serves as a medical record for the horse over its lifetime. European Union veterinary legislation lays down rules on the slaughter of horses for human consumption after medicinal treatments. The legal obligation on the veterinary practitioner is to ascertain the status of the animal (food/non-food), before implementing the horse treatment. Horses treated with phenylbutazone or other medicines not authorized for food producing animals are prohibited from entering the food chain.

Keywords: horses, medicines, food chain.

„Koniowate przeznaczone do uboju w celu spożycia przez ludzi i historia leczenia.

- Zwierzę z rodziny koniowatych uważa się za przeznaczone do uboju w celu spożycia przez ludzi, o ile nie stwierdzono w sposób nieodwracalny, że nie jest przeznaczone do tego celu w części II sekcji IX dokumentu identyfikacyjnego, przy pomocy podpisu złożonego przez:
 - posiadacza lub właściciela, według jego uznania; lub
 - posiadacza i odpowiedzialnego lekarza weterynarii, działających zgodnie z art. 10 ust. 2 dyrektywy 2001/82/WE.
- Przed jakimkolwiek leczeniem zgodnie z art. 10 ust. 2 dyrektywy 2001/82/WE lub jakimkolwiek leczeniem w ramach stosowania produktu leczniczego, zatwierdzonego zgodnie z art. 6 ust. 3 wspomnianej dyrektywy, odpowiedzialny lekarz weterynarii określa status danego zwierzęcia z rodziny koniowatych albo – domyślnie – jako przeznaczone do uboju w celu spożycia przez ludzi, albo jako nieprzeznaczone do uboju w celu spożycia przez ludzi w części II, jak określono w części II sekcji IX dokumentu identyfikacyjnego.
- W sytuacji, gdy leczenie określone w ust. 2 niniejszego artykułu nie jest dopuszczalne w przypadku zwierzęcia z rodziny koniowatych przeznaczonego do uboju w celu spożycia przez ludzi, odpowiedzialny lekarz weterynarii zapewnia,

że na mocy odstępstwa przewidzianego w art. 10 ust. 2 dyrektywy 2001/82/WE przedmiotowe zwierzę z rodziny koniowatych jest uznane w sposób nieodwracalny za nieprzeznaczone do uboju w celu spożycia przez ludzi, poprzez:

- a) wypełnienie i podpisanie zmiany w części II sekcji IX dokumentu identyfikacyjnego; oraz
 - b) unieważnienie części III sekcji IX dokumentu identyfikacyjnego.
4. W sytuacji, gdy zwierzę z rodziny koniowatych ma zostać poddane leczeniu na warunkach określonych w art. 10 ust. 3 dyrektywy 2001/82/WE, odpowiedzialny lekarz weterynarii wprowadza w części III sekcji IX dokumentu identyfikacyjnego wymagane dane szczegółowe dotyczące produktu leczniczego zawierającego substancje niezbędne do leczenia zwierząt z rodziny koniowatych, wyszczególnione w rozporządzeniu (WE) nr 1950/2006⁷.

Przed przystąpieniem do leczenia lekarz ma obowiązek poinformować właściciela o terapii konia, używanych lekach i konsekwencjach zastosowanego leczenia (okres karencji lub utrata statusu konia rzeźnego). Ogólną zasadą jest stosowanie leków zarejestrowanych dla koni rzeźnych. Stosowanie produktów leczniczych w leczeniu koni, których tkanki są przeznaczone do spożycia przez ludzi, zobowiązuje lekarza do zapoznania się z ulotką informacyjną załączoną do produktu leczniczego, a najlepiej z charakterystyką produktu leczniczego. Musi ona zawierać informację o tym, czy produkt leczniczy jest dopuszczony do stosowania dla koni rzeźnych oraz jaki jest okres karencji dla tkanek, który musi być liczony od daty i godziny ostatniego podania produktu. Termin karencji (oczekiwania) dla tkanek i narządów konia do uboju musi być zgodny ze wskazaniami podmiotu odpowiedzialnego. Każdorazowe zapoznanie się z informacją o produkcie leczniczym jest o tyle ważne, że często zdarza się, iż produkty lecznicze w przeszłości dopuszczone do stosowania u koni rzeźnych utraciły ważność wpisu do rejestru lub zostały zmienione okresy karencji bądź w wyniku przeprowadzonych badań nie mogą być obecnie w ogóle stosowane u koni. Nie można polegać na doświadczeniu i pamięci, że lek stosowano od lat i nie było problemów z karencją.

Zawsze najważniejsza jest informacja podana przez podmiot odpowiedzialny dla danej partii leków. Może się bowiem zdarzyć, że pomimo stosowania się do założeń podmiotu odpowiedzialnego pozostałości substancji będą w tkankach i zostaną wykryte. Można mieć wówczas do czynienia z niepożądanym działaniem leku, ale jeżeli dokumentacja zakupu produktu

leczniczego i jego stosowania była prawidłowo prowadzona, wówczas odpowiedzialność za ten fakt jest przenoszona na podmiot odpowiedzialny.

Zabronione jest stosowanie produktów leczniczych zawierających określoną substancję farmakologicznie czynną w preparatach, dla których wydano pozwolenie dla tego samego wskazania do stosowania w innej postaci lub formie dla innych gatunków zwierząt, jeżeli są dopuszczone produkty z tą samą substancją farmakologicznie czynną i tym samym wskazaniem, ale w innej postaci, formie lub drodze podania, dla których wydano pozwolenie dla koni. Dobitym przykładem tej nieprawidłowości jest stosowanie w ramach złe pojętej oszczędności do odrobaczania koni iniekcyjnej iwermektyny dopuszczonej do stosowania u bydła, gdy są dopuszczone preparaty z tą samą substancją farmakologicznie czynną dla koni. W tym przypadku mogą u koni wystąpić działania niepożądane. Nie jest również określony okres karencji tego preparatu dla koni, a w przypadku ujawnienia stosowania tego leku może dojść do pozbawienia danego konia statusu konia rzeźnego.

Może się zdarzyć, że dla danego gatunku lub wskazań nie ma produktu leczniczego weterynaryjnego dopuszczonego do obrotu na terenie Polski. W takich przypadkach dla ratowania życia i zdrowia pacjenta oraz ograniczenia jego cierpienia można odstąpić od zasady stosowania leków zgodnie z pozwoleniem na dopuszczenie do obrotu. Sposób postępowania w takich przypadkach jest ściśle określony w rozporządzeniu ministra zdrowia z 27 listopada 2008 r. (Dz.U. nr 217, poz. 1388) w sprawie sposobu postępowania przy stosowaniu produktów leczniczych, w sytuacji gdy brak jest odpowiedniego produktu leczniczego weterynaryjnego dopuszczonego do obrotu dla danego gatunku zwierząt, które stanowi implementację dyrektywy 2001/82/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z 6 listopada 2001 r. w sprawie wspólnotowego kodeksu odnoszącego się do weterynaryjnych produktów leczniczych (Dz.U. L 311 z 28.11.2001).

Zasadą stosowania kaskady w ordynowaniu produktów leczniczych jest korzystanie z kolejnej opcji dopiero wtedy, gdy nie ma możliwości skorzystania z poprzedniej. Zgodnie z wymienionym aktem prawnym lekarz weterynarii, który korzystając z zasady kaskady, zastosował u zwierząt, których tkanki lub produkty są przeznaczone do spożycia przez ludzi, produkty lecznicze, w tym także leki recepturowe, określa każdorazowo właściwy okres karencji (oczekiwania) – w przypadku tkanek jadalnych pochodzących od ssaków nie może on być krótszy niż 28 dni. Lekarz weterynarii ponadto jest

zobowiązany do zamieszczenia w dokumentach leczenia następujących informacji: datę badania zwierzęcia, rozpoznanie choroby, dane właściciela, opis leczonych zwierząt i ich liczbę, czas trwania leczenia i okres karencji. Przy ustalaniu okresu karencji należy brać pod uwagę rozporządzenie Komisji UE nr 122/2013 z 12 lutego 2013 r. zmieniające rozporządzenie (WE) nr 1950/2006, które ustanawia, zgodnie z dyrektywą 2001/82/WE Parlamentu Europejskiego i Rady w sprawie wspólnotowego kodeksu odnoszącego się do weterynaryjnych produktów leczniczych, wykaz substancji niezbędnych do leczenia zwierząt z rodziny koniowatych, zawierające w załączniku wykaz substancji niezbędnych do leczenia zwierząt koniowatych przeznaczonych do uboju (*Wykaz substancji istotnych w leczeniu zwierząt z rodziny koniowatych oraz substancji przynoszących dodatkowe korzyści kliniczne w porównaniu z innymi możliwościami leczenia dostępnymi dla zwierząt z rodziny koniowatych*). Dokument ten dopuszcza stosowanie substancji zwanych w dokumencie „niezbędnymi”, wymienionych w wykazie będącym załącznikiem do wspomnianego rozporządzenia, pod rygorem okresu karencji trwającej co najmniej 6 miesięcy od ostatniego podania i fakt ten musi być odnotowany w historii leczenia w dokumencie identyfikacyjnym (paszporcie) zgodnie z instrukcją tam zawartą. Wykaz ten jest co pewien czas aktualizowany.

Istnieją substancje farmakologicznie czynne, dla których maksymalny poziom pozostałości (MLP/MRL) nie może być ustalony, są one wymienione w tabeli 2 (Substancje zakazane) rozporządzenia Komisji (UE) 37/2010 z 22 grudnia 2009 r. (UE L15/1, 20.1.2010) w sprawie substancji farmakologicznie czynnych i ich klasyfikacji w odniesieniu do maksymalnych limitów pozostałości w środkach spożywczych pochodzenia zwierzęcego, które niezależnie od poziomu ich zawartości w środkach spożywczych są niebezpieczne dla zdrowia konsumentów. Są to: *Aristolochia* spp. oraz jej przetwory, chloramfenikol, chloroform, chloropromazyna, dapson, dimetridazol, kolchicina, metronidazol, nitrofurany włącznie z furazolidonem, ronidazol. Ich stosowanie w krajach unijnych jest zakazane. Zastosowanie którejkolwiek z wymienionych zakazanych substancji farmakologicznie czynnych powoduje całkowite pozbawienie koniowatych statusu zwierzęcia rzeźnego.

Niektóre z tych substancji są nadal używane w lecznictwie ludzi pod szczególnym rygorem stosowania.

Jak widać z przytoczonych przepisów, leczenie koni przeznaczonych na ubój do celów spożycia przez ludzi wymaga od lekarza leczącego konie preparatami

niemającymi rejestracji dla koni rzeźnych wnikliwej analizie obowiązujących przepisów oraz aktualnej wiedzy z zakresu farmakologii, gdyż określając okres karencji, bierze on na siebie prawną odpowiedzialność za bezpieczeństwo żywności pochodzenia zwierzęcego.

Dokumentacja leczenia koni przeznaczonych na ubój do celów spożycia przez ludzi

Po zakończeniu leczenia lekarz weterynarii, w przypadku koni przeznaczonych na ubój, wypełnia czytelnie i zgodnie z instrukcją zawartą w dokumencie identyfikacyjnym część III paszportu oraz powinien przekazać właścicielowi książkę leczenia zwierzęcia, którego tkanki są przeznaczone do spożycia przez człowieka. Niestety, ten dokument nie jest przekazywany w przypadku sprzedaży koni i zazwyczaj nie jest okazywany lekarzowi weterynarii, dlatego jedyną wiarygodną informacją jest wpis o leczeniu dokonany w paszporcie.

W przypadku utraty paszportu koń zazwyczaj traci status konia rzeźnego. Właściciel (posiadacz) zwierzęcia musi być pouczony, że to on ponosi ryzyko prawnej odpowiedzialności związanej z bezpieczeństwem żywności w przypadku stwierdzenia w mięsie ubitego konia substancji

niedozwolonych lub pozostałości substancji ponad dozwoloną normę w przypadku, gdy sam leczył zwierzę oraz w przypadku, gdy w paszporcie nie dokonano wpisu o leczeniu konia.

Zwierzę koniowate przeznaczone do uboju musi spełniać zatem szereg warunków związanych z bezpieczeństwem żywności, a historia konia zawarta w paszporcie musi być wiarygodna, gdyż jest to jedyny dokument, który musi przyżyciowo towarzyszyć koniowatym. Praktyka wskazuje, że hodowcy koni zimnokrwistych w większości dbają o status koni rzeźnych i mają świadomość konieczności zachowania dobrej jakości tych koni. Największe zagrożenie dla bezpieczeństwa żywności stanowią konie użytkowane w sporcie lub rekreacji albo używane do pokazów. Konie te w przypadku leczenia są często przedstawiane jako zwierzęta, które nie będą przeznaczone na ubój i w związku z tym w paszporcie historia leczenia nie jest tam ujęta. Niestety, po paru latach są one przedmiotem handlu i trafiają na ubój jako konie rzeźne. W takich przypadkach w pobranych poubojowo próbach stwierdzane są pozostałości leków, np. obecność fenylbutazonu w mięsie koni w Czechach. Gorszej jakości tanie mięso z nich uzyskane może również, jak wskazuje praktyka, służyć do działalności przestępczej – do fałszowania

mięsa innych gatunków zwierząt i przetworzonej żywności pochodzenia zwierzęcego. Tego typu praktyki stosowane są w wielu krajach, a ujawniony problem jest najczęściej mocno nagłaśniany przez media. Efektem jest brak wiarygodności w przestrzeganiu zasad bezpieczeństwa żywności w danym kraju, spadek cen i popytu na konie rzeźne. Obecna sytuacja ekonomiczna na rynku koni rzeźnych w Polsce wymaga zatem ścisłego przestrzegania obowiązującego prawa związanego z bezpieczeństwem żywności, aby w odczuciach klientów mięso koni polskiej hodowli kojarzyło się z dobrą jakością i bezpieczeństwem dla zdrowia konsumentów.

Lekarze weterynarii zawsze w przypadku leczenia koni o nieokreślonym przez właściciela statusie powinni brać pod uwagę bezpieczeństwo żywności oraz zasady etyki zawodowej i nie wydawać leków bez zbadania zwierzęcia.

Większość starszych polskich koni używanych w sporcie i rekreacji, mających według paszportów status koni przeznaczonych na ubój do spożycia przez ludzi nie posiada wpisów ani o leczeniu ani odrobaczeniu. Czy mamy najzdrowsze konie w Europie?

Lek. wet. Zbigniew Wróblewski, e-mail: zbigwrob@op.pl



25 LAT
1990-2015

Przedsiębiorstwo Farmaceutyczne Okoniewscy
"VETOS-FARMA" Sp. z o.o.

ul. Dzierżoniowska 21
58-260 Bielawa
tel. +48 (074) 833-45-65
fax +48 (074) 833-56-69
biuro@vetos-farma.com.pl

www.vetos-farma.com.pl

Pierwszy na RYNKU SZAMPON dla koni, bydła, psów i kotów Laktoderm



Przeznaczony
do mycia sierści zwierząt
ze skłonnością do
ŁUPIEŻU I GRZYBICY.

JUŻ W SPRZEDAŻY

Infestations with the nematodes in domestic and laboratory rodents and lagomorphs

Jańczak D.¹, Barszcz K.², Cielecka D.¹, National Institute of Public Health-National Institute of Hygiene, Department of Medical Parasitology, Warsaw¹, Department of Morphological Sciences, Faculty of Veterinary Medicine, Warsaw University of Life Sciences-SGGW²

This article aims at the presentation of oxyurids infestations in small mammals. Hamsters, rats, mice, gerbils and rabbits are among animals which are most frequently kept as pets. These species are also used as laboratory animals worldwide. Parasitic diseases may cause serious health problems both in the laboratory animals colonies and in companion animals. Pinworms are the most common nematodes infecting these small mammals. Here, we present life cycles and pathogenicity of oxyurids species infecting rodents and lagomorphs. The aim of this review was also to describe treatment and prophylactic measures applied to control diseases caused by these nematodes.

Keywords: rodents, lagomorphs, pinworms, nematodes.

Gryzonie i zajęczaki chętnie utrzymywane w domach bądź jako zwierzęta doświadczalne bardzo często zarażone są różnymi pasożytami (1). Należy zaznaczyć, że przy nieodpowiedniej opiece powstaje realne niebezpieczeństwo przeniesienia niektórych zakażeń na człowieka, jak np. w przypadku giardiozy lub kryptosporydiozy. Ponadto u zwierząt laboratoryjnych inwazje pasożytnicze mają istotne znaczenie dla przebiegu prowadzonych doświadczeń.

Owsiki z rodziny Oxyuridae to niewielkich rozmiarów pasożytnicze nicienie (Nematoda). Zaliczane są do robaków obłych, a ich ciało pokryte jest elastycznym,

Inwazje nicieni u gryzoni i zajęczaków w warunkach hodowli domowej i laboratoryjnej

Dawid Jańczak¹, Karolina Barszcz², Danuta Cielecka¹

z Zakładu Parazytologii Lekarskiej Narodowego Instytutu Zdrowia Publicznego – Państwowego Zakładu w Warszawie¹ oraz Katedry Nauk Morfologicznych Wydziału Medycyny Weterynaryjnej w Warszawie²

wielowarstwowym oskórkiem (*cuticula*). U owsików bardzo dobrze wyrażony jest dymorfizm płciowy. Samce są zazwyczaj mniejsze od samic, a ich tylny koniec ciała jest zagięty na stronę brzuszną oraz wyposażony w narządy kopulacyjne. U samic po stronie brzusznej znajduje się szpara sromowa (*vulva*; **ryc. 2**), której położenie w różnej odległości od otworu gębowego ma znaczenie diagnostyczne i jest pomocne w określeniu gatunku nicienia. Owsiki czerpią pokarm z treści pokarmowej jelita żywiciela, a ich metabolizm jest zasadniczo beztlenowy (2, 3).

U zwierząt domowych i laboratoryjnych inwazje jelitowe wywołuje kilka gatunków małych nicieni należących do dwóch rodzin Oxyuridae i Heteroxynematidae. Do gatunków owsików najczęściej występujących u gryzoni należą: *Syphacia obvelata*, *S. muris*, *S. mesocriceti*, *Aspicularis tetraptera*, *Dentostomella translucida*, zaś u królików – *Passalurus ambiguus* (**tab. 1**; 3, 4, 5, 6, 7).

Rodzaj *Syphacia*

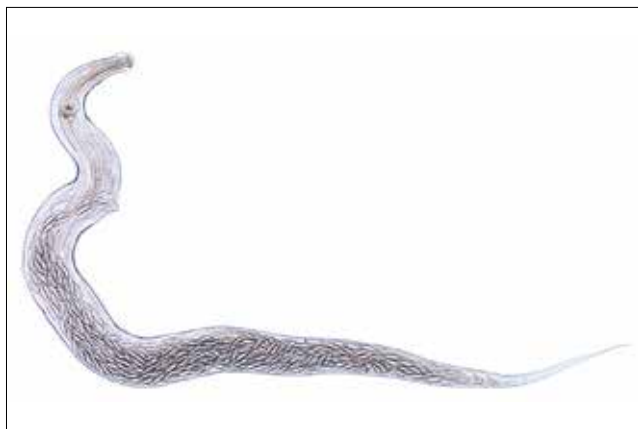
Dwa gatunki z rodziny Oxyuridae *Syphacia obvelata* i *S. muris* należą do najczęściej notowanych owsików u hodowanych gryzoni.

Syphacia obvelata (**ryc. 1, 2, 3**) bytuje w jelicie ślepym i okrężnicy myszy, szczurów, myszokoczków oraz chomików.

Ekstensywność inwazji może być wysoka, w przebadanych populacjach myszy laboratoryjnych sięgała powyżej 90% (8), a w przypadku chomików pochodzących ze sklepów zoologicznych wynosiła nawet 40% (9). Udowodniono eksperymentalnie, iż *S. obvelata* może przenosić się między różnymi gatunkami gryzoni (10).

Cykl życiowy pasożyta jest prosty i odbywa się z udziałem tylko jednego żywiciela. Do zarażenia dochodzi poprzez zjedzenie inwazyjnych jaj (**ryc. 4**). Już po 2 godzinach larwy wykluwają się i przemieszczają do jelita ślepego, gdzie linieją i dojrzewają płciowo. Samice zostają zapłodnione po 5 dniach, a po kolejnych 4 są zdolne do składania jaj. Okres prepatentny wynosi 11–15 dni (4, 11). Dojrzała samica przemieszcza się z jelita ślepego do odbytnicy i składa jaja na skórze w okolicy odbytu. Dojrzewanie jaj do stadium inwazyjnego odbywa się w ciągu 5–20 godzin. Możliwe jest także zjawisko retroinfekcji, gdy wyklute na skórze larwy wstępują przez odbyt do okrężnicy.

Syphacia muris jest najczęściej odnotowywanym owsikiem szczurów, rzadziej myszy. Doświadczalnie udowodniono także możliwość przeniesienia inwazji między różnymi gatunkami gryzoni. Jego cykl życiowy jest zbliżony do cyklu *S. obvelata*, jednak okres prepatentny jest krótszy i wynosi 8 dni. Zaobserwowano



Ryc. 1. Samica owsika *Syphacia obvelata* z jelita myszokoczątka (*Meriones unguiculatus*) znaleziona w kale. Widoczna macica wypełniona jajami i wąski, ostro zakończony ogon (fot. Dawid Jańczak)



Ryc. 2. Szpara sromowa (*vulva*) samicy owsika *Syphacia obvelata* (fot. Dawid Jańczak)

też większą tendencją do składania jaj przez samice *S. muris* na skórze w okolicy odbytu w porach wieczornych w cyklu 24-godzinnym, czego nie stwierdzono u *S. obvelata* (11, 12).

Ponadto u laboratoryjnych chomików syryjskich na Alasce opisany został inny gatunek *S. mesocriceti*, dotychczas rzadki i słabo poznany (11).

Rodzaj *Aspiculuris*

Aspiculuris tetraptera (ryc. 5), rodzina Heteroxynematidae, bytuje w okrężnicy oraz jelicie ślepym gryzoni, głównie myszy i szczurów, także u chomików. Ekstensywność inwazji w populacjach laboratoryjnych myszy sięga prawie 95%, a w przypadku laboratoryjnych szczurów 47% (13). Obecność *A. tetraptera* stwierdzono u ponad 7% przebadanych chomików pochodzących ze sklepów zoologicznych (9).

Cykl życiowy pasożyta jest prosty. Do zarażenia zwierząt dochodzi poprzez zjedzenie inwazyjnych jaj (ryc. 6). Z jaj wykluwają się larwy, które po wylince wnikają do krypty Liber Kühna w okrężnicy, gdzie pozostają przez 5 dni. Następnie wracają do światła jelita i przemieszczają się do części wstępującej okrężnicy, gdzie przechodzą kolejną wylinkę i dojrzewają płciowo.

Tabela 1. Gatunki nicieni z rodziny Oxyuridae i ich żywiciela

Gatunek owsika	Gatunek żywiciela
<i>Syphacia obvelata</i>	mysz, szczur, chomik, myszokoczek
<i>Syphacia muris</i>	szczur, mysz, chomik, myszokoczek
<i>Syphacia mesocriceti</i>	chomik
<i>Aspiculuris tetraptera</i>	mysz, szczur, chomik, myszokoczek
<i>Dentostomella translucida</i>	myszokoczek
<i>Passalurus ambiguus</i>	królik, zając

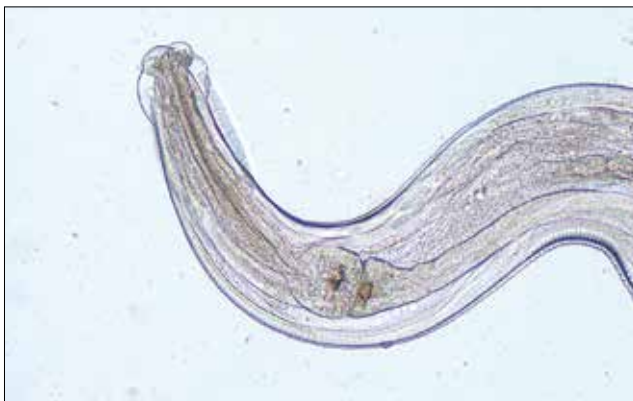
Samce dojrzewają w ciągu 20 dni, a samice 23 dni, zatem okres prepatentny wynosi 23 dni (11). Aby złożyć jaja, dojrzale samice przemieszczają się do okrężnicy zstępującej. Składanie jaj jest przerywane lub okresowe, jednakże nie odnotowano regularnej cykliczności. Najwięcej jaj samice rodzą tuż przed wypróżnieniem się żywiciela. W ciągu 6 dni po wydaleniu w jajach rozwijają się postaci inwazyjne. Udowodniono eksperymentalnie, że jest możliwe zjawisko retroinfekcji.

Rodzaj *Dentostomella*

Dentostomella translucida (rodzina Heteroxynematidae) jest nicieniem występującym u myszokoczków zarówno

laboratoryjnych, jak i domowych. Pierwszy raz został opisany w 1932 r. u laboratoryjnych myszokoczków mongolskich (*Meriones unguiculatus*). Badania przeprowadzone na myszach wykazały, że są one odporne na zakażenia tym pasożytem (15).

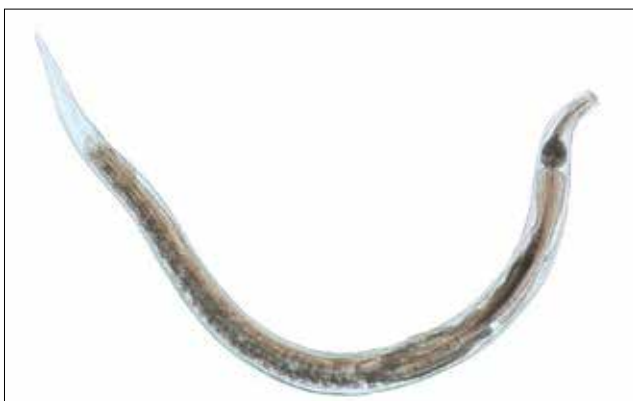
Cykl rozwojowy pasożyta jest prosty. Do zarażenia dochodzi poprzez zjedzenie inwazyjnych jaj, z których w jelicie cienkim wykluwają się larwy. Te, po osiągnięciu dojrzałości płciowej, przemieszczają się do okrężnicy, gdzie rodzą jaja. Okres prepatentny wynosi 25–29 dni (4, 5, 14). Jaja wydalane wraz z kałem stają się inwazyjne po kilku dniach. W dotychczasowym piśmiennictwie brak jest danych odnośnie do zjawiska retroinfekcji.



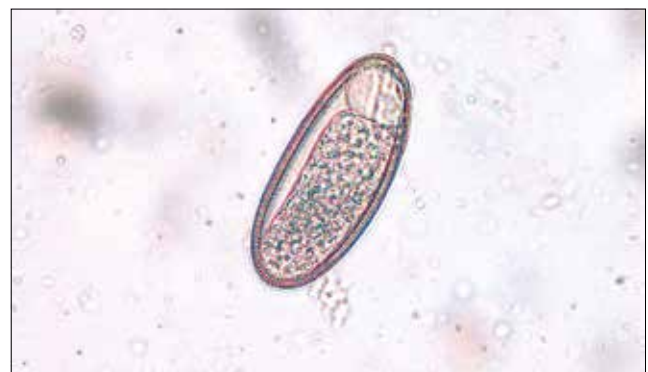
Ryc. 3. Część przednia ciała samicy *Syphacia obvelata*. Widoczny apikalnie położony otwór gębowy otoczony wargami oraz pęcherzykowatymi fałdami oskórka. Gardziel w tylnej części ma kuliste rozszerzenie (*bulbus*) (fot. Dawid Jańczak)



Ryc. 4. Jajo *Syphacia obvelata* w kale myszy (*Mus musculus*), rozmaz bezpośredni, powiększenie 400× (fot. Dawid Jańczak)



Ryc. 5. Samica nicienia *Aspiculuris tetraptera* z jelita myszy znaleziona w kale. Widoczne rozszerzenie gardzieli (*bulbus*) (fot. Dawid Jańczak)



Ryc. 6. Jajo *Aspiculuris tetraptera* w kale chomika syryjskiego (*Mesocricetus auratus*), metoda flotacji, powiększenie 400×. Widoczne jest charakterystyczne zeberkowanie ściany jaja (fot. Dawid Jańczak)



Ryc. 7. Jajo *Passalurus ambiguus* w kale królika (*Oryctolagus cuniculus*), metoda flotacji, powiększenie 800× (fot. Dawid Jańczak)

Rodzaj *Passalurus*

Passalurus ambiguus (rodzina Oxyuridae), znany także jako *Oxyuris ambigua*, występuje u zajęczaków. Diagnostuje się go często u domowych i laboratoryjnych królików.

Cykl życiowy pasożyta jest prosty. Z jaj w jelicie cienkim wylęgają się larwy, które migrują do jelita ślepego. Umieszcwiają się w kryptach błony śluzowej jelita, gdzie linieją i dojrzewają płciowo. Okres prepatentny wynosi 56–64 dni (6, 11). Samice składają jaja w okrężnicy, które zaraz po wydaleniu z kałem są inwazyjne (ryc. 7). U królików w związku ze zjawiskiem koprofagii często dochodzi do autoinwazji na skutek zjadania inwazyjnych jaj z kałem.

Najważniejsze informacje dotyczące cykli rozwojowych nicieni z rodzin Oxyuridae i Heteroxynematidae zostały zestawione w tabeli 2.

Objawy kliniczne

Najczęściej zarażenie nicieniami jelitowymi przebiega bezobjawowo. W przypadku intensywnej inwazji owsików można zaobserwować powikłania: wgłobienie i zaczerwienienie jelita, wypadnięcie odbytu, słabe przyrosty masy ciała, szorstkość i zmatowienie okrywy włosowej (7). Odnotowano także przypadki migracji larw w organizmie. Niedojrzałe osobniki stwierdzono w mózgowiu oraz węzłach chłonnych kręzkowych u chomików.

Ekstensywność inwazji zależy od wielu czynników, m.in. płci, wieku, rasy, szczepu, statusu immunologicznego zwierzęcia. Według danych literaturowych częściej zarażone są samce oraz osobniki młode (4).

Diagnostyka

W celu wykrycia inwazji nicieni jelitowych, w wydalonym kale lub w okolicy odbytu, poszukuje się jaj oraz dorosłych postaci pasożytów. Można je uzyskać różnymi metodami.

Do wykazania w kale jaj robaków największe znaczenie mają metody zagęszczające materiał poprzez dekantację i flotację. Należy także zaznaczyć, że można je wykryć w preparatach bezpośrednich, sporządzonych z niewielkiej ilości kału uprzednio rozcieńczonego roztworem fizjologicznym, szczególnie przy intensywnej inwazji.

Jaja owsików należą do jaj „lekkich” (w przeciwieństwie do „ciężkich” jaj przywr), pozyskuje się je metodą flotacji z wykorzystaniem nasyconego roztworu soli kuchennej o c.wł. 1,2. Zamiennie można stosować roztwory: siarczanu cynku, siarczanu magnezu, azotanu sodu oraz stężony roztwór cukru o c.wł. 1,3. Świeżą próbkę kału należy zalać niewielką ilością soli fizjologicznej w celu uzyskania miękkiej konsystencji, a następnie wybranym nasyconym roztworem soli i dokładnie wymieszać. Tak uzyskany materiał przelewa się do płaskodennej próbkówki o wymiarach ok. 10 cm wysokości i 2 cm średnicy, aż do uzyskania menisku wypukłego.

Tabela 2. Najważniejsze informacje dotyczące cyklu rozwojowego nicieni u gryzoni i królików

Gatunek owsika	Umieszczenie w żywicielu	Miejsce składania jaj	Czas do uzyskania przez jaja inwazyjności	Retroinfekcja	Okres prepatentny
<i>Syphacia obvelata</i>	jelito ślepe, okrężnica	skóra w okolicy odbytu	5–20 godzin	tak	11–15 dni
<i>Syphacia muris</i>	jelito ślepe, okrężnica	skóra w okolicy odbytu	5–20 godzin	tak	7–8 dni
<i>Syphacia mesocriceti</i>	jelito ślepe, okrężnica	skóra w okolicy odbytu	5–20 godzin	tak	8–15 dni
<i>Aspiculuris tetraptera</i>	okrężnica	okrężnica	5–8 dni	możliwa	21–25 dni
<i>Dentostomella translucida</i>	jelito cienkie	okrężnica	5–10 dni	-	25–29 dni
<i>Passalurus ambiguus</i>	okrężnica	okrężnica	natychmiast inwazyjne	tak	56–64 dni

Tabela 3. Cechy morfologiczne jaj owsików oraz metody ich uzyskiwania

Gatunek owsika	Kształt jaj	Wymiary jaj		Metoda uzyskiwania jaj
		Długość	Szerokość	
<i>Syphacia obvelata</i>	sierpowaty	95–100 μm	33–55 μm	przyklepiec; flotacja – rzadko
<i>Syphacia muris</i>	sierpowaty	118–150 μm	33–52 μm	przyklepiec; flotacja – rzadko
<i>Syphacia mesocriceti</i>	bananowaty	130–140 μm	40–50 μm	przyklepiec; flotacja – rzadko
<i>Aspiculuris tetraptera</i>	piłki do rugby	89–93 μm	36–42 μm	flotacja
<i>Dentostomella translucida</i>	półksiężycowaty	115–140 μm	45–53 μm	flotacja
<i>Passalurus ambiguus</i>	owalny, lekko spłaszczony z jednej strony	93–103 μm	40–45 μm	flotacja

Na menisk należy nałożyć szkiełko nakrywkowe, które po 15–20 minutach ostrożnie przenosi się na szkiełko podstawowe. Preparat ogląda się pod mikroskopem w powiększeniu 100× i 400×.

W celu zwiększenia czułości metody z użyciem roztworów flotacyjnych można zastosować jej modyfikację z odwirowaniem. Kał rozmacza się i miesza w roztworze soli fizjologicznej. Gęstą mieszaninę kału o objętości 1 ml przenosi się do próbówki wirówkowej i dopełnia do 15 ml solą fizjologiczną. Próbówkę zakręca się i wiruje przez 2–3 min przy 2,5 tys. obrotów. Po odwirowaniu zlewa się supernatant, dopełnia solą fizjologiczną i po rozmieszaniu osadu ponownie odwirowuje. Po kolejnym zlanii supernatantu i dopełnieniu próbówki wybranym roztworem flotacyjnym, wiruje się przez 2–3 minuty przy tych samych obrotach. Po odwirowaniu szybko usuwa się grube cząstki kału z powierzchni roztworu i próbówkę dopełnia tym samym roztworem flotacyjnym, aż do uzyskania menisku wypukłego. Na menisk należy nałożyć szkiełko nakrywkowe na 15 minut i następnie przenieść je na szkiełko podstawowe. Preparat ogląda się pod mikroskopem w powiększeniu 100× i 400× (11, 17, 18, 19).

W przypadku gatunków nicieni, takich jak *S. obvelata* czy *S. muris*, które składają jaja w fałdach odbytu i na skórze,

materiał do badań można pobierać za pomocą przezroczystej taśmy samoprzylepnej. Klejącą stronę taśmy dociska się kilkakrotnie w okolicy odbytu zwierzęcia, a następnie nakleja na szkiełko podstawowe. Tak przygotowany preparat ogląda się pod mikroskopem w powiększeniu 100× i 400×. Materiał pobiera się również za pomocą patyczka z bawełnianą buławką zwilżoną 0,9% roztworem soli fizjologicznej. Wymazówkę wprowadza się delikatnie do odbytu, wykonując ruchy rotacyjne, które ograniczają ryzyko uszkodzenia błony śluzowej. Następnie pobrany materiał przenosi się na szkiełko podstawowe z kroplą soli fizjologicznej. Po nałożeniu szkiełka nakrywkowego preparat należy oglądać pod mikroskopem przy powiększeniu 100× i 400× (16).

Określenie gatunku u nicieni z rodziny Oxyuridae najczęściej opiera się na obserwacji jaj. Wymiary, kształt, struktura otoczek oraz struktury rozwijającego się zarodka wewnątrz jaja są zwykle wystarczające do oznaczenia gatunku (tab. 3, ryc. 4, 6, 7).

Często w badanych próbkach na powierzchni uformowanego kału albo przy oględzinach okolicy odbytu zwierzęcia można dostrzec dorosłe, niewielkie, 1–2-cm długości robaki, najczęściej samice. Wtedy określenie gatunku opiera się na wybranych cechach budowy oraz

wymiarach samic, z których najważniejszymi są: długość ciała, położenie szpary sromowej, długość i uformowanie gardzieli oraz części ogonowej, uformowanie skrzydełek oskórkowych w części głowowej (tab. 4, ryc. 1, 2, 3).

Profilaktyka i leczenie

Leczenie polega na eliminacji pasożytów z przewodu pokarmowego oraz usunięciu ich z otoczenia zwierzęcia. W zwalczaniu inwazji nicieni z rodzin Oxyuridae i Heteroxynematidae stosuje się szereg substancji, m.in. makrocykliczne laktony, benzimidazole, pyrantel. Na uwagę zasługuje fakt, że na polskim rynku nie są dostępne leki przeciwpasożytnicze dla gryzoni i zajęczaków. Dlatego też lekarze weterynarii wykorzystują preparaty przeznaczone dla innych gatunków z zastosowaniem odpowiednich dawek (tab. 5; 3, 4, 6, 13, 21, 22, 23).

Istotne znaczenie w zapobieganiu owsicy ma zapewnienie prawidłowych warunków zoohigienicznych zarówno w przypadku zwierząt domowych, jak i laboratoryjnych. Badania nad transmisją zarażeń w hodowlach gryzoni przeprowadzili Lytvynets i wsp. (20). Wykazali oni, że jaja owsików łatwo przenoszone są przez systemy wentylacyjne, sprzęt laboratoryjny oraz personel.

Tabela 4. Cechy morfologiczne nicieni z rodziny Oxyuridae ułatwiające ich rozpoznawanie

Gatunek owsika	Długość ciała		Cechy charakterystyczne	
	Samica	Samiec	Samica	Samiec
<i>Syphacia obvelata</i>	3,4–5,8 mm	1,1–1,5 mm	vulva w 1/7 przedniej części ciała; okrągła bańka przelyku	obecność 3 brodawek brzusznych
<i>Syphacia muris</i>	3,6–6,1 mm	1,1–1,7 mm	vulva w 1/6 przedniej części ciała	obecność 3 brodawek brzusznych
<i>Syphacia mesocriceti</i>	3,2–6,9 mm	1,1–1,5 mm	vulva w 1/8 przedniej części ciała	widoczne 3 silnie wystające brodawki brzuszne
<i>Aspiculuris tetraptera</i>	2,6–4,7 mm	2,0–4,0 mm	vulva w 1/4 przedniej części ciała	brak brodawek brzusznych
<i>Dentostomella translucida</i>	9,0–31,0 mm	6,0–13,0 mm	vulva w 1/2 przedniej części ciała	w pobliżu ogona wachlarzowata bursa
<i>Passalurus ambiguus</i>	9,0–11,0 mm	4,0–5,0 mm	vulva w 1/4 przedniej części ciała	brodawki brzuszne trudne do zauważenia

Tabela 5. Substancje stosowane do zwalczania inwazji owsików u gryzoni i królików

Substancja czynna	Dawka leku i stosowanie		Nazwa handlowa
	Gryzonie	Króliki	
Albendazol	25 mg/kg m.c., p.o., co 24 h przez 1–3 dni	7,5 mg/kg m.c., p.o., co 24 h przez 3 dni	Zentel, zawiesina 100 mg/5 ml GlaxoSmithKline
Fenbendazol	20 mg/kg m.c., p.o., co 24 h przez 5 dni	5–10 mg/kg m.c., p.o., co 7 dni przez 2 tygodnie	Fenbendazol, żel 100 mg/ml aniMedica
Mebendazol	40 mg/kg m.c., p.o., co 7 dni przez 3 tygodnie	20 mg/kg m.c., p.o., jedna dawka	Vermox, tabl. 100 mg, Delfarma
Tiabendazol	100 mg/kg m.c., p.o., co 24 h przez 5 dni	25–50 mg/kg m.c., p.o., co 7 dni przez 2 tygodnie	Mintezol, zawiesina 500 mg/5 ml Merck Sharp and Dohme
Iwermektyna	0,2–0,4 mg/kg m.c., s.c., co 7 dni przez 2 tygodnie	0,4 mg/kg m.c., s.c., co 7 dni przez 2 tygodnie	Vetamectin inj. 100 ml 1% Vet-Agro
Pyrantel	50 mg/kg m.c., p.o., jedna dawka	5–10 mg/kg m.c., co 7 dni przez 3 tygodnie	Pyrantelum – zawiesina doustna 250 mg/5 ml Medana Pharma

Należy także podkreślić, że zwierzęta powinny być pozyskiwane od zaufanych i renomowanych hodowców, a nowo zakupione osobniki poddane kwarantannie. Zaleca się wykonanie badań diagnostycznych pod kątem obecności pasożytów, a w przypadku ich wykrycia zastosowanie odpowiedniego leczenia. Ze względu na powszechność zarażeń owsikami u gryzoni i królików należy przeprowadzać badania kontrolne raz na kwartał (4, 20).

Piśmiennictwo

- Vermeulen-Slik A.: *Gryzonie i inne małe ssaki domowe*. REA, Warszawa 2011, 5–107.
- Deryło A.: *Parazytologia i akarologiya medyczna*. PWN, Warszawa 2011, 237–241.
- Gundlach J.L., Sazdikowski A.B.: *Parazytologia i parazytozy zwierząt*. PWRiL, Warszawa 2004, 23–27, 330–331, 343–344.
- Pritchett K.R., Johnston N.A.: A review of treatment for the eradication of pinworm infections from laboratory rodent colonies. *Lab. Anim. Sci.* 2002, **41**, 36–46.
- Zaleśny G., Hildebrand J., Popiołek M., Okulewicz A.: *Dentostomella translucida* Schutz et Krepkorgorskaya, 1932 (Nematoda, Heteroxyematidae), a new species for the European nematofauna. *Acta Parasitol.* 2008, **53**, 219–221.
- Tsui T.L.H., Patton N.M.: Comparative efficiency of subcutaneous injection doses of ivermectin against *Passalurus ambiguus* in rabbits. *J. Appl. Rabbit Res.* 1991, **14**, 266–269.
- Perec-Matysiak A., Okulewicz A., Hildebrand J., Zaleśny G.: Helminth parasites of laboratory mice and rats. *Wiad. Parazyt.* 2006, **52**, 99–102.
- Bazzano T., Restel T.L., Pinto R.M., Gomes D.C.: Patterns of infection with the nematodes *Syphacia obvelata* and *Aspicularis tetraoptera* in conventionally maintained laboratory mice. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz.* 2002, **97**, 847–853.
- Lv C.C., Feng C., Qi M., Yang H.Y., Jian F.C., Ning C.S., Zhang L.X.: Investigation on the prevalence of gastrointestinal parasites in pet hamsters. *Zhongguo Ji Sheng Chong Xue Yu Ji Sheng Chong Bing Za Zhi.* 2009, **27**, 279–280.
- Wightman S.R., Wagner J.E., Rowlinson R.M.: *Syphacia obvelata* in the Mongolian gerbil (*Meriones unguiculatus*): natural occurrence and experimental transmission. *Lab. Anim. Sci.* 1978, **28**, 51–54.
- Taffs L.F.: Pinworm infections in laboratory rodents: a review. *Laboratory Animals.* 1976, **10**, 1–13.
- Ross C.R., Wagner J.E., Wightman S.R., Dill S.E.: Experimental transmission of *Syphacia muris* among rats, mice, hamsters and gerbils. *Lab. Anim. Sci.* 1980, **30**, 35–37.
- Hasslinger M.A., Wiethe T.: Oxyurid infestation of small laboratory animals and its control with ivermectin. *Tierarztl. Prax.* 1987, **15**, 93–97.
- Pilitt P.A., Wightman S.R.: A redescription of *Dentostomella translucida* Schutz and Krepkorgorskaya, 1932 (Nematoda: Heteroxyematidae) Parasite of domestic Mongolian gerbils, *Meriones unguiculatus* Milne-Edwards. *Proc. Helinthol. Soc. Wash.* 1979, **46**, 36–42.
- Pinto R.M., Gomes D.C., Noronha D.: Evaluation of coinfection with pinworms (*Aspicularis tetraoptera*, *Dentostomella translucida*, and *Syphacia obvelata*) in gerbils and mice. *Contemp. Top. Lab. Anim. Sci.* 2003, **42**, 46–48.
- Gonsales L., Pinto R.M., Vincente J.J., Noronha D., Gomes D.C.: Helminth parasites of conventionally maintained laboratory mice – II. Inbred strains with an adaptation of the anal swab technique. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz.* 1998, **93**, 121–126.
- Dhanabal J., Selvadoss P.P., Muthuswamy K.: Comparative study of the prevalence of intestinal parasites in low socioeconomic areas from South Chennai, India. *Journal of Para Res.* 2014, **2014**, 1–7.
- Steinmann P., Cringoli G., Bruschi F., Matthys B., Lohouringon L.K., Castagna B., Maurelli M.P., Morgogliano M.E., Utzinger J., Rinaldi L.: FLOTAC for diagnosis of *Hymenolepis* spp. infection: proof-of-concept and comparing diagnostic accuracy with other methods. *Parasitol. Res.* 2012, **111**, 749–754.
- Zajac A.M., Conboy G.A.: *Veterinary Clinical Parasitology*. Blackwell, United States of America 2006, 4–8.
- Lytvynets A., Langrova L., Lachout J., Vadlejch J.: Detection of pinworm eggs in dust of laboratory animals breeding facility, in the cages and on the hands of the technicians. *Lab. Anim.* 2013, **47**, 71–73.
- Carpenter J.W.: *Exotic Animal Formulary*, 4th edition. Saunders, United States of America 2012, 383–385, 416–418.
- Mitchell M.A., Tully T.N.: *Zwierzęta egzotyczne*. Elsevier, Wrocław 2010, 444–445.
- Gabrisch K., Zwart P.: *Praktyka kliniczna: zwierzęta egzotyczne*. Galaktyka, Łódź 2009, 37–38, 101, 147, 166.

Lek. wet. Dawid Jańczak, e-mail: dawid.janczak@op.pl

Etiologia zapaleń płuc u świnek morskich. Część II. Zakażenia bakteryjne, grzybicze oraz inwazje pasożytnicze

Aleksandra Okoń*, Paulina Ciechanowska*, Karolina Warchulska, Małgorzata Sobczak-Filipiak, Wojciech Bielecki

z Zakładu Patologii Zwierząt Egzotycznych, Laboratoryjnych, Nieudomowionych i Ryb Katedry Patologii i Diagnostyki Weterynaryjnej Wydziału Medycyny Weterynaryjnej w Warszawie

Świnka morska (*Cavia aperea f. porcellus*) jest gatunkiem niezwykle podatnym na występowanie chorób układu oddechowego. Z tego powodu lekarz weterynarii stosunkowo często ma do czynienia z koniecznością ich diagnozowania oraz leczenia. Zapalenia płuc u świnek morskich, tak jak u innych gatunków zwierząt, wywoływane są przede wszystkim przez czynniki biologiczne, w tym głównie bakterie. Bardzo istotną rolę spełniają warunki środowiskowe. Zachorowaniom, szczególnie w hodowlach, sprzyjają zmiany temperatury i wilgotności powietrza lub zła wentylacja (za normę uznaje

się temperaturę 20–22°C, przy wilgotności względnej 40–65% i prędkości ruchu powietrza 0,2–0,3 m/s). Niekorzystny wpływ na stan układu oddechowego ma również amoniak, uwalniany z zabrudzonej odchodami ściółki, drażniący śluzówki i osłabiający układ odpornościowy. Nieprawidłowa dieta, w tym niedobór witaminy C, nadmierne zagęszczenie zwierząt, jak również stres, dodatkowo mogą zwiększyć podatność zwierząt na czynniki patogenne. W przypadku świnek morskich utrzymywanych jako zwierzęta towarzyszące, trudno jest jednoznacznie stwierdzić, z jakimi warunkami środowiskowymi

i stresorami mamy do czynienia. Niewątpliwie najbardziej narażone na zachorowanie są zwierzęta bardzo młode (w tym oseski) oraz osobniki starsze, wyniszczone innymi chorobami, z nieprawidłowo funkcjonującym układem odpornościowym, a ponadto samice ciężarne (1). Podobnie jak u ludzi, dosyć często zapalenie płuc jest komplikacją toczących się w organizmie innych procesów chorobowych.

Objawy kliniczne stwierdzane przy zapaleniu płuc tła bakteryjnego u świnek morskich są analogiczne do tych, jakie obserwuje się u innych gatunków zwierząt i u ludzi. Mogą one być bardzo zróżnicowane i obejmować kaszel (o różnym stopniu nasilenia), kaszel, gorączkę, a w przypadkach szczególnie ciężkich także sinicę błon śluzowych, obecność śluzowo-ropnego lub ropnego wypływu z nosa i worków spojówkowych. Sporadycznie, przy zajęciu ucha środkowego i wewnętrznego, zapaleniu dróg oddechowych u świnek mogą towarzyszyć objawy neurologiczne. Osluchowo w płucach można stwierdzić trzeszczenia i szmery. W obrazie rentgenowskim, w zależności od natężenia zmian zapalnych, często widoczne jest zacinienie obszarów płuc, a nawet obecność płynu

* z Koła Naukowego Medyków Weterynaryjnych Wydziału Medycyny Weterynaryjnej w Warszawie

w jamie opłucnej. Nielezione zapalenie płuc może w krótkim czasie doprowadzić do śmierci zwierzęcia.

Ogólny podział zapaleń płuc u zwierząt dokonywany jest w zależności od etiologii, rodzaju wysięku, umiejscowienia zmian i czasu trwania choroby. Nowy sposób klasyfikacji zapaleń płuc oparty jest na makroskopowej i mikroskopowej ocenie rozmieszczenia zmian i rodzaju wysięku. Umożliwia on zidentyfikowanie przyczyny, drogi zakażenia i prawdopodobnych konsekwencji zejścia zapalenia. Zgodnie z tym schematem zapalenia płuc dzieli się na odoskrzelowe, śródmiąższowe, zatorowe i ziarniniakowe (2).

Odoskrzelowe zapalenie płuc to najczęściej spotykany rodzaj zapalenia płuc u zwierząt (2), kojarzony z zakażeniami bakteryjnymi. Wśród przyczyn wymienia się także ciała obce, a nawet etiologię wirusową, np. zakażenia adenowirusowe (3). Charakterystyczne dla tego typu zapalenia jest gromadzenie się w świetle pęcherzyków płucnych wysięku: nieżyłowego, ropnego, włóknikowego lub o charakterze martwiczym (2). Płuca mogą przybierać marmurkowy wygląd, wynikający z zajęcia przez proces zapalny poszczególnych zrazików. Zmiany najczęściej lokalizują się w doczaszkowych i dobrzusznym obszarach płuc. Makroskopowo objawiają się zmienioną barwą i konsystencją (w kierunku coraz bardziej tęgiej). Na przekroju zalewają się płynem, a na opłucnej może gromadzić się włóknik. Nierzadko stwierdza się ogniska rozedmy bądź niedodmy, ropnie lub zrosty płuc z opłucną ścienną.

W badaniu histopatologicznym w zależności od rodzaju gromadzącego się wysięku, obraz mikroskopowy zmian jest różny.

Nieżyłowo-ropne zapalenie płuc charakteryzuje się obecnością wysięku w świetle oskrzelików i pęcherzyków płucnych. Przeważają tu neutrofile, a w mniejszej liczbie występują makrofagi i złuszczone komórki nabłonka. Gdy proces toczy się długotrwale, tworzą się również skupiska tkanki limfatycznej, szczególnie w okolicy okołoskrzelikowej.

W przebiegu zapalenia włóknikowego, ze względu na rodzaj komórek dominujących w wysięku i charakter zmian, w tkance płucnej wyróżnia się cztery stadia. Okres silnego przekrwienia i obrzęku, trwający krótko (kilka godzin) zwany okresem nawału, to czas, w którym naczynia w przegrodach międzypęcherzykowych wypełnione są erytrocytami, a w świetle pęcherzyków płucnych znajduje się surowiczy płyn wysiękowy. W obszarach zajętych zapaleniem płuca są czerwonościwnie, ciężkie i niepowietrzne. W stadium zwątrobienia czerwonego wysięku w pęcherzykach płucnych zmienia charakter, gdyż pojawiają się

w nim nitki włóknika, erytrocyty i nieznaczne granulocyty obojętnochłonne. Obszary objęte zapaleniem makroskopowo przypominają wątrobę: są w tym stadium suche, żywoczerwone, nie zapadają się, a opłucna może być zmatowiała i pokryta delikatnym nalotem włóknika. Kolejne stadium to etap zwątrobienia szarego – barwa płuca zmienia się na szaroczerwoną, konsystencja staje się krucha, a opłucną zazwyczaj pokrywa gruby nalot włóknika. W obrazie histopatologicznym widoczne są w pęcherzykach płucnych bardzo liczne granulocyty obojętnochłonne. Okres rozejścia się – inaczej lizy (upłynniania wysięku) rozpoczyna się mobilizacją makrofagów, a jednocześnie granulocyty obojętnochłonne rozpadają się i uwalniają enzymy, przede wszystkim proteolityczne, dzięki czemu może dojść do rozpuszczenia wysięku, zawartego w pęcherzykach płucnych (4).

Naciek komórek zapalnych z towarzyszącą martwicą tkanek pojawia się najczęściej w przebiegu zachyłkowego zapalenia płuc. Dochodzi do niego na skutek aspiracji ciał obcych, które dostają się do pęcherzyków płucnych.

Zgodnie z nowym podziałem wyróżnia się również zatorowe zapalenie płuc, do którego dochodzi drogą hematogenną i które spowodowane jest powstaniem czopu zatorowego. Może on być wynikiem oderwania się fragmentu zakrzepu, obecności bakterii lub pasożytów we krwi, komórek tłuszczowych, nowotworowych, gazów czy substancji oleistych, np. leków. Badaniem histopatologicznym wykazać można obecność nacieku zapalnego, złożonego głównie z neutrofilii, dużą ilość erytrocytów, a także bakterie.

Największą rolę w patogenezie bakteryjnych zapaleń płuc u świńek morskich odgrywa *Bordetella bronchiseptica*. Bakteria ta powoduje zapalenie oskrzeli i płuc o ciężkim przebiegu u świńek, a jej częstymi, bezobjawowymi nosicielami są króliki (5). U psów ta sama Gram-ujemna pałeczka jest jednym z czynników etiologicznych kaszlu psiarniowego (kenelowego), a u kotów – kociego kataru. Bakteria nie wywołuje choroby u immunokompetentnych zwierząt, czasem jedynie łagodne zapalenie górnych dróg oddechowych. Miejscowe mechanizmy odpornościowe zwalczają zakażenie, ale bakterie mogą pozostać w drogach oddechowych, gdyż ulegają adhezji do nabłonka migawkowego, co może spowodować nosicielstwo bordeteli.

Największą rolę w zakażeniu *B. bronchiseptica* u świńek odgrywa droga kropelkowa. Rozwojowi choroby sprzyjają współistniejące zakażenia wirusowe. Objawami klinicznymi choroby mogą być apatia, wpływ z nozdrzy, przyspieszenie

The etiology of pneumonia in guinea pigs. Part II. Bacterial, fungal and parasitic infections

Okoń A., Ciechanowska P., Warchulska K., Sobczak-Filipiak M., Bielecki W., Division of Pathology in Exotic, Laboratory, Non-domesticated Animals and Fish, Department of Pathology and Veterinary Diagnostics, Faculty of Veterinary Medicine, Warsaw University of Life Sciences – SGGW

This article aims at the presentation of some major diagnostic and therapeutic aspects in guinea pigs medicine. These problems include scurvy, enteric diseases and respiratory tract infections, both viral and bacterial. This animal species is at increased risk of bacterial pneumonia, when husbandry and diet is poor and when animals are very young (neonates) or very old. Vitamin C deficiency, high ammonia level, improper temperature, humidity or noise may predispose animals to infection. Bacterial agents known to cause respiratory infections in guinea pigs include: *Bordetella bronchiseptica*, *Streptococcus pneumoniae* and *S. zooepidemicus*, *Klebsiella* spp. or *Mycobacterium* spp. Understanding the environmental conditions leading to the increased risk of infections and other factors responsible for pneumonia development in guinea pigs is important in the choice of appropriate treatment.

Keywords: guinea pig, pneumonia, bacterial infections.

oddechów i duszność, brak apetytu i odwodnienie. U zwierząt z immunosupresją może dojść do śmiertelnego w skutkach zapalenia płuc. *Bordetella bronchiseptica*, poza zapaleniem tchawicy i oskrzeli u świńek morskich, może być również odpowiedzialna za zapalenie ucha środkowego i wewnętrznego oraz za zapalenie macicy (5). Zakażeniu może towarzyszyć obecność płynu w jamie opłucnej i worku osierdziejowym. Zapalenie płuc przyjmuje przeważnie postać zapalenia nieżyłowo-ropnego, niekiedy włóknikowego, a nawet martwiczego (6) i może obejmować całe płaty płuc.

Z innych bakterii mogących być przyczyną zapalenia płuc wymienia się *Streptococcus pneumoniae*, *S. zooepidemicus*, oraz *Klebsiella pneumoniae*, *Moraxella* spp., *Pseudomonas* spp., *Pasteurella pneumotropica*, *Citrobacter freundii*, *Haemophilus* spp., *Leptospira* spp. i inne (1, 5, 7).

Streptococcus pneumoniae to Gram-dodatnia, okrągła do lancetowatej bakteria, nazywana potocznie pneumokokiem. W drogach oddechowych chroniona polisacharydową otoczką, jest zdolna uruchomić alternatywną drogę aktywacji dopełniacza. Wywołuje zapalenie płuc u świńek morskich, a także u ludzi

(możliwe są zakażenia odzwierzęce). Do zakażeń dochodzi drogą kropelkową lub śródmacicznie. U zwierząt z upośledzonym systemem odpornościowym może rozwinąć się ropno-włóknikowe zapalenie płuc i opłucnej oraz zapalenie osierdzia, otrzewnej, ucha środkowego, błony śluzowej macicy lub stawów (7). Surowiczo-ropne zapalenie płuc może także wywołać *S. pyogenes* (7).

Paciorkowiec *Streptococcus equi* spp. *zooepidemicus*, zaliczany do grupy serologicznej C wg Lancefield, jest najczęstszym czynnikiem etiologicznym bakteryjnego zapalenia węzłów chłonnych u świnek morskich (przebieg choroby przewlekły). Może być także czynnikiem etiologicznym włóknikowo-ropnego zapalenia

płuc z towarzyszącym mu ropnym wypływem z nosa, jak również posocznicy (6). Rozpoznanie wymaga izolacji paciorkowców, gdyż podobne objawy kliniczne może dawać zakażenie *S. pneumoniae*, zakażenie grzybicze lub *Streptobacillus moniliformis* (w przypadku zajęcia węzłów chłonnych).

Ważnym czynnikiem etiologicznym jest także *Yersinia pseudotuberculosis*. Wywołwana przez nią choroba manifestuje się obecnością guzków w wielu narządach, również w płucach. Może przebiegać w postaci od podostrej do przewlekłej. Do zakażenia dochodzi przez spożycie skażonego pożywienia, drogą inhalacyjną, a także przez uszkodzoną skórę (7). Przy tym zakażeniu należy także

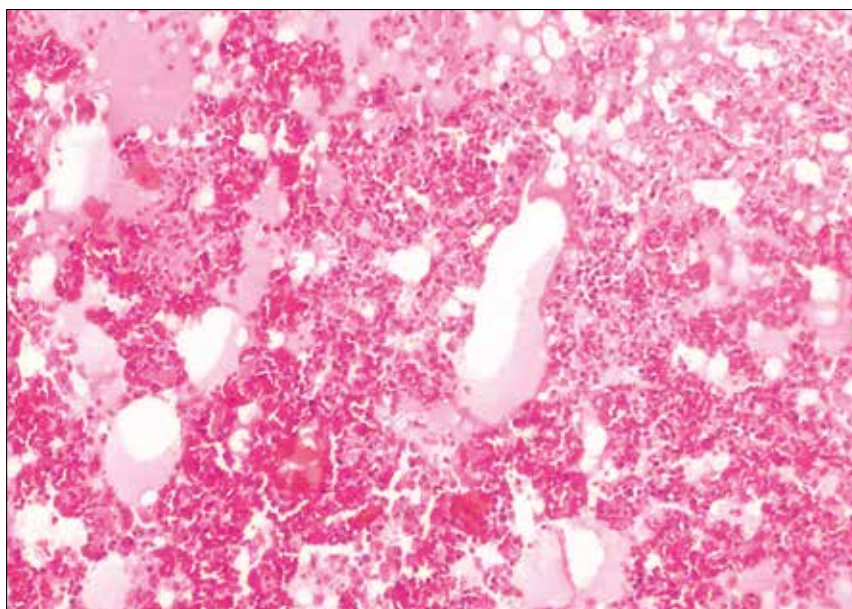
uwzględnić aspekt zoonotyczny. Zmiany trzeba różnicować z gruźlicą, szczególnie że świnki morskie są predysponowane do ostrej, spontanicznej choroby, powodowanej przez *Mycobacterium tuberculosis* i *M. bovis*. Jest to istotny i wcale nie rzadki problem, zwłaszcza dla pracowników zwierzętarni (7). Zakażenie *Klebsiella pneumoniae* u świnek morskich może przebiegać w postaciach: nadostrej, ostrej oraz przewlekłej (6). *Klebsiella* odpowiada za wystąpienie surowiczo-ropnych lub surowiczo-włóknikowych zmian obejmujących nie tylko jamę klatki piersiowej, ale również jelita (zapalenie nieżytowe lub krwotoczne żołądka i jelit). Można też obserwować powiększenie śledziony, zapalenie gruczołów sutkowych, zakrzepicę, martwicę skrzepową w wątrobie i zmiany w kanalikach nerkowych, a nawet posocznicy. W płucach obserwuje się ostre martwicze zapalenie odoskrzelowe (7).

U świnek morskich, ze względu na znaczną ich wrażliwość na zakażenie bakteriami z rodzaju *Mycobacterium*, można mieć do czynienia z zapaleniem płuc ziarniniakowym, zazwyczaj o bardzo ciężkim przebiegu klinicznym. Zapalenie ziarniniakowe może rozwijać się także w wyniku obecności innych czynników, które nie mogą zostać zniszczone przez makrofagi płucne, jakimi są pyły czy grzyby. Możliwą przyczyną powstawania ziarniniaków mogą być również drobne lotne cząstki pokarmu roślinnego wdychane przez zwierzęta (8).

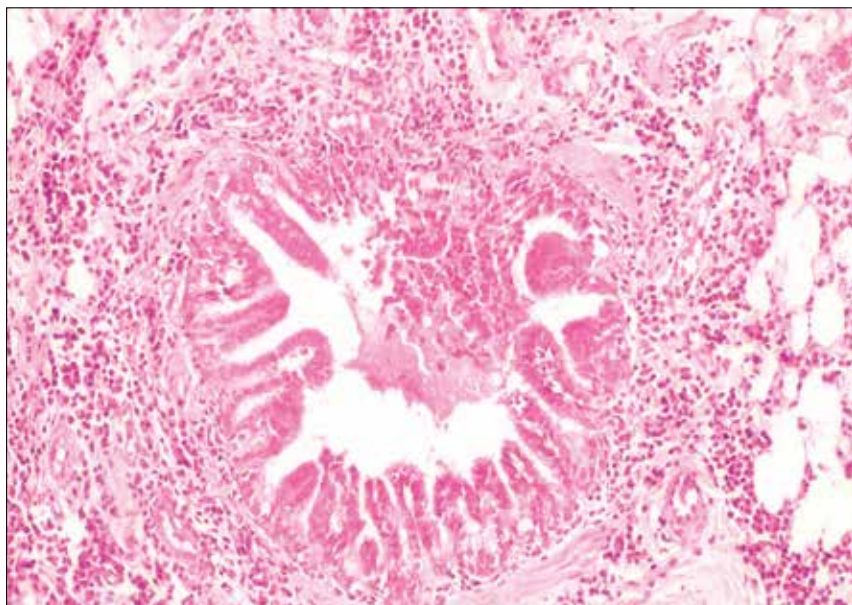
Charakterystyczną cechą ziarniniakowego zapalenia płuc, powodowanego przez prątki, jest pojawienie się w płucach widocznych makroskopowo gruzelków gruźliczych, szarobiałych, spoistych, dobrze odgraniczonych od miększego płuc. W obrazie mikroskopowym stwierdzane są obszary martwicy, otoczone komórkami nabłonkowatymi, czyli przekształconymi makrofagami. Stwierdza się również obecność wielojądrzastych komórek olbrzymich. Na obwodzie zmian gromadzą się limfocyty i inne komórki naczyniowe zapalne. W przebiegu choroby gruczołki gruźlicze mogą ulegać zwłóknieniu lub zwapnieniu.

Zakażenia wszystkimi powyższymi bakteriami u świnek morskich, gdy dochodzi do uszkodzeń tkanki płucnej, mogą występować w formie objawowej. W przypadku nosicielstwa brak jest objawów chorobowych, a nosiciel jest źródłem zakażenia dla innych zwierząt, a nawet dla ludzi.

Odoskrzelowe zapalenie płuc może wywołać także *Chlamydophila caviae* (5). Świnki morskie są zwykle bezobjawowymi nosicielami tej bakterii. Tylko u niektórych osobników dochodzi do zapalenia spojówek i wypływu z nosa. Choroby



Ryc. 1. Zapalenie płuc, przekrwienie i obrzęk, towarzyszące obecności w miększu narządu przerzutu nowotworowego. Barwienie hematoksyliną i eozyną, powiększenie obiektywu 4×



Ryc. 2. Naciek komórkowy zapalny w ścianie oskrzelika i otaczającym miększu płuc, wysięk w świetle oskrzelika. Barwienie hematoksyliną i eozyną, powiększenie obiektywu 10×

dróg oddechowych na tym tle stwierdzone są rzadko. Zapalenie płuc obserwowano u zwierząt zakażonych śródmacicznymi, natomiast sporadycznie u młodych, 2–8-tygodniowych osobników. Możliwe są także zakażenia macicy i poronienia.

Mniej istotne jako czynnik etiologiczny zapalenia płuc wydają się być pasożyty (*Toxoplasma gondii*) i grzyby – głównie pleśnie lub *Pneumocystis carinii*. Zarówno w pierwszym, jak i w drugim przypadku obraz mikroskopowy jest bardzo charakterystyczny. Zapalenia na tle pierwotniaczym przyjmują najczęściej postać, opisanych wcześniej, zapaleń ziarniniakowych. Natomiast w przypadku zapaleń wywołanych pleśniami, charakterystyczne są w obrazie mikroskopowym widoczne strzępki grzybni. Histoplazmoza, powodowana przez *Histoplasma capsulatum*, rozwija się po zakażeniu drogą aerogenną, dając zmiany w płucach i węzłach chłonnych oskrzelowych. U świnek morskich może to być również rozległe zakażenie wielonarządowe, obejmujące ośrodkowy układ nerwowy. Pośród objawów klinicznych, oprócz duszności spowodowanej zajęciem płuc, stwierdzone jest wyniszczenie zwierząt i porażenie kończyn miednicznych. Mikroskopowo w płucach początkowo widoczne są wylewy krwawe, potem – liczne makrofagi w świetle pęcherzyków płucnych i oskrzeli. W formie przewlekłej tworzą się ziarniniaki grzybicze ze znaczną ilością histiocytów, zawierających sfagocytowane grzyby (6). Dodać należy, że jest to patogen nie tylko gryzoni, ale także ludzi.

Z przyczyn niezakaźnych wyróżnia się najczęściej gazy drażniące (amoniak, ozon) i inne (na przykład dym papierosowy). Zapalenia płuc, wywołane przez te czynniki, charakteryzują się ostrą neutrofiliją, powoli narastającym uszkodzeniem pęcherzyków płucnych, zwiększonym wydzielaniem śluzu w drogach oddechowych, zwiększoną przepuszczalnością nabłonka i nadciśnieniem płucnym (9).

Najnowsze publikacje coraz częściej wskazują na problem alergii (alergeny wziewne). U świnek morskich może dojść także do rozwoju astmy lub przewlekłej obturacyjnej choroby płuc (COPD), a mechanizm obu chorób jest bardzo podobny jak u ludzi. Za nagły skurcz mięśni gładkich dróg oddechowych, będący odpowiedzią na kontakt z alergenem, odpowiedzialna jest histamina, leukotrien C4 i leukotrien D4, a serotonina, uwalniana z komórek tucznych, odgrywa mniejszą rolę (9). Spośród gryzoni to właśnie świnki morskie są najbardziej narażone na ten problem, gdyż mają one wyższą niż pozostałe gatunki wrażliwość na czynniki kurczące oskrzela (10).

Czasem też, jako przyczynę zapaleń płuc, wymienia się urazy, zatrucia lub nowotwory (7). W przypadku tych ostatnich, pośród guzów pierwotnych mięszu płuc u świnek morskich diagnozuje się gruczolaki. Są to nowotwory niezłośliwe, niedające przerzutów, ale zmniejszające powierzchnię oddechową, która u tych gryzoni, ze względu na objętość ich klatki piersiowej, jest i tak mała (7). U świnek morskich w obrębie płuc stwierdza się też chłoniaki mające podłoże wirusowe (*Oncornavirus C*). Możliwa jest także obecność przerzutów nowotworowych guzów złośliwych, na przykład z tarczycy, skóry lub tkanki podskórnej. Guz nowotworowy, mając antygeny zdolne do wywołania miejscowego odczynu odpornościowego, tak humoralnego, jak i komórkowego, może doprowadzić do rozwoju obrzęku oraz odczynu zapalnego (ryc. 1, 2).

Wiedza lekarza weterynarii na temat czynników etiologicznych choroby jest niezwykle ważna, gdyż ułatwia między innymi ustalenie rokowania i podjęcie odpowiedniego leczenia. W rozpoznawaniu i leczeniu zapaleń płuc niezbędne jest wykonanie odpowiednich badań dodatkowych. Dynamiczny rozwój techniki w medycynie weterynaryjnej pozwala na wykonanie zdjęcia rentgenowskiego również u małych ssaków, w tym gryzoni. Dzięki temu badaniu można sprecyzować rodzaj zapalenia płuc, a znając możliwe przyczyny takiego stanu, wdroić odpowiednie leczenie. Pomocne jest również badanie ultrasonograficzne klatki piersiowej, choć wymaga ono doświadczenia, szczególnie w przypadku zwierząt egzotycznych. Istnieje także możliwość pobrania popłuczyn z drzewa oskrzelowego i wykonania badania cytopatologicznego lub mikrobiologicznego (posiew). W przypadku hodowli duże znaczenie ma badanie pośmiertne zwierząt z uwzględnieniem szczegółowych badań histopatologicznych wycinków narządów wewnętrznych oraz ich badaniem bakteriologicznym w laboratorium, którego pracownicy rutynowo pracują z materiałem pochodzącym od gryzoni. Z uwagi na możliwość zakażenia właścicieli zwierząt, a przede wszystkim dzieci, diagnostyka chorób małych ssaków towarzyszących, w tym również świnek morskich, powinna być prowadzona ze szczególną starannością i wnikliwością.

Piśmiennictwo

1. V.C.G. Richardson: *Choroby świnek morskich*. Wyd. 2, SIMA WLW, Warszawa 2007, 46–49.
2. Sapieryński R., Jońska I.: Klasyfikacja morfologiczna zapaleń płuc u zwierząt. *Zycie Wet.* 2014, **29**, 313–319.
3. Eckhoff G.A., Mann P., Gaillard E.T., Dykstra M.J., Swanson G.L.: Naturally developing virus-induced lethal pneumonia

in two guinea pigs (*Cavia porcellus*). *Contemp. Top Lab. Anim. Sci.* 1998, **37**, 54–57.

4. Groniowski J., Kruś S.: *Podstawy patomorfologii*. Wydawnictwo PZWL, Warszawa, 1991.
5. Girling S.J.: *Veterinary nursing of exotic pets*. 2nd ed., Wiley-Blackwell, 2013, 15, 78.
6. Katkiewicz M.: *Zwierzęta laboratoryjne – choroby i użytkowanie*. Wydawnictwo SGGW, Warszawa, 1989.
7. Fox J.G., Anderson L.C., Loew F.M., Quimby E.W.: *Laboratory Animal Medicine*, 2nded., Elsevier, 1984, 213–223.
8. Baskerville M., Baskerville A., Wood M.: A study of chronic pneumonia in a guinea pig colony with enzootic *Bordetella bronchiseptica* infection. *Lab. Anim.* 1982, **16**, 290–296.
9. Canning B.J., Chou Y.: Using guinea pigs in studies relevant to asthma and COPD. *Pulm. Pharmacol. Ther.* 2008, **21**, 702–720.
10. Canning B.J.: Modeling asthma and COPD in animals: a pointless exercise? *Curr Opin Pharmacol* 2003, **3**, 244–250.

Aleksandra Okoń, e-mail: a.ok@op.pl

Staphylococcal enterotoxins in food – new hazards

Podkowik M., Schubert J., Bania J., Bystron J.,
Department of Food Hygiene and Consumer
Health, Wrocław University of Environmental and
Life Sciences

In this article we aimed at the presentation of new hazards of food poisoning. Enterotoxins produced by *Staphylococcus aureus* are well recognized causative agents of food poisoning, being also able to interrupt human and animal immune responses. It has been a major concern of the food industry and public health for many decades, and great advances have been made in regard to its prevention, treatment and diagnosis. Only enterotoxins produced by *Staphylococcus aureus* are as yet comprehensively described. Compared to *S. aureus*, the enterotoxigenic potential of coagulase-negative staphylococci (CNS), has not been well characterized. Enterotoxin-producing CNS were already identified in sheep and goat milk, sheep cheese and fermented sausages, nonetheless the current status of knowledge is not sufficient to draw definite conclusions on CNS food poisoning potential. In recent years emetic properties of newly identified staphylococcal enterotoxin-like toxins have been elucidated, however currently used commercially available tests are dedicated to detect only five, so-called 'classical enterotoxins' (SEA-SEE). Issue of enterotoxins production in various food matrices gained increasing attention in the last decade.

Keywords: staphylococcal enterotoxins, food poisoning, health hazard.

Enterotoksyny gronkowcowe stanowią rodzinę wydzielniczych białek produkowanych przez niektóre szczepy gronkowca złocistego (*Staphylococcus aureus*). Zalicza się je, wraz z niektórymi toksynami bakterii z rodzaju *Streptococcus*, do grupy toksyn pirogennych. Enterotoksynom gronkowcowym przypisuje się udział w patogenezie alergii i chorób autoimmunologicznych. Przede wszystkim są one jednak czynnikiem etiologicznym zespołu wstrząsu toksycznego i zatruc pokarmowych (1, 2). Łączy je homologia sekwencji DNA i podobieństwo struktury białkowej. Masa cząsteczkowa enterotoksyn gronkowcowych waha się od 22 do 29 kDa. Są to białka o wysoce stabilnej strukturze, odporne na działanie niskiego pH oraz wielu enzymów proteolitycznych, takich jak pepsyna, tripsyna, rennina (chymozyna) i papaina, co umożliwia im zachowanie aktywności biologicznej podczas przechodzenia przez układ pokarmowy. Dzięki znacznej termooporności wynikającej ze struktury czwartorzędowej tych białek, enterotoksyny gronkowcowe nie ulegają inaktywacji w procesie obróbki termicznej żywności. Eksperymentalnie wykazano, że

Enterotoksyny gronkowcowe w żywności – nowe zagrożenia

Magdalena Podkowik, Justyna Schubert, Jacek Bania, Jarosław Bystron

z Katedry Higieny Żywności i Ochrony Zdrowia Konsumenta Wydziału Medycyny Weterynaryjnej we Wrocławiu

termooporność enterotoksyn jest wyższa w środowisku żywności niż w podłożach mikrobiologicznych (3, 4).

Dotychczas opisano 23 enterotoksyny gronkowcowe. Wśród nich wyróżnia się czynniki zdolne do wywołania wymiotów u naczelnych tzw. enterotoksyny właściwe, oznaczane skrótem SE (staphylococcal enterotoxin) i kolejnymi literami alfabetu (np. SEA, SEB, SEC) oraz homologiczne czynniki, które nie posiadają właściwości wymiotnych lub nie były dotąd pod tym względem badane, tzw. SEI's (staphylococcal enterotoxin-like toxins; 5). Pięć najwcześniejszych odkrytych enterotoksyn gronkowcowych (SEA-SEE) określanych jest mianem klasycznych (6). Wszystkie znane enterotoksyny zaliczane są do superantygenów. W odróżnieniu od antygenów konwencjonalnych nie muszą być one przetwarzane przez komórki prezentujące antygen, lecz łączą zewnętrzną stronę rowka wiążącego antygeny cząsteczki MHC II komórki prezentującej oraz łańcuch V β receptora limfocytów T. W ten sposób dochodzi do niespecyficznego stymulacji limfocytów T. Szacuje się, iż enterotoksyny gronkowcowe w stężeniach rzędu kilku pg/ml mogą aktywować nawet 50% wszystkich limfocytów T w organizmie. Pobudzone działaniem superantygeny limfocyty T wydzielają nienaturalnie wielkie ilości prozapalnych i immunomodulujących cytokin, co klinicznie objawia się jako zespół wstrząsu toksycznego (toxic shock syndrome – TSS; 1, 7, 8).

S. aureus jest zdolny do produkcji enterotoksyn w szerokim zakresie temperatur, tj. 10–46°C, aczkolwiek za optymalne uważane są temperatury 34–40°C. Na wytwarzanie enterotoksyn wpływ mają także takie parametry fizykochemiczne, jak aktywność wody (a_w), ciśnienie osmotyczne oraz kwasowość środowiska. Za wartości graniczne przyjmuje się a_w poniżej 0,86, zasolenie odpowiadające 12% NaCl oraz pH poniżej 5 i powyżej 9,6 (tab. 1; 9, 10, 11).

Do wywołania objawów zatrucia wystarczy zawartość enterotoksyn w żywności rzędu 0,5–1 ng/g (12, 13). Produkcja enterotoksyn przez *S. aureus* może rozpoczynać się dopiero po osiągnięciu określonej gęstości populacji bakteryjnej lub też przebiegać niezależnie od zagęszczenia bakterii w środowisku. W pierwszym przypadku

mówimy o toksynach zależnych od gęstości populacji, co rejestrowane jest przez bakterie dzięki aktywności systemu Agr. Agr jest jednym z najlepiej poznanych systemów regulatorowych *S. aureus*. Kontroluje on ekspresję genów białek wydzielniczych oraz białek ściany komórkowej. Aktywność Agr zmienia się wraz ze zmianą zagęszczenia bakterii w środowisku, co znane jest jako mechanizm wyczuwania liczebności (*quorum sensing*; 14). Przyjmuje się, że toksyny zależne od Agr (np. SEB, SEC, SED) są produkowane na poziomie wykrywalnym standardowymi technikami (testy ELISA), gdy populacja *S. aureus* osiąga $\geq 10^5$ jtk/ml. Toksyny niezależne od Agr (np. SEA) mogą być wytwarzane już we wczesnych fazach wzrostu populacji bakteryjnej. Wykazano, że SEA, której produkcja nie jest zależna od Agr, wykrywana jest w żywności doświadczalnie zanieczyszczonej *S. aureus* już po 2 godzinach inkubacji w 37°C (15, 16).

Enterotoksyny, jak wiele innych bakteryjnych czynników wirulencji, kodowane są przez geny zlokalizowane na tzw. dodatkowych elementach genetycznych, które najczęściej są elementami ruchomymi, co umożliwia ich przekazywanie na drodze horyzontalnego transferu pomiędzy szczepami, a nawet gatunkami bakterii (17).

Gronkowcowe zatrucia pokarmowe

Gronkowcowe zatrucie pokarmowe (staphylococcal food poisoning – SFP) jest zaburzeniem związanym ze spożyciem żywności zawierającej enterotoksyny. Żywnością najczęściej powiązaną z przypadkami zatruc gronkowcowych jest mięso czerwone, mięso drobiowe i jego przetwory, a także ciasta, sałatki i produkty mleczne oraz żywność garmażeryjna, która narażona jest na kontaminację enterotoksycznymi szczepami *S. aureus*, ze względu na wielokrotny kontakt z dłońmi pracowników podczas jej przygotowywania i sprzedaży (2, 18). Charakterystycznymi cechami gronkowcowego zatrucia pokarmowego są krótki okres inkubacji (od 30 minut do 8 godzin) oraz gwałtowny przebieg (19). Do głównych objawów zalicza się nudności, nasilone wymioty i bolesność ze strony przewodu pokarmowego. Towarzyszyć im mogą biegunka, umiarkowane

podwyższenie temperatury ciała organizmu oraz uczucie ogólnego osłabienia (20).

Gronkowcowe zatrucia pokarmowe od lat zajmują czołowe miejsce w statystykach występowania bakteryjnych zatruc pokarmowych w Europie i Stanach Zjednoczonych (20, 21). Pozycji tej nie osłabia nawet znaczna liczba przypadków niediagnozowanych, gdyż chorzy często nie zgłaszają się po pomoc medyczną ze względu na krótki czas trwania choroby i jej samograniczający się przebieg. Objawy zwykle ustępują samoistnie po 24–48 godzinach, a powikłania zdarzają się rzadko i dotyczą najczęściej osób starszych i dzieci (2, 23). Hospitalizacji wymaga jednak blisko 10% spośród osób, u których rozwiną się objawy zatrucia. Śmiertelność nie przekracza 0,03% (24).

Europejski Urząd ds. Bezpieczeństwa Żywności (European Food Safety Authority – EFSA) w myśl dyrektywy 2003/99/EC publikuje coroczne raporty uwzględniające dane na temat zatruc pokarmowych, pozyskane od poszczególnych państw członkowskich UE.

Przepisy w zakresie badania żywności w kierunku enterotoksyn gronkowcowych

Zgodnie z rozporządzeniem Komisji (WE) nr 1441/2007 żywnością badaną w kierunku enterotoksyn gronkowcowych są: sery, mleko w proszku i serwatka w proszku. Produkty te rutynowo badane są w kierunku obecności koagulazo-dodatnich gronkowców w trakcie lub po zakończeniu procesu produkcji, zależnie od asortymentu. Wskazaniem do badania produktów na obecność enterotoksyn jest przekroczenie liczby gronkowców koagulazo-dodatnich w badanym produkcie powyżej 10⁵ jtk/g. Metodą wykrywania enterotoksyn w żywności jest zatwierdzona przez Unijne Laboratorium Referencyjne ds. Gronkowców Koagulazo-Dodatnich, w tym *S. aureus* (EU Community Reference Laboratory for Coagulase-Positive Staphylococci, including *Staphylococcus aureus* – CRL CPS) metoda przesiewowa oparta na testach immunoenzymatycznych VIDAS SET 2 i Ridascreeen SET Total (25). Testy te pozwalają na wykrycie 5 (tj. SEA–SEE) z 23 opisanych dotychczas enterotoksyn i wymagają wieloetapowego przygotowania próbki. Charakteryzuje je wysoka czułość i specyficzność, prostota wykonania i relatywnie szybki wynik (tab. 2).

Tabela 1. Wartości parametrów fizykochemicznych wpływających na wzrost i produkcję enterotoksyn przez *S. aureus*

Czynnik	Wzrost		Produkcja enterotoksyn	
	Wartości optymalne	Wartości graniczne	Wartości optymalne	Wartości graniczne
Temperatura	35–41°C	6–48°C	34–40°C	10–46°C
pH	6,0–7,0	4,0–10,0	7,0–8,0	5,0–9,6
NaCl	0%	0–20%	0%	0–12%
A _w	0,99	0,85 ≥ 0,99	0,99	0,86 ≥ 0,99
Atmosfera	tlenowa	-	tlenowa	-

Diagnostyka gronkowcowych zatruc pokarmowych, w odróżnieniu od rutynowych badań przesiewowych, jest bardziej kompleksowa. Rozpoznanie gronkowcowego zatrucia pokarmowego opiera się zwykle na stwierdzeniu przynajmniej 10⁵ komórek *S. aureus* w gramie badanej żywności, detekcji enterotoksyn gronkowcowych w badanej żywności i/lub wyizolowanie tego samego szczepu *S. aureus* od chorego oraz żywności powiązanej z zatruciem (21, 26). Obecność enterotoksyn w badanej żywności, oprócz technik immunoenzymatycznych, może zostać potwierdzona próbami biologicznymi z użyciem zwierząt laboratoryjnych (małpa rezus, ryjówka domowa) lub linii komórkowych, a także za pomocą technik biologii molekularnej (wykazanie genów enterotoksyn w genomach gronkowców wyizolowanych z badanej żywności; 27, 28). Potwierdzając gronkowcowe zatrucie pokarmowe, należy mieć na uwadze niedostatki wspomnianych metod. Dla przykładu, w żywności poddanej działaniu wysokich temperatur wytworzenie enterotoksyn może nastąpić jeszcze przed jej ogrzaniem, ich aktywność nie zmienia się w wyniku obróbki cieplnej, jednak komórki gronkowca złożonego ulegną inaktywacji. Posiew wykonany z takiej próbki żywności w kierunku *S. aureus* będzie ujemny, lecz ze względu na zawartość wcześniej wytworzonych enterotoksyn będzie ona stanowić zagrożenie dla zdrowia ludzi. Niepowodzenie izolacji *S. aureus* uniemożliwia też detekcję genów enterotoksyn technikami molekularnymi. Niezależnie od możliwych trudności z pozyskaniem DNA do oznaczeń molekularnych, należy zaznaczyć, iż samo stwierdzenie obecności genów enterotoksyn nie oznacza zdolności do ich wytwarzania, więc detekcja genów enterotoksyn nie może stanowić jednoznacznego potwierdzenia związku żywności z zatruciem (21, 29).

Próby biologiczne przeprowadzane na zwierzętach, celem określenia aktywności wymiotnej enterotoksyn, pociągają za sobą wątpliwości natury etycznej, będąc także kosztochłonne. Aby przy doustnym podaniu enterotoksyny indukować wymioty u zwierząt laboratoryjnych, wymagana jest dawka przekraczająca 200 ng/zwierzę, co znacznie przekracza szacowaną ilość wywołującą objawy zatrucia u człowieka (30, 31, 32). Dlatego też próby na zwierzętach nie wydają się odpowiednie do charakteryzowania przypadków gronkowcowych zatruc pokarmowych.

Wyniki najnowszych badań – impuls do zmian?

Trzy zagadnienia skupiły w ostatnich latach szczególną uwagę naukowców zajmujących się właściwościami enterotoksyn gronkowcowych oraz ich wytwarzaniem przez gronkowce. Pierwszym z tych zagadnień jest zdolność do produkcji enterotoksyn nie tylko przez koagulazo-dodatnie gatunki rodzaju *Staphylococcus*, ale także przez gatunki koagulazo-ujemne. Doniesienia na temat takiej możliwości pojawiły się w latach 50. i 70. XX w. (33, 34), jednak ze względu na brak dokładnych danych podchodzono do nich sceptycznie.

Obecność enterotoksycznych gronkowców koagulazo-ujemnych w mleku przeżuwaczy, zwłaszcza owiec i kóz, została później potwierdzona przez licznych badaczy (35, 36, 37). Powszechne występowanie tych mikroorganizmów w środowisku związanym z produkcją mleka oraz fakt, że koagulazo-ujemne gronkowce są drobnoustrojami najczęściej izolowanymi z przypadków *mastitis* u przeżuwaczy (38, 39, 40), skłania do podejmowania badań nad enterotoksycznością tych mikroorganizmów.

Zdolność wytwarzania enterotoksyn gronkowcowych została potwierdzona

Tabela 2. Komercyjne testy wykrywające enterotoksyny w żywności – charakterystyka

Test	Technika badania	Wykrywane enterotoksyny	Czas badania* (h)	Czułość testu (ng/ml)
VIDAS SET 2	ELFA**	SEA–SEE	1,5	0,25–0,5
Ridascreeen	ELISA***	SEA–SEE	2,5	0,1–0,75

* Nie obejmuje czasu ekstrakcji z próbek; ** Enzyme Linked Fluorescent Assay; *** Enzyme Linked Immunosorbent Assay

także w przypadku szczepów gronkowców koagulazo-ujemnych wyosobnionych z wędlin dojrzewających (41, 42). Enterotoksyczne właściwości stwierdzono nawet w szczepach gronkowców koagulazo-ujemnych wchodzących w skład kultur starterowych dodawanych, często w wysokich stężeniach, do surowców mięsnych podczas produkcji kielbas dojrzewających (43). Znaczący udział szczepów zdolnych do wytwarzania enterotoksyn stwierdzono w badaniach przeprowadzonych na szczepach gronkowców koagulazo-ujemnych pozyskanych od pracowników przemysłu spożywczego mających bezpośredni kontakt z żywnością (18). Pozwala to przypuszczać, że w warunkach niespełniających wymogów higienicznych ryzyko transmisji enterotoksycznych gronkowców koagulazo-ujemnych od ludzi do żywności jest realne.

Wykazano również, iż kliniczne izolaty koagulazo-ujemnych gatunków *Staphylococcus* są zdolne do wytwarzania enterotoksyn na poziomie wykrywalnym technikami serologicznymi (44, 45, 46). Enterotoksyny gronkowcowe produkowały także izolaty pozyskane od zwierząt towarzyszących (47).

W 2011 r. potwierdzono obecność genów homologicznych do genów enterotoksyn *S. aureus* w genomie *S. epidermidis*, koagulazo-ujemnego przedstawiciela *Staphylococcus* spp., opisując kompletną sekwencję nukleotydową genów kodujących enterotoksyny SEC i SEL (48).

W przypadkach zatruc, których potwierdzenie i analiza opierają się na detekcji termostabilnych enterotoksyn w żywności przetworzonej termicznie, skąd najczęściej nie można wyosobnić żywych gronkowców, ustalenie, czy wykryte w próbce enterotoksyny zostały wytworzone przez gronkowce koagulazo-ujemne, czy przez *S. aureus*, nie jest możliwe. Mając to na uwadze, można przypuszczać, że udział enterotoksycznych gronkowców koagulazo-ujemnych w rozwoju zatruc pokarmowych jest prawdopodobny (49).

Drugą istotną kwestią, która może przyczynić się do zmiany myślenia o wykrywaniu enterotoksyn gronkowcowych w żywności, zarówno w aspekcie rozporządzenia 1441/2007, jak i diagnostyki bakteryjnych zatruc pokarmowych, jest ujawnienie właściwości wymiotnych nowo opisanych enterotoksyn. Jak wspomniano, w zakres urzędowych badań wchodzi obecnie jedynie testy w kierunku enterotoksyn SEA-SEE. Od dłuższego czasu wiadomo jednak, że takie enterotoksyny, jak SEG, SEH, SEI, SER, SES i SET, również mają właściwości wymiotne (50, 51, 52). Enterotoksyna SEH została zidentyfikowana jako czynnik zbiorowych gronkowcowych zatruc pokarmowych w Norwegii i Japonii

(53, 54). Badania przeprowadzone przez Omoe i wsp. w 2013 r. (32) wykazały, że również enterotoksyny SEK, SEL, SEM, SEN, SEO, SEP oraz SEQ po doustnym podaniu indukują wymioty u małp (*Macaca fascicularis*). Pozwala to przypuszczać, że czynniki te odgrywają rolę w rozwoju gronkowcowych zatruc pokarmowych.

Trzecim zagadnieniem, które w ostatnich latach stało się przedmiotem intensywnych badań, jest wytwarzanie enterotoksyn w żywności. Większą część dotychczasowej wiedzy o warunkach wytwarzania enterotoksyn gronkowcowych uzyskano z badań prowadzonych na podłożach mikrobiologicznych. Najnowsze wyniki wykazują jednak, że środowisko żywności, jego parametry fizykochemiczne oraz obecność mikroflory towarzyszącej może znacząco modulować poziom produkcji enterotoksyn w stosunku do tego, co można zaobserwować w podłożach mikrobiologicznych (55). Badania te dotyczyły w szczególności wytwarzania enterotoksyny SEC w mleku. Stwierdzono bowiem, że szczepy *S. aureus* posiadające gen kodujący SEC występują z dużą częstością wśród przeżuwaczy oraz w środowisku pozyskiwanego mleka (56). Doświadczenia przeprowadzone przez Valihrach i wsp. (57, 58) wykazały, że wytwarzanie SEC w mleku, niezależnie od rodzaju mleka (mleko krowie, owcze, kozie), zawartości tłuszczu czy zastosowanej obróbki cieplnej (mleko w proszku, pasteryzowane, UHT), było na znacząco niższym poziomie niż w standardowych pożywkach laboratoryjnych. Stwierdzono, iż żaden z kilkunastu badanych szczepów *S. aureus* nie wytworzył w mleku SEC w ilości, która potrzebna jest do wywołania zatrucia pokarmowego u ludzi. Badania Cretenet i wsp. (59) wskazują na niską zdolność do wytwarzania SEC przez *S. aureus* rosnące w serze. W przypadku enterotoksyny SEA zaobserwowano, że naturalna mikroflora mleka surowego wpływa na obniżenie produkcji tej toksyny, przy jednoczesnym braku zahamowania wzrostu *S. aureus* (60). Zagadnienie produkcji enterotoksyn gronkowcowych w mleku i jego przetworach wymaga dalszych badań, choćby ze względu na niewielką liczbę scharakteryzowanych szczepów *S. aureus* (60, 61, 62) oraz różnice w zastosowanych metodach badawczych (63). Istnieją jednak przesłanki pozwalające przypuszczać, że mleko nie stanowi środowiska korzystnie wpływającego na produkcję enterotoksyn gronkowcowych.

Piśmiennictwo

1. Balaban N., Rasooly A.: Staphylococcal enterotoxins. *Int. J. Food Microbiol.*, 2000, **61**, 1–10.
2. Le Loir Y., Baron F., Gautier M.: *Staphylococcus aureus* and food poisoning. *Genet. Mol. Res.* 2003, **2**, 63–76.

3. Bergdoll M. 1983. Enterotoxins. Staphylococci and Staphylococcal Infections. Easman C. Adlam C. red. Academic Press, London, UK.
4. Bergdoll M. 1989. *Staphylococcus aureus*. Foodborne Bacterial Pathogens. Doyle M. red. Marcel-Dekker, New York, USA
5. Lina G., Bohach G.A., Nair S.P., Hiramatsu K., Jouvin-Marche E., Mariuzza R.: Standard nomenclature for the superantigens expressed by *Staphylococcus*. *J. Infect. Dis.* 2004, **189**, 2334–2336.
6. Dinges M.M., Orwin P.M., Schlievert P.M.: Exotoxins of *Staphylococcus aureus*. *Clin. Microbiol. Rev.* 2000, **13**, 16–34.
7. McCormick J., Yarwood J., Schlievert P.: Toxic shock syndrome and bacterial superantigens: an update. *Annu. Rev. Microbiol.* 2001, **55**, 77–104.
8. Proft T., Fraser J.: Bacterial superantigens. *Clin. Exp. Immunol.* 2003, **133**, 299–306.
9. McLean R.A., Lilly H.D., Alford J.A.: *J. Bacteriol.* 1968, **95**, 1207–1221.
10. Scheusner D.L., Hood L.L., Harmon L.G.: Effect of temperature and pH on growth and enterotoxin production by *Staphylococcus aureus*. *J. Milk Food Technol.* 1973, **36**, 249–252.
11. Yang S.E., Yu R.C., Chou C.C.: Influence of holding temperature on the growth and survival of *Salmonella* spp and *Staphylococcus aureus* and the production of staphylococcal effects of meat curing salts and temperature on production of staphylococcal enterotoxin B enterotoxin in egg products. *Int. J. Food Microbiol.* 2001, **63**, 99–107.
12. Meyrand A., Boutrand-Loei S., Ray-Gueniot S., Mazuy C., Gaspard C.E., Jaubert G., Perrin G., Lapeyre C., Vernoy-Rozand C.: Growth and enterotoxin production of *Staphylococcus aureus* during the manufacture and ripening of Camembert-type cheeses from raw goats' milk. *J. Appl. Microbiol.* 1998, **85**, 537–544.
13. Jay J.: Indicators of Food Microbial Quality and Safety. W: Jay J. (edit.): *Modern Food Microbiology*. Chapman & Hall, New York 1992.
14. Dunman P.M., Murphy E., Haney S., Palacios D., Tucker-Kellog G., Wu S., Brown E.L., Zagursky R.J., Shlaes D., Projan S.J.: Transcription profiling-based identification of *Staphylococcus aureus* genes regulated by the agr and/or sarA loci. *J. Bacteriol.* 2001, **183**, 7341–7353.
15. Rasooly A., Rasooly R.S.: Detection and analysis of Staphylococcal enterotoxin A in food by Western immunoblotting. *Int. J. Food Microbiol.* 1998, **41**, 205–212.
16. Zhang S., Stewart G.C.: Characterization of the promoter elements for the staphylococcal enterotoxin D gene. *J. Bacteriol.* 2000, **182**, 2321–2325.
17. Novick R., Schlievert P., Ruzin A.: Pathogenicity and resistance islands of staphylococci. *Microbes Infect.* 2001, **3**, 585–594.
18. Udo E., Al-Bustan M., Jacob L., Chugh T.: Enterotoxin production by coagulase-negative staphylococci in restaurant workers from Kuwait City may be a potential cause of food poisoning. *J. Med. Microbiol.* 1999, **48**, 819–823.
19. Hennekinne J., de Buyser M., Dragacci S.: *Staphylococcus aureus* and its food poisoning toxins: characterization and outbreak investigation. *FEMS Microbiol. Rev.* 2012, **36**, 815–836.
20. Scharff R.L.: Economic burden from health losses due to foodborne illness in the United States. *J. Food Protect.* 2012, **75**, 123–131.
21. Hennekinne J.A., Ostyn A., Guillier F., Herbin S., Pruffer A.L., Dragacci S.: How should staphylococcal food poisoning outbreaks be characterized? *Toxins*. 2010, **2**, 2106–2116.
22. Doyle M., Hartmann E., Lee Wong A.: Methicillin-resistant staphylococci: implications for our food supply? *Anim. Health Res. Rev.* 2012, **13**, 157–180.
23. Scallan E., Hoekstra R., Angulo E., Tauxe R., Widdowson M., Roy S., Jones J., Griffin P.: Foodborne illness acquired in the United States – major pathogens. *Emerg. Infect. Dis.* 2011, **17**, 7–15.
24. Murray R.J.: Recognition and management of *Staphylococcus aureus* toxin-mediated disease. *Intern. Med. J.* 2005, **35**, 106–119.
25. Rola J.G., Korpysa-Dzirba W., Osek J.: Enterotoksyny gronkowcowe. Część II. Europejska metoda skriningowa i jej modyfikacje – przyczyny i efekty. *Zycie Wet.* 2012, **87**, 767–769.
26. Bryan F.L., Guzewich J.J., Todd E.C.D.: Surveillance of foodborne disease II. Summary and presentation of descriptive data and epidemiologic patterns; their value and limitations. *J. Food Prot.* 1997, **60**, 567–578.
27. Bergdoll M.S.: Staphylococcal intoxications. In Food-borne Infections and Intoxications; Riemann, H., Bryan, F.L., Eds.; Academic press: New York, NY, USA, 1979; pp. 443–494.
28. Hawryluk T., Hirschfeld I.: A super antigen bioassay to detect staphylococcal enterotoxin A. *J. Food Prot.* 2002, **65**, 1183–1187.

29. Derzelle S., Dilasser F., Duquenne M., Deperrois V.: Differential temporal expression of the staphylococcal enterotoxins genes during cell growth. *Food Microbiol.* 2009, **26**, 896–904.
30. Surgalla M., Bergdoll M.S., Dack G.M.: Some observations on the assay of staphylococcal enterotoxin by the monkey feeding test. *J. Lab. Clin. Med.* 1953, **41**, 782–788.
31. Ikeda T., Tamate N., Yamaguchi K., Makino S.: Mass outbreak of food poisoning disease caused by small amounts of staphylococcal enterotoxins A and H. *Appl. Environ. Microbiol.* 2005, **71**, 2793–2795.
32. Omoe K., Hu D.L., Ono H.K., Shimizu S., Takahashi-Omoe H., Nakane A., Uchiyama T., Shinagawa K., Imanishi K.: Emetic potentials of newly identified staphylococcal enterotoxin-like toxins. *Infect. Immun.* 2013, **81**, 3627–3631.
33. Omori G., Kato Y.: A staphylococcal food poisoning caused by a coagulase-negative strain. *Bilken's J.* 1959, 2:92.
34. Breckinridge J., Bergdoll M.: Outbreak of food-borne gastroenteritis due to a coagulase-negative enterotoxin-producing staphylococcus. *N. Engl. J. Med.* 1971, **284**, 541–543.
35. Harvey J., Gilmour A.: Application of current methods for isolation and identification of staphylococci in raw bovine milk. *J. Appl. Bacteriol.* 1985, **59**, 207–221.
36. De Buyser M., Dilasser F., Hummel R., Bergdoll M.: Enterotoxin and toxic shock syndrome-1 production by staphylococci isolated from goat's milk. *Int. J. Food Microbiol.* 1987, **5**, 301–309.
37. Bautista L., Gaya P., Medina M., Nuñez M.: A quantitative study of enterotoxin production by sheep milk staphylococci. *Appl. Environ. Microbiol.* 1988, **54**, 566–569.
38. Bergonier D., de Crémoux R., Rupp R., Lagriffoul G., Berthelot X.: Mastitis of dairy small ruminants. *Vet. Res.* 2003, **34**, 689–716.
39. Taponen S., Sijojoki H., Haveri M., Larsen H., Pyörälä S.: Clinical characteristics and persistence of bovine mastitis caused by different species of coagulase-negative staphylococci identified with API or AFLP. *Vet. Microbiol.* 2006, **115**, 199–207.
40. Taponen S., Pyörälä S.: Coagulase-negative staphylococci as cause of bovine mastitis – not so different from *Staphylococcus aureus*? *Vet. Microbiol.* 2009, **134**, 29–36.
41. Marín M., de la Rosa M., Cornejo I.: Enterotoxigenicity of *Staphylococcus* strains isolated from Spanish dry-cured hams. *Appl. Environ. Microbiol.* 1992, **58**, 1067–1069.
42. Rodríguez M., Núñez F., Córdoba J., Bermúdez E., Asensio M.: Gram-positive, catalase-positive cocci from dry cured Iberian ham and their enterotoxigenic potential. *Appl. Environ. Microbiol.* 1996, **62**, 1897–1902.
43. Zell C., Resch M., Rosenstein R., Albrecht T., Hertel C., Götz F.: Characterization of toxin production of coagulase-negative staphylococci isolated from food and starter cultures. *Int. J. Food Microbiol.* 2008, **127**, 246–251.
44. Crass B., Bergdoll M.: Involvement of coagulase-negative staphylococci in toxic shock syndrome. *J. Clin. Microbiol.* 1986, **23**, 43–45.
45. Da Cunha M., Rugolo L., Lopes C.: Study of virulence factors in coagulase-negative staphylococci isolated from newborns. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz.* 2006, **101**, 661–668.
46. Da Cunha M., Calsolari R., Júnior J.: Detection of enterotoxin and toxic shock syndrome toxin 1 genes in *Staphylococcus*, with emphasis on coagulase-negative staphylococci. *Microbiol. Immunol.* 2007, **51**, 381–390.
47. Adesiyun A., Usman B.: Isolation of enterotoxigenic strains of staphylococci from dogs. *Vet. Microbiol.* 1983, **8**, 459–468.
48. Madhusoodanan J., Seo K., Remortel B., Park J., Hwang S., Fox L., Park Y., Deobald C., Wang D., Liu S., Daugherty S., Gill A., Bohach G., Gill S.: An enterotoxin-bearing pathogenicity island in *Staphylococcus epidermidis*. *J. Bacteriol.* 2011, **193**, 1854–1862.
49. Podkowiak M., Park J., Seo K., Bystron J., Bania J.: Enterotoxigenic potential of coagulase-negative staphylococci. *Int. J. Food Microbiol.* 2013, **163**, 34–40.
50. Jarraud S., Peyrat M.A., Lim A., Tristan A., Bes M., Mougé C.: *egg*, A highly prevalent operon of enterotoxin gene, forms a putative nursery of superantigens in *Staphylococcus aureus*. *J. Immunol.* 2001, **166**, 669–677.
51. Omoe K., Imanishi K., Hu D.L., Kato H., Takahashi-Omoe H., Nakane A., Uchiyama T., Shinagawa K.: Biological properties of staphylococcal enterotoxin-like toxin type R. *Infect. Immun.* 2004, **72**, 3664–3667.
52. Ono H.K., Omoe K., Imanishi K., Iwakabe Y., Hu D.L., Kato H., Saito N., Nakane A., Uchiyama T., Shinagawa K.: Identification and characterization of two novel staphylococcal enterotoxins, types S and T. *Infect. Immun.* 2008, **76**, 4999–5005.
53. Ikeda T., Tamate N., Yamaguchi K., Makino S.: Mass outbreak of food poisoning disease caused by small amounts of staphylococcal enterotoxins A and H. *Appl. Environ. Microbiol.* 2005, **71**, 2793–2795.
54. Jørgensen H.J., Mathisen T., Løvseth A., Omoe K., Qvale K.S., Loncarevic S.: An outbreak of staphylococcal food poisoning caused by enterotoxin H in mashed potato made with raw milk. *FEMS Microbiol. Lett.* 2005, **252**, 267–272.
55. Smith J.L., Buchanan R.L., Palumbo S.A.: Effect of food environment on staphylococcal enterotoxin synthesis. *J. Food Prot.* 1983, **46**, 545–555.
56. Scherrer D., Corti S., Muehlherr J.E., Zweifel C., Stephan R.: Phenotypic and genotypic characteristics of *Staphylococcus aureus* isolates from raw bulk-tank milk samples of goats and sheep. *Vet. Microbiol.* 2004, **101**, 101–107.
57. Valihrach L., Alibayov B., Demnerova K.: Production of staphylococcal enterotoxin C in milk. *Int. Dairy J.* 2013, **30**, 103–107.
58. Valihrach L., Alibayov B., Zdenkova K., Demnerova K.: Expression and production of staphylococcal enterotoxin C is substantially reduced in milk. *Food Microbiol.* 2014, **44**, 54–59.
59. Cretenet M., Nouaille S., Thouin J., Rault L., Stenz L., François P., Hennekinne J.A., Piot M., Maillard M.B., Fauquant J., Loubière P., Loir Y.L., Even S.: *Staphylococcus aureus* virulence and metabolism are dramatically affected by *Lactococcus lactis* in cheese matrix. *Environ. Microbiol. Rep.* 2011, **3**, 340–351.
60. Sabike I.L., Fujikawa H., Sakha M.Z., Edris A.M.: Production of *Staphylococcus aureus* enterotoxin A in raw milk at high temperatures. *J. Food Prot.* 2014, **77**, 1612–1616.
61. Otero A., García M.C., García M.L., Moreno B.: Effect of growth of a commercial starter culture on growth of *Staphylococcus aureus* and thermonuclease and enterotoxins (C1 and C2) production in broth cultures. *Int. J. Food Microbiol.* 1988, **6**, 107–114.
62. Otero A., García M.L., García M.C., Moreno B., Bergdoll M.S.: Production of staphylococcal enterotoxins C1 and C2 and thermonuclease throughout the growth cycle. *Appl. Environ. Microbiol.* 1990, **56**, 555–559.
63. Soejima T., Nagao E., Kubota T., Yamagata H., Kagi H.: Comparison between ultrafiltration and trichloroacetic acid precipitation method for concentration of *Staphylococcus aureus* enterotoxin in dairy samples. *Int. J. Food Microbiol.* 2004, **93**, 185–194.

Dr Magdalena Podkowiak,
e-mail: magdalena.podkowiak@up.wroc.pl

Wścieklizna choroba zagrażająca zwierzętom i ludziom

Polecamy sprawdzoną szczepionkę przeciwko
wścieklźnie CANVAC® R

- ▶ wysoka skuteczność
- ▶ niska cena – mniej niż 1zł za 1 dawkę
- ▶ dostępna w hurtowniach i u dystrybutora

Szczepionka przeznaczona jest do profilaktycznego
szczepienia zwierząt klinicznie zdrowych
przeciwko wścieklźnie.



CANVAC® R
Inaktywowana szczepionka przeciwko wścieklźnie



Dystrybutor:
Przedsiębiorstwo Farmaceutyczne Okoniewscy
"VETOS-FARMA" Sp. z o.o.
ul. Zachodnia 6, 63-322 Gołuchów
tel. (062) 76-150-55, tel./fax (062) 76-177-15
www.vetos-farma.com.pl, biuro@vetos-farma.com.pl



Pražská 328, 411 55 Terezín
Czech Republic



HALOCUR 0,5 mg/ml
roztwór doustny dla cieląt

Skład jakościowy i ilościowy produktu leczniczego · Substancja czynna: Halofuginon (w postaci soli mliczanowej) 0,50 mg/ml. Substancje pomocnicze: kwas benzoesowy (E 210) 1,00 mg/ml, tartrazyna (E 102) 0,03 mg/ml.

Postać farmaceutyczna · Roztwór doustny.

Wskazania lecznicze dla poszczególnych docelowych gatunków zwierząt · U nowo narodzonych cieląt: Zapobieganie biegunkom występującym w przebiegu zdiagnozowanych zakażeń *Cryptosporidium parvum*, w gospodarstwach z potwierdzoną kryptosporydiozą; stosowanie preparatu należy rozpocząć w ciągu pierwszych 24–28 godzin życia. Zmniejszenie nasilenia biegunek występujących w przebiegu zdiagnozowanych zakażeń *Cryptosporidium parvum*. Podawanie należy rozpocząć w ciągu 24 godzin od wystąpienia biegunki. W obu przypadkach wykazano ograniczenie wydalania oocyst.

Przeciwwskazania · Nie stosować na pusty żołądek. Nie stosować w przypadkach biegunki, która trwa od ponad 24 godzin oraz u słabych cieląt.

Specjalne ostrzeżenia dotyczące stosowania u każdego z docelowych gatunków zwierząt · Brak.

Specjalne środki ostrożności dotyczące stosowania · Specjalne środki ostrożności dotyczące stosowania u zwierząt: Preparat należy stosować wyłącznie po podaniu siary, mleka lub preparatu mlekozastępczego, przy użyciu strzykawki bądź innego, odpowiedniego urządzenia do podawania doustnego. Nie stosować na pusty żołądek. W przypadku cieląt z objawami braku laktacji należy podać rozpuszczony w 500 ml roztworu elektrolitowego. Zwierzętom należy podać odpowiednią ilość siary, zgodnie z zasadami dobrej praktyki hodowlanej.

Specjalne środki ostrożności dla osób podających produkty lecznicze weterynaryjne zwierzętom. Dla użytkownika: Powtarzający się kontakt z preparatem może prowadzić do wystąpienia objawów skórnych uczulenia. Chronić oczy i skórę przed kontaktem z preparatem. W przypadku kontaktu ze skórą lub oczami należy natychmiast przepłukać dużą ilością czystej wody. Jeżeli podrażnienie oczu utrzymuje się, należy zwrócić się o poradę medyczną. Podczas podawania produktu należy nosić rękawice ochronne. Po zakończeniu podawania preparatu należy umyć ręce.

Działania niepożądane (częstotliwość i stopień nasilenia) · W sporadycznych przypadkach obserwowano zwiększenie nasilenia biegunki u leczonych zwierząt.

Dawkowanie i droga podawania · Do podawania doustnego cielętom, po karmieniu. Preparat należy podawać w następujący sposób: 100 µg halofuginonu / kg m.c. raz dziennie, przez 7 kolejnych dni, tj. 2 ml preparatu HALOCUR / 10 kg m.c. / raz dziennie przez 7 kolejnych dni. Aby ułatwić leczenie z zastosowaniem preparatu HALOCUR, proponuje się uproszczony schemat dawkowania: 35 kg < cielęta ≤ 45 kg: 8 ml preparatu HALOCUR, raz dziennie, przez 7 kolejnych dni. 45 kg < cielęta < 60 kg: 12 ml preparatu HALOCUR, raz dziennie, przez 7 kolejnych dni. W przypadku cieląt z mniejszą lub większą masą ciała należy przeprowadzić dokładne wyliczenie (2 ml / 10 kg m.c.). Aby zapewnić właściwe dawkowanie, niezbędne jest stosowanie strzykawki lub innego urządzenia odpowiedniego do podawania doustnego. Preparat należy podawać każdego dnia o tej samej porze. Po przeprowadzeniu leczenia u pierwszego cielęcia, wszystkie następnie nowo narodzone cielęta muszą być systematycznie poddawane terapii, dopóki występuje zagrożenie biegunkami wywołanymi przez *Cryptosporidium parvum*.

Okres karencji · Tkanki jadalne: 13 dni.

Nazwa i adres podmiotu odpowiedzialnego · Intervet International B.V., Wim de Körverstraat 35, 5831 AN Boxtmeer, Holandia.

Numer pozwolenia na dopuszczenie do obrotu · Komisja Europejska EU/2/99/013/001-002.

Kategoria dostępności: Produkt leczniczy weterynaryjny wydawany na podstawie recepty. Reklama kierowana do osób uprawnionych do wystawiania recept oraz osób prowadzących obrót produktami leczniczymi.



Rotavec Corona
emulsja do wstrzykiwań dla bydła

Skład jakościowy i ilościowy produktu leczniczego · W dawce 2 ml: Substancje czynne: Rotawirus bydła, szczep UK-Compton, serotyp G6 P5, inaktywowany: 1/4 dawki szczepionki powoduje powstanie przeciwciał neutralizujących o mianie: 3,7 log₁₀ / ml (świniki morskie); Koronawirus bydła, szczep Mebus, inaktywowany: 1/20 dawki szczepionki powoduje powstanie miana przeciwciał ELISA: 3,41 log₁₀ / ml (świniki morskie); Adhezyna FS (K99) *E. coli*: 1/20 dawki szczepionki powoduje powstanie przeciwciał ELISA (OD492): > 0,64 (świniki morskie). **Adjuwant:** Lekki olej mineralny/emulsyfikator 1,40 ml, glicyn wodoroctlenek 2,45–3,32 mg. **Substancje pomocnicze:** Tiomersal 0,032–0,069 mg, Formaldehyd ≤ 0,34 mg.

Postać farmaceutyczna · Emulsja do wstrzykiwań.

Wskazania lecznicze dla poszczególnych docelowych gatunków zwierząt · Do czynnego odparniania ciężarnych krów i jałówek w celu wytworzenia przeciwciał przeciw antygenowi adhezyjny FS (K99) *E. coli* oraz rotawirusowi i koronawirusowi. U cieląt pojących siarę od szczenionych krów w ciągu 2–4 tygodni po porodzie przeciwciała powodują: zmniejszenie nasilenia biegunek powodowanych przez *E. coli* FS (K99), zmniejszenie częstości biegunek powodowanych przez rotawirus, obniżenie siłownia wirusów u cieląt zakażonych rotawirusem lub koronawirusem. Powstaje odporność: odporność bierną przeciw wszystkim antygenom zawartym w szczepionce ciele nabywa od momentu spożycia siary. Czas trwania odporności: u cieląt pojących sztucznie siarę odporność utrzymuje się przez cały okres pojenja. U cieląt ssących naturalnie ochrona przed rotawirusami utrzymuje się co najmniej przez 7 dni, a przed koronawirusami co najmniej 14 dni.

Przeciwwskazania · Brak.

Specjalne ostrzeżenia · Brak.

Specjalne środki ostrożności dotyczące stosowania · Należy przestrzegać szczególnie ścisłych środków ostrożności w celu zapobiegania zanieczyszczenia szpiczki.

Specjalne środki ostrożności dotyczące stosowania u zwierząt · Nie szczepić chorych zwierząt.

Specjalne środki ostrożności dla osób podających produkty lecznicze weterynaryjne zwierzętom · Dla użytkownika: Produkt zawiera olej mineralny. Przypadkowe wstrzyknięcie/samoiniekcja może powodować znaczną bolesność oraz obrzęk, szczególnie w przypadku wstrzyknięcia do stawu lub palca, a w rzadkich przypadkach może doprowadzić do utraty palca, jeśli nie zostanie udzielona natychmiastowa pomoc lekarska. W przypadku omyłkowego wstrzyknięcia niniejszego produktu należy zwrócić się o pomoc lekarską, nawet jeśli wstrzyknięta została niewielka ilość produktu, należy zabrać ze sobą ulotkę informacyjną. Jeśli bolesność utrzymuje się dłużej niż 12 godzin po udzieleniu pomocy lekarskiej, należy ponownie udać się do lekarza.

Dla lekarza: Niniejszy produkt zawiera olej mineralny. Nawet jeśli wstrzyknięta została bardzo niewielka ilość produktu, może to spowodować znaczną bolesność oraz obrzęk, a w konsekwencji martwicę niedokrwienną, a nawet utratę palca. Kończyną jest fachowca i SZYBKĄ pomoc chirurgiczną, mogąca obejmować wczesne nacięcie i irygację miejsca iniekcji, szczególnie jeśli dotyczy otuszek palca lub ścięgna.

Działania niepożądane (częstotliwość i stopień nasilenia) · Czasami w miejscu iniekcji obserwuje się miękkie obrzęk uniesiony do 1 cm, który jest reabsorbowany w ciągu 14–21 dni. Czasami mogą wystąpić reakcje nadwrażliwości. W takich przypadkach należy natychmiast podjąć odpowiednie leczenie, podając na przykład adrenalinę.

Dawkowanie i droga podawania · Przed zastosowaniem należy silnie wstrząsnąć. Igły i strzykawki powinny być wysterylizowane przed użyciem, a zastrzyk podany w suchą, czystą okolicę skóry przy zachowaniu środków ostrożności zapobiegających zanieczyszczeniu.

Podawanie: Jedna dawka 2 ml w podaniu domięśniowym. Zalecany miejscem podania jest boczna strona karku. Szczepionkę podawać jednorazowo w czasie każdej ciąży pomiędzy 12 a 3 tygodniem przed spodziewanym wycieleniem. **Pojenie siarą:** Ochrona cieląt zależy od obecności przeciwciał siarowych (od szczenionych krów) w przewodzie pokarmowym w ciągu 2–3 tygodni życia cieląt do chwili wytworzenia ich własnej odporności. Dlatego też, w celu maksymalizacji skuteczności szczepienia, istotne jest zapewnienie pojenia siarą przez cały ten okres życia cieląt. Cielęta powinny otrzymać siarę od szczenionych krów w ciągu pierwszych 6 godzin życia. Cielęta ssące otrzymują odpowiednią siarę poprzez naturalne karmienie przez szczenione krowy.

W stadach krów mlecznych siarę/mleko pochodzące z pierwszych 6–8 udojów od szczenionych krów należy mieszać ze sobą. Tak przygotowana siara może być przechowywana w temperaturze poniżej 20°C, ale powinna być wykorzystana tak szybko jak to możliwe, ponieważ przy przechowywaniu siary przez 28 dni poziom immunoglobulin może spaść o 50%. Tam, gdzie jest to możliwe, zaleca się przechowywanie w temperaturze 4°C. Cielęta powinny być pojone siarą mieszaną w ilości 2,5–3,5 litra na dzień (zgodnie z masą ciała) przez pierwsze 2 tygodnie życia. Optymalne wyniki uzyskuje się, kiedy całe stado krów poddaje się szczepieniu. Zapewnia to minimalizowanie liczby zakażeń cieląt i w konsekwencji redukcję sielwstwa wirusa, co powoduje obniżenie ilości zachorowań w stadzie.

Okres karencji · Zero dni.

Nazwa i adres podmiotu odpowiedzialnego · Intervet International B.V., Wim de Körverstraat 35, 5831 AN Boxtmeer, Holandia

Numer pozwolenia na dopuszczenie do obrotu · Prezes Urzędu Rejestracji Produktów Leczniczych, Wyrobów Medycznych i Produktów Biobójczych 1800/08.

Kategoria dostępności: Wydawany z przepisu lekarza – Rp. Reklama kierowana do osób uprawnionych do wystawiania recept oraz osób prowadzących obrót produktami leczniczymi.



Fiprex® KOT; 52,5 mg/0,7 ml
roztwór do nakrapiania dla kotów

Skład jakościowy i ilościowy substancji czynnej · Fipronil 52,5 mg / 0,7 ml

Postać farmaceutyczna · Roztwór do nakrapiania

Wskazania lecznicze · Zwalczenie inwazji pcheł (*Ctenocephalides* spp.), kleszczy (*Ixodes* spp.) i wszy (*Linognathus* spp.) u kotów. Działanie zabezpieczające przed ponowną inwazją pcheł utrzymuje się przez 8 tygodni, a przed ponowną inwazją kleszczy przez 4 tygodnie. Fiprex można stosować jako leczenie wspomagające alergicznego pchłego zapalenia skóry (APZS).

Przeciwwskazania · Nie stosować u kotów poniżej 8 tygodnia życia i/lub ważących mniej niż 1 kg. Nie stosować w przypadku nadwrażliwości na związki fenylpirazolowe. Nie stosować u zwierząt chorych lub w okresie rekonwalescencji. Nie stosować u królików.

Działania niepożądane · W przypadku polizania przez zwierzę miejsca zastosowania preparatu może wystąpić ślinotok, wymioty oraz inne objawy ze strony układu nerwowego (nadwrażliwość, osowiałość). Działania niepożądane ustępują zwykle po 24 godzinach. W miejscu podania może wystąpić tymczasowe odbarwienie futra, miejscowe wyłysienie, zaczerwienienie, świąd lub przetrzeczony wygląd. O wystąpieniu działań niepożądanych po podaniu tego produktu lub zaobserwowaniu jakichkolwiek niepożądanych objawów niewymienionych w ulocie (w tym również objawów u człowieka na skutek kontaktu z lekiem) należy powiadomić właściwego lekarza weterynarii, podmiot odpowiedzialny lub Urząd Rejestracji Produktów Leczniczych, Wyrobów Medycznych i Produktów Biobójczych. Formularz zgłoszeniowy należy pobrać ze strony internetowej <http://www.urlf.gov.pl> (Wydział Produktów Leczniczych Weterynaryjnych).

Docelowe gatunki zwierząt · Kot

Dawkowanie i droga podania · Preparat podawać zewnętrznie, bezpośrednio na skórę. 1 tubka 0,7 ml (KOT) zawierająca 52,5 mg fipronilu – na kota.

Zalecenia dla prawidłowego podania · Sposób podania: Nie kapać zwierzęt 2 dni przed oraz 2 dni po podaniu preparatu. Otworzyć tubkę przez przekreślenie i oderwanie końcówki. Rozchylić siersć między łopatkami i wycisnąć całą zawartość tubki. W celu uzyskania optymalnego efektu działania produkt należy podawać z zachowaniem minimum 4-tygodniowych odstępów pomiędzy kolejnymi aplikacjami. Należy zawsze mieć na uwadze aktualny stopień nasilenia

inwazji pcheł i kleszczy na danym terenie. Preparat nie zabezpiecza przed przyściępieniem się kleszcza do skóry zwierzęcia. Po zabiciu kleszcza zazwyczaj spadają z futra kota, natomiast te, które pozostaną mogą być usunięte przez delikatne strzeżenie. W niekorzystnych warunkach po zastosowaniu preparatu mogą pozostać na zwierzęciu pojedyncze ektopasożyty, w związku z tym nie można całkowicie wykluczyć możliwości przeniesienia chorób zakaźnych. Pchły występują również w miejscach, w których przebywają zwierzęta (legowiska, dywany). Miejsca te również powinny być poddane działaniu odpowiednich preparatów przeciwpasożytniczych i regularnie odkurzone.

Okres karencji · Nie dotyczy.

Specjalne środki ostrożności przy przechowywaniu i transporcie · Przechowywać w miejscu niedostępnym i niewidocznym dla dzieci. Przechowywać w temperaturze poniżej 25°C. Nie zamrażać. Nie przechowywać w lodówce. Nie używać po upływie terminu ważności podanego na etykiecie.

Specjalne ostrzeżenia i środki ostrożności · Zapobiegać lizaniu sierści przez zwierzęta kilka godzin po zabiegu. Nie stosować na uszkodzoną skórę kota. Wszystkie koty i psy przebywające w gospodarstwie domowym powinny również podlegać leczeniu. Zwierzęta o stwierdzonej nadwrażliwości na którykolwiek składnik preparatu nie powinny być poddawane zabiegowi.

Zaleca się podawać preparat w gumowych rękawiczkach ochronnych. Podczas zabiegu nie pić, nie jeść i nie palić. Unikaj kontaktu preparatu ze skórą. Po zabiegu dokładnie umyć ręce. Nie dotykać zwierzęcia aż do całkowitego wyschnięcia preparatu. W przypadku kontaktu preparatu ze słowuszą oką należy przemyć zanieczyszczone miejsce dużą ilością wody. Osoby o stwierdzonej nadwrażliwości na którykolwiek składnik preparatu powinny zachować szczególną ostrożność przy jego aplikacji. W badaniach prowadzonych na zwierzętach laboratoryjnych nie zaobserwowano negatywnego wpływu na reprodukcję ani negatywnego działania teratogenne. Nie należy stosować u ciężarnych i karmiących kotek ze względu na brak danych bezpieczeństwa. Ryzyko wystąpienia działań niepożądanych może wzrosnąć przy przedawkowaniu preparatu. W wyniku przedawkowania może dojść do wystąpienia niekontrolowanych skurczów mięśni i drgawek. W niektórych przypadkach obserwowano pobudzenie lub senność oraz nadwrażliwość na hałas i światło. Stwierdzano także przejściowe zawroty głowy, nadmierne ślinienie się oraz nudności i wymioty. W miejscu podania produktu może dojść do przejściowego zaczerwienienia lub podrażnienia skóry. Wszystkie te objawy ustępują zwykle po upływie 24 godzin. W celu zmniejszenia ich intensywności można zastosować leczenie objawowe. Zastosowanie się do zaleceń producenta ogranicza do minimum pojawienie się działań ubocznych.

Specjalne środki ostrożności dotyczące unieszkodliwiania nieużytego produktu leczniczego weterynaryjnego lub odpadów pochodzących z tego produktu · Leków nie należy usuwać do kanalizacji ani wyrzucać do śmieci. O sposobu usunięcia bezużytych leków zapytaj lekarza weterynarii. Pozwólą one na lepszą ochronę środowiska.

Data zatwierdzenia lub ostatniej zmiany tekstu ulotki · 17.02.2010 r.

Numer pozwolenia na dopuszczenie do obrotu · Pozwolenie Ministra Zdrowia na dopuszczenie do obrotu nr: 1964/10(KOT)

Inne informacje · W celu uzyskania informacji na temat niniejszego produktu leczniczego weterynaryjnego należy kontaktować się z podmiotem odpowiedzialnym.

Wydawany bez przepisu lekarza – OTC.

Do podawania przez właściciela lub opiekuna zwierzęcia.

Dostępne opakowania · Tuba o pojemności 0,7 ml, wykonana z LDPE/HDPE i kaniału HDPE. Tuby pakowane po 1 lub 12 sztuk w pudełko tekturowe.

Nazwa i adres podmiotu odpowiedzialnego · Przedsiębiorstwo Wielobranżowe „VEI-AGRO” Sp. z o.o., ul. Gliniana 32, 20-616 Lublin, tel. +48 81 445 23 00



Fiprex® L 300 mg/4 ml
roztwór do nakrapiania dla psów

Skład jakościowy i ilościowy substancji czynnej · Fiprex® L – Fipronil 300 mg/4 ml

Postać farmaceutyczna · Roztwór do nakrapiania

Wskazania lecznicze · Zwalczenie inwazji pcheł (*Ctenocephalides* spp.), kleszczy (*Ixodes* spp.) i wszy (*Linognathus* spp.) u psów. Działanie zabezpieczające przed ponowną inwazją pcheł utrzymuje się przez 8 tygodni, a przed ponowną inwazją kleszczy przez 4 tygodnie. Fiprex można stosować jako leczenie wspomagające alergicznego pchłego zapalenia skóry (APZS).

Przeciwwskazania · Nie stosować u szczeniactw poniżej 8 tygodnia życia i/lub ważących mniej niż 2 kg. Nie stosować w przypadku nadwrażliwości na związki fenylpirazolowe. Nie stosować u zwierząt chorych lub w okresie rekonwalescencji. Nie stosować u królików.

Działania niepożądane · W przypadku polizania przez zwierzę miejsca zastosowania preparatu może wystąpić ślinotok, wymioty oraz inne objawy ze strony układu nerwowego (nadwrażliwość, osowiałość). Działania niepożądane ustępują zwykle po 24 godzinach. W miejscu podania może wystąpić tymczasowe odbarwienie futra, miejscowe wyłysienie, zaczerwienienie, świąd lub przetrzeczony wygląd. O wystąpieniu działań niepożądanych po podaniu tego produktu lub zaobserwowaniu jakichkolwiek niepożądanych objawów niewymienionych w ulocie (w tym również objawów u człowieka na skutek kontaktu z lekiem) należy powiadomić właściwego lekarza weterynarii, podmiot odpowiedzialny lub Urząd Rejestracji Produktów Leczniczych, Wyrobów Medycznych i Produktów Biobójczych. Formularz zgłoszeniowy należy pobrać ze strony internetowej <http://www.urlf.gov.pl> (Wydział Produktów Leczniczych Weterynaryjnych).

Docelowe gatunki zwierząt · Pies

Dawkowanie i droga podania · Preparat podawać zewnętrznie, bezpośrednio na skórę. 1 tubka 4 ml (L) zawierająca 300 mg fipronilu – na psa o masie od 20 kg do 40 kg. 2 tubki 4 ml (L) na psa o masie powyżej 55 kg.

Zalecenia dla prawidłowego podania · Sposób podania: Nie kapać zwierzęt 2 dni przed oraz 2 dni po podaniu preparatu. Otworzyć tubkę przez przekreślenie i oderwanie końcówki. Rozchylić siersć między łopatkami i wycisnąć całą zawartość tubki – bezpośrednio na skórę – wzdłuż linii kregosłupa aż do nasady ogona. W celu uzyskania optymalnego efektu działania produkt należy podawać z zachowaniem minimum 4-tygodniowych odstępów pomiędzy kolejnymi aplikacjami. Należy zawsze mieć na uwadze aktualny stopień nasilenia inwazji pcheł i kleszczy na danym terenie. Preparat nie zabezpiecza przed przyściępieniem się kleszcza do skóry zwierzęcia. Po zabiciu kleszcza zazwyczaj spadają z sierści psa, natomiast te,

kotrze pozostaną, mogą być usunięte przez delikatne strzeżenie. W niekorzystnych warunkach po zastosowaniu preparatu mogą pozostawać na zwierzęciu pojedyncze ektopasożyty, w związku z tym nie można całkowicie wykluczyć możliwości przeniesienia chorób zakaźnych. Pchły występują również w miejscach, w których przebywają zwierzęta (legowiska, dywany). Miejsca te również powinny być poddane działaniu odpowiednich preparatów przeciwpasożytniczych i regularnie odkurzone.

Okres karencji - Nie dotyczy.

Specjalne środki ostrożności przy przechowywaniu i transporcie - Przechowywać w miejscu niedostępnym i niewidocznym dla dzieci. Przechowywać w temperaturze poniżej 25°C. Nie zamrażać. Nie przechowywać w lodówce. Nie używać po upływie terminu ważności podanego na etykiecie.

Specjalne ostrzeżenia i środki ostrożności - Zapobiegać lizaniu sierści przez zwierzęta kilka godzin po zabiegu. Nie stosować na uszkodzoną skórę psa. Wszystkie koty i psy przebywające w gospodarstwie domowym powinny również podlegać leczeniu. Zwierzęta o stwierdzonej nadwrażliwości na którykolwiek składnik preparatu nie powinny być poddawane zabiegowi.

Zaleca się podawać preparat w gumowych rękawiczkach ochronnych. Podczas zabiegu nie pić, nie jeść i nie palić. Unikać kontaktu preparatu ze skórą. Po zabiegu dokładnie umyć ręce. Nie dotykać zwierzęcia aż do całkowitego wyschnięcia preparatu. W przypadku kontaktu preparatu ze słuzówką oka należy przemyć zanieczyszczone miejsce dużą ilością wody. Osoby o stwierdzonej nadwrażliwości na którykolwiek składnik preparatu powinny zachować szczególną ostrożność przy jego aplikacji. W badaniach prowadzonych na zwierzętach laboratoryjnych nie zaobserwowano negatywnego wpływu na reprodukcję ani negatywnego działania teratogennego. Nie należy stosować u ciężarnych i karmiących sук ze względu na brak danych bezpieczeństwa. Ryzyko wystąpienia działań niepożądanych może wzrosnąć przy przedawkowaniu preparatu. W wyniku przedawkowania może dojść do wystąpienia niekontrolowanych skurczów mięśni i drgawek. W niektórych przypadkach obserwowano pobudzenie lub senność oraz nadwrażliwość na hałas i światło. Stwierdzano także przejściowe zawroty głowy, nadmierne ślinienie się oraz nudności i wymioty. W miejscu podania produktu może dojść do przejściowego zaczerwienienia lub podrażnienia skóry. Wszystkie te objawy ustępują zwykle po upływie 24 godzin. W celu zmniejszenia ich intensywności można zastosować leczenie objawowe. Zastosowanie się do zaleceń producenta ogranicza do minimum pojawienie się działań ubocznych.

Specjalne środki ostrożności dotyczące unieszkodliwiania nieużytego produktu leczniczego weterynaryjnego lub odpadów pochodzących z tego produktu - Leków nie należy usuwać do kanalizacji ani wyrzucać do śmieci. O sposoby usunięcia bezużytecznych leków zapytaj lekarza weterynarii. Pozwólą one na lepszą ochronę środowiska.

Data zatwierdzenia lub ostatniej zmiany tekstu ulotki - 17.02.2010
Numer pozwolenia na dopuszczenie do obrotu - Pozwolenie Ministra Zdrowia na dopuszczenie do obrotu nr: 1967/10 (L)

Inne informacje - W celu uzyskania informacji na temat niniejszego produktu leczniczego weterynaryjnego należy kontaktować się z podmiotem odpowiedzialnym. Wydawany bez przepisu lekarza - OTC.

Do podawania przez właściciela lub opiekuna zwierzęcia.
Dostępne opakowania - Tuba o pojemności 1 ml, 2 ml, 4 ml, 5,5 ml, wykonana z LDPE/HDPE, z kaniulą HDPE, pakowanie po 1 lub 12 sztuk w pudełko tetrowe.
Nazwa i adres podmiotu odpowiedzialnego - Przedsiębiorstwo Wielobranżowe „VET – AGRO” Sp. z o.o., ul. Głęboka 32, 20-616 Lublin, tel. +48 81 445 23 00



DUOWIN CONTACT dla małego psa, 800 mg + 6 mg/2 ml
 roztwór do nakrapiania dla psów

DUOWIN CONTACT dla średniego psa, 1600 mg + 12 mg/4 ml
 roztwór do nakrapiania dla psów

DUOWIN CONTACT dla dużego psa, 3200 mg + 24 mg/8 ml
 roztwór do nakrapiania dla psów

Skład jakościowy i ilościowy substancji czynnych - 100 ml preparatu DUOWIN CONTACT zawiera: Piryproksyfen 0,3%, Permetryna (cis: trans 40: 60) 40%.

Wskazania lecznicze - DUOWIN CONTACT jest przeznaczony wyłącznie do użytku zewnętrznego. Po zaaplikowaniu preparatu składniki preparatu są rozprzeczane po sierści i powierzchni skóry, co gwarantuje ochronę zwierzęcia.
Przeciwwskazania - Nie stosować u kotów!

Nie stosować u szczeniąt poniżej 2 miesięcy życia, u sук karmiących oraz u psów chorych w okresie rekonwalescencji.

Działania niepożądane - Nie stwierdzono. O wystąpieniu działań niepożądanych po podaniu tego produktu lub zaobserwowaniu jakichkolwiek niepokojących objawów niewymienionych w ulocie (w tym również objawów u człowieka na skutek kontaktu z lekiem) należy powiadomić właściwego lekarza weterynarii, podmiot odpowiedzialny lub Urząd Rejestracji Produktów Leczniczych, Wyrobów Medycznych i Produktów Biobójczych. Formularz zgłoszeniowy należy pobrać ze strony internetowej <http://www.urpl.gov.pl> (Wydział Produktów Leczniczych Weterynaryjnych).

Docelowe gatunek zwierząt - Pies.
Dawkowanie i droga podania - DUOWIN CONTACT stosuje się w dawce jednorazowej 0,25 ml preparatu na 1 kg m.c., co odpowiada w przeliczeniu 100 mg/kg m.c. permetryny i 0,75 mg/kg m.c. piryproksyfenu.

Praktycznie podaje się: Pies mały do 8 kg m.c. - 1 pipetka 2 ml, pies średni 8,5-16 kg m.c. - 1 pipetka 4 ml, pies duży 16,5-32 kg m.c. - 1 pipetka 8 ml.

Zalecenia dla prawidłowego podania - DUOWIN CONTACT powinien być wylewany z pipetki bezpośrednio na skórę wzdłuż kręgosłupa (od nasady ogona do podstawy głowy). Koniec pipetki powinien stykać się ze skórą psa. Preparat stosować w gumowych rękawiczkach.

Okres karencji - Nie dotyczy.

Specjalne środki ostrożności przy przechowywaniu i transporcie - Środek łatwopalny. Preparat przechowywać z dala od ognia. Przechowywać w temperaturze 15-25°C.

Specjalne ostrzeżenia i środki ostrożności - Wyłącznie do użytku zewnętrznego. Preparat stosować w gumowych rękawiczkach. Przy polewaniu preparatu na zwierzę unikać kontaktu preparatu z własną skórą i błonami śluzowymi. Po aplikacji preparatu umyć ręce. Przechowywać z dala od żywności.

Szczególne środki ostrożności dotyczące unieszkodliwiania nieużytego produktu leczniczego weterynaryjnego lub odpadów pochodzących z tego produktu - Wszelkie pozostałości niewykorzystanego produktu leczniczego weterynaryjnego lub materiały odpadowe pochodzące z tego produktu należy unieszkodliwić w sposób zgodny z lokalnymi przepisami. DUOWIN CONTACT jest niebezpieczny dla ryb i skorupiaków, nie zanieczyszczać preparatem zbiorników wodnych.

Data zatwierdzenia lub ostatniej zmiany tekstu ulotki - 07.09.2011
Inne informacje - Nie wszystkie wielkości opakowań muszą być wprowadzane do obrotu. W celu uzyskania informacji na temat niniejszego produktu leczniczego weterynaryjnego należy kontaktować się z lokalnym przedstawicielem firmy Virbac w Polsce: Virbac Sp. z o.o., ul. Puławska 314, 02-819 Warszawa, tel. 22 855 40 43, fax 22 855 07 34, www.virbac.pl

Nazwa i adres podmiotu odpowiedzialnego oraz wytwórcy odpowiedzialnego za zwolnienie serii - VIRBAC S.A., 1^{re} Avenue - 2065 m - L.L.D., 06516 Carros - Francja



EFFIPRO 2,5 mg/ml
 roztwór do natryskiwania na skórę dla psów i kotów
Fipronil

Zawartość substancji czynnej i innych substancji - Substancja czynna: Fipronil 2,5 mg/ml

Postać farmaceutyczna - Roztwór do natryskiwania na skórę.

Informacje zamieszczone na opakowaniu zewnętrznym i bezpośrednim - aerozol 100 ml, 250 ml, 500 ml.

Wielkość opakowania - 100 ml, 250 ml, 500 ml.

Docelowe gatunki zwierząt - Psy, koty.

Wskazania - Zwalczanie infestacji pcheł (*Ctenocephalides spp.*) u psów i kotów. Zwalczanie infestacji kleszczy (*Ixodes ricinus*, *Rhipicephalus sanguineus*) u psów i kotów. Zwalczanie infestacji wszów (*Trichodectes canis*) u psów i kotów (*Felicio subrostratus*). Produkt może być stosowany jako element strategii zwalczania APZS (Alergiczny Pchlego Zapalenia Skóry). Produkt zapewnia skuteczną ochronę przed nową infestacją dorosłymi postaciami pcheł przez okres do 6 tygodni u kotów i do 3 miesięcy u psów, w zależności od stopnia zanieczyszczenia środowiska pasożytami. Produkt zapewnia skuteczną ochronę przed pajęczakami przez okres do 4 tygodni - w przypadku kleszczy, w zależności od stopnia zanieczyszczenia środowiska pasożytami.

Przeciwwskazania - Nie stosować u zwierząt chorych (np. choroby układuwo, gorączka) lub osłabionych. Nie stosować u królików, ponieważ mogą pojawić się działania niepożądane, nawet śmierć. Nie stosować w przypadku nadwrażliwości na substancję czynną lub na inne składniki.

Działania niepożądane - W przypadku lizania się zwierzęcia może dojść do wystąpienia krótkotrwałego nadmiernego ślinienia, zależnego głównie od składnika produktu. Spośród wyjątkowo rzadko występujących działań niepożądanych po zastosowaniu preparatu mogą wystąpić przemijające reakcje skórne, takie jak swędz i wysypienie. Wyjątkowo mogą pojawić się: nadmierne ślinienie, odwracalne objawy neurologiczne (przeuczulica, depresja, objawy nerwowe), wymioty lub objawy ze strony układu oddechowego. W przypadku zaobserwowania jakichkolwiek poważnych objawów lub innych objawów niewymienionych w ulocie poinformuj o nich swojego lekarza weterynarii.

Dawkowanie dla każdego gatunku, droga i sposób podania - Droga podawania: Aerozol z mechaniczną pompką tylko do użytku zewnętrznego. Pompka dostarcza 0,5 ml (butelka 100 ml) aerozolu, przy jednym naciśnięciu.

Dawkowanie: Celem pełnego zwilżenia sierści, zastosować 3 do 6 ml na kg m.c. (7,5 do 15 mg substancji czynnej na kg m.c.), zależnie od długości sierści. Taką dawkę można uzyskać, naciskając pompkę 2 do 4 razy na kg m.c. przy opakowaniu 100 ml. W zależności od długości sierści, opakowanie 100 ml wystarcza na 4 do 8 zastosowań u kota waga 4 kg lub do 3 zastosowań u psa waga 10 kg.

Droga podawania: Aerozol z mechaniczną pompką tylko do użytku zewnętrznego. Pompka dostarcza 1,5 ml (butelka 250 ml) aerozolu przy jednym naciśnięciu.

Dawkowanie: Celem pełnego zwilżenia sierści, zastosować 3 do 6 ml na kg m.c. (7,5 do 15 mg substancji czynnej na kg m.c.), zależnie od długości sierści. Taką dawkę można uzyskać, naciskając pompkę 2 do 4 razy na kg m.c. przy opakowaniu 250 ml. W zależności od długości sierści, opakowanie 250 ml wystarcza na 2 do 4 zastosowań u psa waga 20 kg.

Droga podawania: Aerozol z mechaniczną pompką tylko do użytku zewnętrznego. Pompka dostarcza 3 ml (butelka 500 ml) aerozolu przy jednym naciśnięciu.

Dawkowanie: Celem pełnego zwilżenia sierści, zastosować 3 do 6 ml na kg m.c. (7,5 do 15 mg substancji czynnej na kg m.c.), zależnie od długości sierści. Taką dawkę można uzyskać, naciskając pompkę 2 do 4 razy na kg m.c. przy opakowaniu 500 ml. W zależności od długości sierści, opakowanie 500 ml wystarcza na 2 do 4 zastosowań u psa waga 40 kg.

Sposób podania: Ustaw końcówkę pompki w pozycji spray. Spryskaj całą powierzchnię ciała z odległości około 10-20 cm. Pryskaj pod włos, upewnij się, że cała sierść jest wilgotna. Zmiercz sierść, szczególnie u zwierząt długowłosych, tak by preparat dotarł do skóry. W przypadku stosowania aerozolu w okolicach głowy, u zwierząt młodych, nerwowych, zaleca się stosować aerozol na założone na ręce jednorazowe rękawiczki, a następnie wetrzeć produkt w skórę. Pozostawić do wyschnięcia. Nie wycierać ręcznikiem.



1. Ustawić końcówkę.
2. Pryskać pod włos, trzymając zwierzę.
3. Szeroki strumień na plecy i boki, owierz w pozycji stojącej.

4. Szeroki strumień na klatkę piersiową i brzuch, wierz w pozycji siedzącej lub leżącej.

5. Wąski strumień na łapy i fałdy skóry, wierz w pozycji stojącej.

6. Rozpylić produkt na jednorazowe rękawiczki, wetrze w skórę głowy zwierzęcia.

Właściwości: Formuła produktu zawiera składnik powlekający. Aerozol tworzy film i powoduje, że sierść jest błyszcząca.

Zalecenia dla prawidłowego podania - Schemat stosowania: Dla skutecznego zwalczania infestacji pcheł i/lub kleszczy schemat stosowania powinien uwzględniać miejscową sytuację epidemiologiczną. Z powodu braku odpowiednich badań bezpieczeństwa minimalny okres między kolejnym zastosowaniem preparatu powinien wynosić 4 tygodnie. Można stosować produkt u szczeniąt i kociąt od 2. dnia życia.

Okres karencji - Nie dotyczy.

Specjalne ostrzeżenia - Specjalne ostrzeżenia dla każdego docelowego gatunku zwierząt: Nie przekraczać zalecanej dawki. Unikać kontaktu z oczami. Nie pryskać bezpośrednio na uszkodzoną skórę. Należy umożliwić zwierzętom wyschnięcie w dobrze wentylowanym pomieszczeniu (patrz także pkt 4.5). Nie zamykać zwierząt w ograniczonej przestrzeni lub w koszach służących do ich transportu, do czasu, gdy skóra będzie zupełnie sucha. W związku z brakiem specyficznych badań tolerancji i badań skuteczności, produkt nie jest zalecany do stosowania u innych gatunków zwierząt niż psy i koty. Gdy produkt jest stosowany jako element strategii zwalczania alergicznego pchlego zapalenia skóry, zaleca się stosowanie produktu raz na miesiąc u zwierząt wrażliwych, jak i u innych psów i kotów przebywających w domu. Dla optymalnej skuteczności nie zaleca się kapać zwierzęta 2 dni przed i po zastosowaniu preparatu. Wykazano, że nie ma znaczącego wpływu na skuteczność produktu kąpanie do 4 razy w ciągu 2 miesięcy. Zaleca się komieszczone stosowanie preparatu wtedy, gdy przeprowadza się częstsze kąpanie. Miejsca, gdzie zwierzęta śpią, dywany, meble powinny być potraktowane odpowiednimi środkami owadobójczymi, celem zmniejszenia zanieczyszczenia środowiska pasożytami oraz by maksymalnie wydłużyć trwałość ochrony przed ponowną infestacją. Dla optymalnego zwalczania infestacji pcheł w domu, gdzie przebywa wiele zwierząt, u wszystkich psów i kotów w domu powinien być zastosowany odpowiedni środek owadobójczy.

Specjalne środki ostrożności dotyczące stosowania u zwierząt: Ważne jest, by mieć pewność, że zwierzęta nie liżą się między sobą po zastosowaniu produktu. Pojedyncze kleszcze mogą się przyćpić. Z tego powodu transmisja chorób zakaźnych nie może być zupełnie wykluczona, jeśli warunki są niekorzystne. Ten produkt nie nadaje się do bezpośredniego stosowania w środowisku. Trzymać z dala od zwierzęcia z dala od ognia i innych źródeł ciepła oraz powierzchni, na które mogłyby być wcześniej zastosowany aerozol z alkoholem, przez przynajmniej 30 minut od zastosowania produktu i do czasu, gdy sierść będzie zupełnie sucha. **Specjalne środki ostrożności dla osób podających produkt leczniczy weterynaryjny zwierzętom:** Produkt może powodować podrażnienie błon słuzowych i spojłówek oka. Zatem należy unikać kontaktu produktu z jamą ustną i oczami. Osoby, zwierzęta ze znaną nadwrażliwością na środki owadobójcze lub alkohol powinny unikać kontaktu z produktem. Unikać sytuacji mogących prowadzić do kontaktu produktu z dłońmi. W przypadku takiego kontaktu, umyć dłonie mydłem i wodą. W przypadku dostania się produktu do oka, oczy powinny być ostrożnie przemyte bieżącą wodą. Leczenie zwierzęta nie powinny być dotykane do czasu wyschnięcia sierści, do tego również dzieci nie powinny bawić się ze zwierzętami. Stąd zaleca się, by preparatu nie stosować w ciągu dnia, lecz wieczorem tak, by te zwierzęta nie sly spać z właścicielami, szczególnie z dziećmi. Spryskiwać zwierzęta na otwartej przestrzeni lub w dobrze wentylowanym pomieszczeniu. Nie wdychać aerozolu. Nie palić, nie pić i nie jeść podczas stosowania preparatu. Załóż rękawiczki PCV lub kauczukowe podczas stosowania produktu. Zaleca się założenie wodoodpornego fartucha celem ochrony odzieży. Jeśli dojdzie do silnego zmoczenia odzieży produktem, należy oczyścić go i umyć przed ponownym użyciem. Wyrzucić rękawiczki po użyciu i umyć dłonie mydłem i wodą. Zmyć niewidocznie mydłem i wodą rozpryskiwany na skórę preparat. Jeśli pojawi się podrażnienie, zwróć się o pomoc lekarską. Osoby ze znaną nadwrażliwością lub z astmą mogą być szczególnie wrażliwe na produkt. Nie używać produktu w przypadku wcześniejszego doświadczenia z reakcją na produkt. Postępowanie z grupą zwierząt: szczególnie ważna jest dobra wentylacja, gdy produkt będzie stosowany u kilku zwierząt. Stosować produkt na zewnątrz lub minimalizować powstawanie par przy wyprowadzaniu zwierząt z pomieszczeń, gdzie był stosowany preparat, podczas gdy alkohol paruje, należy upewnić się, że pomieszczenie jest dobrze wentylowane pomiędzy zastosowaniem preparatu u kolejnych zwierząt. Dodatkowo, należy upewnić się, że pomieszczenie, gdzie zwierzęta wysychają jest dobrze wentylowane, należy unikać przetrzymywania zwierząt, u których jako ostatnich zastosowano preparat, w tej samej przestrzeni.

Inne ostrzeżenia - Fipronil może powodować wystąpienie działań niepożądanych u organizmów wodnych. Psy nie powinny pływać w zbiornikach wodnych przez 2 dni po zastosowaniu preparatu.

Stosowanie w ciąży, laktacji - Badania laboratoryjne nie wykazały działania teratogennego fipronilu u szczurów i królików. Fipronil jest bardzo dobrze tolerowany przez szczenięta, gdy produkt jest stosowany u karmiących sук. Nie przeprowadzono badań u ciężarnych sук, ciężarnych i karmiących kotek. Bezpieczeństwo produktu nie zostało określone, zatem stosowanie jest możliwe jedynie po dokonaniu przez lekarza weterynarii oceny bilansu korzyści/ryzyka.

Przedawkowanie - Ryzyko działań niepożądanych może wzrosnąć w przypadkach przedawkowania. W przypadku przedawkowania zastosować terapię objawową.

Termin ważności - Nie używać po upływie terminu ważności podanego na butelce. Okres trwałości po pierwszym użyciu: 1 rok.

Szczególne środki ostrożności przy przechowywaniu - Produkt wysoce palny. Przechowywać w temperaturze poniżej 25°C. Chronić przed bezpośrednim działaniem słońca.

Specjalne środki ostrożności dotyczące unieszkodliwiania nieużytych produktów leczniczych lub pochodzących z niego odpadów - Niewykorzystany produkt leczniczy weterynaryjny lub jego odpady należy unieszkodliwić w sposób zgodny z obowiązującymi przepisami. Fipronil może powodować wystąpienie działań niepożądanych u organizmów wodnych. Nie zanieczyszczać produktem czy pustymi opakowaniami stawów, cieków wodnych lub rowów. Stosować wyłącznie u zwierząt. Wydawany bez przepisu lekarza - OTC. Przechowywać w miejscu niedostępnym i niewidocznym dla dzieci.

Nazwa i adres podmiotu odpowiedzialnego - Virbac, 1^{re} Avenue - 2065 m - L.L.D., 06516 Carros, Francja, tel. +33 (0) 4 92 08 73 04, fax +33 (0) 4 92 08 73 48.

Numer pozwolenia na dopuszczenie do obrotu - 1900/09

Data zatwierdzenia lub ostatniej zmiany tekstu ulotki - 25.05.2010 (100 ml, 250 ml), 04.07.2012 (500 ml)

Inne informacje - Wielkość opakowań: 100 ml, 250 ml, 500 ml. Nie wszystkie rodzaje opakowań mogą znajdować się w obrocie. W celu uzyskania informacji na temat niniejszego produktu leczniczego weterynaryjnego, należy skontaktować się z: Virbac Sp. z o.o., ul. Puławska 314, 02-819 Warszawa, tel. 22 8554043, fax 22 8550734



EFFIPRO 50 mg
roztwór do nakrapiania dla kotów

Zawartość substancji czynnej i innych substancji - 1 pipetka (0,5 ml) preparatu zawiera: Substancja czynna: Fipronil 50 mg. Substancje pomocnicze: Butylhydroksyanizol E 320 0,1 mg, Butylhydroksytoluen E 321 0,05 mg.

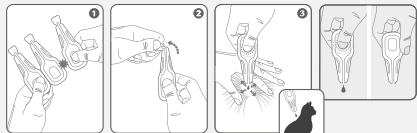
Wskazania - Zwalczanie infestacji pcheł (*Ctenocephalides spp.*) i kleszczy (*Dermacentor reticulatus*). Produkt zapewnia skuteczną ochronę przed pchłami (*Ctenocephalides felis*) przez okres do 5 tygodni. Produkt zapewnia skuteczną ochronę przed pajęczakami przez okres do 2 tygodni – w przypadku kleszczy (*Rhipicephalus sanguineus*, *Ixodes ricinus*, *Dermacentor reticulatus*). W przypadku obecności kleszczy pewnych gatunków (*Rhipicephalus sanguineus*, *Ixodes ricinus*) podczas stosowania produktu, nie wszystkie kleszcze mogą być zabite w ciągu pierwszych 48 godzin, ale mogą być zabite w ciągu tygodnia. Produkt może być stosowany jako element strategii zwalczania APZS (Alergicznego Pchlego Zapalenia Skóry), wcześniej zdiagnozowanego przez lekarza weterynarii.

Przeciwwskazania - Nie stosować u kotów w wieku poniżej 2 miesięcy i/ lub ważących mniej niż 1 kg w przypadku braku danych. Nie stosować u zwierząt chorych (np. choroby układowe, gorączka) lub ozdrowieńców. Nie stosować u królików, ponieważ mogą pojawić się działania niepożądane, nawet śmierć. Nie stosować w przypadku nadwrażliwości na substancję czynną lub na inne składniki produktu.

Działania niepożądane - W przypadku lizania się zwierzęcia, może dojść do wystąpienia krótkotrwałego nadmiernego ślinienia, zależnego głównie od składnika produktu. Spośród wyjątkowo rzadko występujących działań niepożądanych mogą wystąpić w miejscu podania przemieszane reakcje skórne (tęszczenie naskórka, miejscowe wysycenie, świąd, zaczerwienienie) i ogólny świąd lub wysycenie. Wyjątkowo mogą pojawić się: nadmierne ślinienie, odwracalne objawy neurologiczne (przeżulica, depresja, objawy nerwowe), wymioty. W przypadku zaobserwowania jakichkolwiek poważnych objawów lub innych objawów niewymienionych w ulocie, poinformuj o nich swojego lekarza weterynarii.

Docelowe gatunki zwierząt - Koty.

Dawkowanie dla każdego gatunku, droga i sposób podania - Tylko do użytku zewnętrznego. Podawać punktowo na skórę 1 pipetkę (0,5 ml) na zwierzę. **Sposób podania:** Pipetki termofarmalne: Trzymać pipetkę czubkiem do góry. Uderzyć w wąską część pipetki tak, by mieć pewność, że cała zawartość znajduje się w jej głównej części. Ułamać czubek pipetki wzdłuż wyznaczonej linii. Odgarnąć sierść tak, by była widoczna skóra. Umieścić końcówkę pipetki na odkrytej skórze i delikatnie nacisnąć kilka razy do czasu całkowitego opróżnienia. Powtórzyć tę czynność w 1 lub 2 różnych miejscach wzdłuż grzbietu kota, preferując nasadę głowy i okolice między łopatkami.



Ważne jest, by mieć pewność, że zwierzę nie będzie mogło polizać miejsca, gdzie zastosowano preparat oraz by mieć pewność, że zwierzęta nie będą mogły liść się między sobą po jego zastosowaniu. Należy unikać nadmiernego zmożenia preparatem sierści, ponieważ może to powodować sklejanie się sierści w miejscu podania preparatu. Jakkolwiek, jeśli tak się stanie, po 24 godzinach od zastosowania powinno to zniknąć. Białe osady mogą być widoczne w miejscu podania preparatu do 48 godzin po jego zastosowaniu.

Zalecenia dla prawidłowego podania - Schemat stosowania: Dla skutecznego zwalczania infestacji pcheł i/lub kleszczy schemat stosowania powinien uwzględniać miejscową sytuację epidemiologiczną. Z powodu braku odpowiednich badań bezpieczeństwa, minimalny okres między kolejnym zastosowaniem preparatu powinien wynosić 4 tygodnie.

Okres karencji - Nie dotyczy.

Szczególne środki ostrożności przy przechowywaniu - Przechowywać w miejscu niedostępnym i niewidocznym dla dzieci. Przechowywać w temperaturze poniżej 30°C. Przechowywać w suchym miejscu. Przechowywać w oryginalnym opakowaniu. Nie używać po upływie daty ważności podanej na pipiecie.

Specjalne ostrzeżenia - **Specjalne ostrzeżenia dla każdego docelowego gatunku zwierząt:** Pchły często zanieczyszczają kosze, legowiska zwierząt oraz inne miejsca odpoczynku zwierząt, jak dywany, miękkie meble, które w przypadku intensywnej infestacji na początku procesu zwalczania powinny być potraktowane odpowiednimi środkami owadobójczymi oraz powinny być regularnie odkurzone. Produkt nie zabezpiecza przed przyczepieniem się kleszcza do ciała zwierzęcia. Jeśli produkt został zastosowany przed ekspozycją na kleszcze, kleszcze będą zabite w ciągu pierwszych 24–48 godzin od momentu przycepienia. Zabicie będzie zwykle wcześniejsze niż pełne wysycenie kleszcza w skórę, co zminimalizuje, choć nie wykluczy, ryzyko przeniesienia choroby. Po zabiciu kleszcza, zwykle spadają z ciała zwierzęcia, ale te, które pozostaną, mogą być łatwo usunięte przez delikatne strzępienie. Nie są dostępne dane dotyczące wpływu kąpielii kotów na skuteczność produktu. Jakkolwiek, w oparciu o dane dostępne dla psów, kąpiel godzinę przed zastosowaniem produktu nie wpływa na jego skuteczność w zwalczaniu pcheł. Gdy produkt jest stosowany jako element strategii zwalczania Alergicznego Pchlego Zapalenia Skóry, zaleca się stosowanie produktu raz na miesiąc u zwierząt, u których występuje alergia oraz u innych kotów przebywających w domu. Dla optymalnego zwalczania infestacji pcheł w domu, gdzie przebywa wiele zwierząt, u wszystkich psów i kotów w domu powinien być zastosowany odpowiedni środek owadobójczy. **Specjalne środki ostrożności dotyczące stosowania u zwierząt:** Unikać kontaktu preparatu z oczami zwierzęcia. W przypadku dostania się preparatu

do oka, natychmiast i dokładnie przemyć oczy wodą. Nie stosować produktu na rany czy na uszkodzoną skórę. **Specjalne środki ostrożności dla osób podających produkt lecznicze weterynaryjne zwierzętom:** Produkt może powodować podrażnienie błon śluzowych i spojłówek oka. Zatem należy unikać kontaktu produktu z jamą ustną i oczami. W przypadku dostania się produktu do oka, natychmiast i dokładnie przemyć oczy wodą. Jeśli podrażnienie spojłówek oka utrzymuje się, należy zwrócić się o pomoc lekarską oraz przedstawić lekarzowi ulotkę informacyjną lub opakowanie. Unikać sytuacji mogących prowadzić do kontaktu produktu z dłońmi. W przypadku takiego kontaktu, umyć dłonie mydłem i wodą. Myć ręce po zastosowaniu preparatu. Nie palić, nie pić i nie jeść podczas stosowania preparatu. Osoby, zwierzęta ze znaną nadwrażliwością na fipronil lub inne składniki (6.1) powinny unikać kontaktu z produktem. Leczzone zwierzęta nie powinny być dotykane do czasu wyschnięcia sierści, do tego również czasu dzieci nie powinny bawić się ze zwierzętami. Stąd zaleca się, by preparatu nie stosować w ciągu dnia, lecz wieczorem tak, by te zwierzęta nie sły spać z właścicielami, szczególnie z dziećmi.

Inne ostrzeżenia - Składnik alkoholowy może mieć negatywny wpływ na malowane, lakierowane lub inne powierzchnie w domu lub na wyposażeniu.

Stosowanie w ciąży, laktacji - Badania laboratoryjne z użyciem fipronilu nie wykazały działania teratogennego czy embriotoksycznego. Nie przeprowadzono badań u kotek ciężarnych i w laktacji. Stosowanie w ciąży i w laktacji jedynie po dokonaniu przez lekarza weterynarii oceny bilansu korzyści/ryzyka wynikającego ze stosowania produktu.

Szczególne środki ostrożności przy unieszkodliwianiu nieużytego produktu leczniczego lub odpadów - Niewykorzystany produkt leczniczy weterynaryjny lub jego odpady należy unieszkodliwić w sposób zgodny z obowiązującymi przepisami. Fipronil może powodować wystąpienie działań niepożądanych u organizmów wodnych. Nie zanieczyszczać produktem czy pustymi opakowaniami stawów, cieków wodnych lub rowów.

Data zatwierdzenia lub ostatniej zmiany tekstu ulotki - 24.02.2011 Rozmiary opakowań: Pipetki termofarmalne pudełka zawierające 1, 2, 3, 4, 6, 8, 12, 24, 30, 60, 90 lub 150 pipetek. Nie wszystkie rodzaje opakowań mogą znajdować się w obrocie.

Nazwa i adres podmiotu odpowiedzialnego oraz wytwórcy odpowiedzialnego za zwolnienie serii - Podmiot odpowiedzialny i wytwórca: Virbac S.A., 1ère Avenue – 2065 m – L.I.D., 06516 Carros, Francja, +33 (0) 4 92 08 73 04, +33 (0) 4 92 08 73 48.



EFFIPRO 100 mg/ml
roztwór do nakrapiania dla małych, średnich, dużych i bardzo dużych psów

ZAWARTOŚĆ SUBSTANCJI CZYNNEJ I INNYCH SUBSTANCJI - Substancja czynna: Każdy ml zawiera 100 mg fipronilu. Każda pipetka EFFIPRO zawiera następującą ilość:

	dawka	Fipronil
dla małych psów (S)	0,67 ml	67 mg
dla średnich psów (M)	1,34 ml	134 mg
dla dużych psów (L)	2,68 ml	268 mg
dla bardzo dużych psów (XL)	4,02 ml	402 mg

Substancje pomocnicze:

	Butylhydroksyanizol E 320	Butylhydroksytoluen E 321
dla małych psów (S)	0,134 mg/pipetka	0,067 mg/pipetka
dla średnich psów (M)	0,268 mg/pipetka	0,134 mg/pipetka
dla dużych psów (L)	0,536 mg/pipetka	0,268 mg/pipetka
dla bardzo dużych psów (XL)	0,804 mg/pipetka	0,402 mg/pipetka

Wskazania - Zwalczanie infestacji pcheł (*Ctenocephalides spp.*) i kleszczy (*Dermacentor reticulatus*). Produkt zapewnia skuteczną ochronę przed nową infestacją dorosłymi postaciami pcheł przez okres do 8 tygodni. Produkt zapewnia skuteczną ochronę przed pajęczakami przez okres do 4 tygodni – w przypadku kleszczy (*Rhipicephalus sanguineus*, *Ixodes ricinus*, *Dermacentor reticulatus*). W przypadku obecności kleszczy niektórych gatunków (*Rhipicephalus sanguineus*, *Ixodes ricinus*) podczas stosowania produktu, nie wszystkie kleszcze mogą być zabite w ciągu pierwszych 48 godzin, ale mogą być zabite w ciągu tygodnia. Produkt może być stosowany jako element strategii zwalczania APZS (Alergicznego Pchlego Zapalenia Skóry), wcześniej zdiagnozowanego przez lekarza weterynarii.

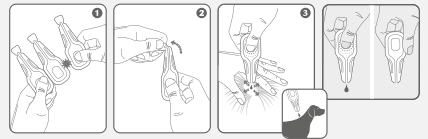
Przeciwwskazania - Nie stosować u szczeniąt w wieku poniżej 2 miesięcy i/ lub ważących mniej niż 2 kg w przypadku braku danych. Nie stosować u zwierząt chorych (np. choroby układowe, gorączka) lub ozdrowieńców. Nie stosować u królików, ponieważ mogą pojawić się działania niepożądane, nawet śmierć. Ten produkt przeznaczony jest dla psów. Nie stosować u kotów, ponieważ może dojść do przedawkowania. Nie stosować w przypadku nadwrażliwości na substancję czynną lub na inne składniki produktu.

Działania niepożądane - W przypadku lizania się zwierzęcia, może dojść do wystąpienia krótkotrwałego nadmiernego ślinienia, głównie zależnego od rodzaju składnika produktu. Spośród wyjątkowo rzadko występujących działań niepożądanych po zastosowaniu preparatu mogą pojawić się przemieszane reakcje skórne w miejscu zastosowania preparatu (przebarwienie skóry, miejscowe wysycenie, świąd, rumień) i uogólniony świąd lub wysycenie. Wyjątkowo mogą pojawić się: nadmierne ślinienie, odwracalne objawy neurologiczne (przeżulica, depresja, objawy nerwowe), wymioty lub objawy ze strony układu oddechowego. W przypadku zaobserwowania jakichkolwiek poważnych objawów lub innych objawów niewymienionych w ulocie, poinformuj o nich swojego lekarza weterynarii.

Docelowe gatunki zwierząt - Psy.

Dawkowanie dla każdego gatunku, droga i sposób podania - Droga podawania oraz dawkowanie: Tylko do użytku zewnętrznego. Podawać punktowo na skórę odpowiednio do masy ciała w następujący sposób: 1 pipetka 0,67 ml na psa o masie ciała od 2 do 10 kg, 1 pipetka 1,34 ml na psa o masie ciała od 10 do 20 kg, 1 pipetka 2,68 ml na psa o masie ciała od 20 do 40 kg, 1 pipetka 4,02 ml na psa o masie ciała od 40 do 60 kg. Dla psów ważących powyżej 60 kg należy zastosować 2 pipetki 2,68 ml.

Sposób podania: Pipetki termofarmalne: Trzymać pipetkę czubkiem do góry. Uderzyć w wąską część pipetki tak, by mieć pewność, że cała zawartość znajduje się w jej głównej części. Ułamać czubek pipetki wzdłuż wyznaczonej linii. Odgarnąć sierść tak, by była widoczna skóra. Umieścić końcówkę pipetki na odkrytej skórze i delikatnie nacisnąć ją kilka razy do czasu całkowitego opróżnienia. Powtórzyć tę czynność w 1 lub 2 różnych miejscach wzdłuż grzbietu zwierzęcia.



Należy upewnić się, że pies nie będzie mógł polizać miejsca, gdzie zastosowano preparat oraz że psy nie będą mogły liść się między sobą po jego zastosowaniu. Należy unikać nadmiernego zmożenia preparatem sierści, ponieważ może to powodować sklejanie się sierści w miejscu podania preparatu. Jakkolwiek, jeśli tak się stanie, po 24 godzinach od zastosowania powinno to zniknąć. **Zalecenia dla prawidłowego podania** - Schemat stosowania: Dla skutecznego zwalczania infestacji pcheł i/lub kleszczy schemat stosowania powinien uwzględniać miejscową sytuację epidemiologiczną. Z powodu braku odpowiednich badań bezpieczeństwa, minimalny okres między kolejnym zastosowaniem preparatu powinien wynosić 4 tygodnie.

Okres karencji - Nie dotyczy.

Szczególne środki ostrożności przy przechowywaniu - Przechowywać w miejscu niedostępnym i niewidocznym dla dzieci. Przechowywać w temperaturze poniżej 30°C. Przechowywać w suchym miejscu. Przechowywać w oryginalnym opakowaniu. Nie używać po upływie terminu ważności podanego na kartonie i pipiecie.

Specjalne ostrzeżenia - **Specjalne ostrzeżenia dla każdego docelowego gatunku zwierząt:** Kąpiel godzinę przed zastosowaniem preparatu nie wpływa na jego skuteczność przeciwko pchłom. Należy unikać kąpielii/zanurzenia w wodzie w okresie 2 dni po zastosowaniu preparatu. Niewielkie zanurzenie w wodzie trwające 1 minutę redukuje skuteczność preparatu przeciwko pchłom o 1 tydzień. Produkt nie zabezpiecza przed przyczepieniem się kleszcza do ciała zwierzęcia. Jeśli produkt został zastosowany przed ekspozycją na kleszcze, kleszcze będą zabite w ciągu pierwszych 24–48 godzin od momentu przycepienia. Zabicie będzie zwykle wcześniejsze niż pełne wysycenie kleszcza w skórę, co zminimalizuje, choć nie wykluczy, ryzyko przeniesienia choroby. Po zabiciu kleszcza, zwykle spadają z ciała zwierzęcia, ale te, które pozostaną, mogą być łatwo usunięte przez delikatne strzępienie. Pchły często zanieczyszczają kosze, legowiska zwierząt oraz inne miejsca odpoczynku zwierząt, jak dywany, meble, które w przypadku intensywnej infestacji na początku procesu zwalczania powinny być potraktowane odpowiednimi środkami owadobójczymi oraz powinny być regularnie odkurzone. Gdy produkt jest stosowany jako element strategii zwalczania alergicznego pchlego zapalenia skóry, zaleca się stosowanie produktu raz na miesiąc u zwierząt wrażliwych, jak i u innych psów i kotów przebywających w domu. Dla optymalnego zwalczania infestacji pcheł w domu, gdzie przebywa wiele zwierząt, u wszystkich psów i kotów powinien być zastosowany odpowiedni środek owadobójczy.

Specjalne środki ostrożności dotyczące stosowania u zwierząt: Zwierzęta powinny być wazowane przed zastosowaniem preparatu. Unikać kontaktu preparatu z oczami zwierzęcia. W przypadku dostania się preparatu do oka, natychmiast i dokładnie przemyć oczy wodą. Należy upewnić się, że pies nie będzie mógł polizać miejsca, gdzie zastosowano preparat oraz że psy nie będą mogły liść się między sobą po jego zastosowaniu. Nie stosuj preparatu na rany czy na uszkodzoną skórę.

Specjalne środki ostrożności dla osób podających produkt lecznicze weterynaryjne zwierzętom: Produkt może powodować podrażnienie błon śluzowych i spojłówek oka. Zatem należy unikać kontaktu produktu z jamą ustną i oczami. W przypadku dostania się produktu do oka, natychmiast i dokładnie przemyć oczy wodą. Jeśli podrażnienie spojłówek oka utrzymuje się, należy zwrócić się o pomoc lekarską oraz przedstawić lekarzowi ulotkę informacyjną lub opakowanie. Unikać sytuacji mogących prowadzić do kontaktu produktu z dłońmi. W przypadku takiego kontaktu, umyć dłonie mydłem i wodą. Myć ręce po zastosowaniu preparatu. Nie palić, nie pić i nie jeść podczas stosowania preparatu. Osoby, zwierzęta ze znaną nadwrażliwością na fipronil lub inne składniki (6.1) powinny unikać kontaktu z produktem. Leczzone zwierzęta nie powinny być dotykane do czasu wyschnięcia sierści, do tego również czasu dzieci nie powinny bawić się ze zwierzętami. Stąd zaleca się, by preparatu nie stosować w ciągu dnia, lecz wieczorem tak, by te zwierzęta nie sły spać z właścicielami, szczególnie z dziećmi.

Inne ostrzeżenia - Fipronil może powodować wystąpienie działań niepożądanych u organizmów wodnych. Psy nie powinny pływać w zbiornikach wodnych przez 2 dni po zastosowaniu preparatu. Produkt może mieć negatywny wpływ na malowane, lakierowane lub inne powierzchnie w domu lub na wyposażeniu.

Stosowanie w ciąży, laktacji - Badania laboratoryjne z użyciem fipronilu nie wykazały działania teratogennego czy embriotoksycznego. Nie przeprowadzono badań u suk ciężarnych i w laktacji. Stosowanie w ciąży i w laktacji jedynie po dokonaniu przez lekarza weterynarii oceny bilansu korzyści/ryzyka wynikającego ze stosowania produktu.

Szczególne środki ostrożności przy unieszkodliwianiu nieużytego produktu leczniczego lub odpadów - Niewykorzystany produkt leczniczy weterynaryjny lub jego odpady należy unieszkodliwić w sposób zgodny z obowiązującymi przepisami. Fipronil może powodować wystąpienie działań niepożądanych u organizmów wodnych. Nie zanieczyszczać produktem czy pustymi opakowaniami stawów, cieków wodnych lub rowów.

Data zatwierdzenia lub ostatniej zmiany tekstu ulotki - 21.02.2012 Rozmiary opakowań: Pipetki termofarmalne pudełka zawierające 1, 2, 3, 4, 6, 8, 12, 24, 30, 60, 90 lub 150 pipetek. Nie wszystkie rodzaje opakowań mogą znajdować się w obrocie.

Nazwa i adres podmiotu odpowiedzialnego oraz wytwórcy odpowiedzialnego za zwolnienie serii - Podmiot odpowiedzialny i wytwórca: Virbac S.A., 1ère Avenue – 2065 m – L.I.D., 06516 Carros, Francja, +33 (0) 4 92 08 73 04, +33 (0) 4 92 08 73 48



DINALGEN 150 mg/ml
roztwór do wstrzykiwań dla bydła, świń i koni
Ketoprofen

Zawartość substancji czynnej i innych substancji - Każdy ml zawiera - Substancja czynna: Ketoprofen 150 mg. Substancje pomocnicze: Alkohol benzylowy (E1519) 10 mg, Roztwór bezbarwny do jasnożółtego.

Wskazania lecznicze - **Bydło:** Ograniczenie stanu zapalnego i bólu związanego z poporodowymi zaburzeniami ze strony układu mięśniowo-szkieletowego oraz kulawizną. Obniżenie gorączki związanej z chorobą układu oddechowego u bydła. Ograniczenie stanu zapalnego, obniżenie gorączki oraz łagodzenie bólu związanego z ostrym klinicznym zapaleniem łożyska mlekowego w połączeniu z terapią przeciwbakteryjną, jeżeli stosowane. **Swinie:** Obniżenie gorączki w przypadku chorób układu oddechowego i zespołu bezmleczności poporodowej (zespół mastitis-metritis-agalactiae) u loch, w połączeniu z odpowiednią terapią przeciwbakteryjną, jeżeli stosowane. **Konie:** Ograniczenie stanu zapalnego i bólu związanego z zaburzeniami kostno-stawowymi i schorzeniami mięśniowo-szkieletowymi (kulawizna, ochwat, zapalenie kostno-stawowe, zapalenie błony maziowej, zapalenie ścięgien itd.). Ograniczenie pooperacyjnego bólu i stanu zapalnego. Ograniczenie bólu trzewnego związanego z morzyśkiem.

Przeciwwskazania - Nie podawać zwierzętom, u których występuje możliwość występowania owrodzeń lub krwawienia w obrębie układu pokarmowego, aby nie pogorszyć ich stanu. Nie podawać zwierzętom cierpiącym na choroby serca, wątroby lub nerek. Nie stosować u zwierząt ze stwierdzoną nadwrażliwością na ketoprofen, kwas acetylosalicylowy lub na dowolną substancję pomocniczą. Nie stosować u zwierząt ze stwierdzonym nieprawidłowym składem krwi lub koagulopatią. Nie podawać innych niesterydowych leków przeciwzapalnych (NLPZ) jednocześnie lub w ciągu 24 godzin od ich podania.

Działania niepożądane - Wstrzyknięcie domięśniowe ketoprofenu może powodować powstawanie łagodnych, przejściowych, zmian martwiczych o charakterze subklinicznym, które stopniowo ustępują w ciągu kilku dni po zakończeniu leczenia. Podawanie preparatu w rejonie szyi zmniejsza zasięg oraz nasilenie tych zmian. U koni, po jednorazowym podaniu pozanaczyniowym w zalecanej objętości, obserwowano przejściowe miejscowe reakcje, które zniknęły po 5 dniach. W związku z mechanizmem działania ketoprofenu, po wielokrotnym podaniu mogą wystąpić nadżerki oraz owrodzenia układu pokarmowego. W przypadku wystąpienia działań niepożądanych należy przerwać leczenie i skonsultować się z lekarzem weterynaryjnym. W przypadku zaobserwowania jakichkolwiek poważnych objawów lub innych objawów niewymienionych w ulocie informacyjnej, poinformuj o nich lekarza weterynaryjnego.

Docelowe gatunki zwierząt - Bydło, świnię i konie.

Dawkowanie dla każdego gatunku, droga i sposób podania - Podanie dożylnie lub domięśniowo.

Bydło: Produkt należy podawać dożylnie lub domięśniowo, najlepiej w rejon szyi, w dawce 3 mg ketoprofenu/kg m.c./dobę, równoważnej 1 ml/50 kg m.c./dobę produktu. Leczenie trwa 1-3 dni i powinno zostać ustalone na podstawie nasilenia oraz czasu trwania objawów.

Swinie: Produkt należy podawać domięśniowo w jednorazowej dawce 3 mg ketoprofenu/kg m.c./dobę równoważnej 1 ml/50 kg m.c./dobę produktu. W zależności od obserwowanej reakcji oraz analizy oceny bilansu korzyści/ryzyka wynikającego ze stosowania produktu dokonanej przez lekarza weterynaryjnego leczenie może być powtórzone w 24-godzinnych odstępach maksymalnie trzykrotnie. Każdą iniekcję należy podać w inne miejsce. **Konie:** Produkt należy podawać dożylnie w dawce 2,2 mg ketoprofenu/kg m.c./dobę równoważnej 0,75 ml/50 kg m.c./dobę produktu. Czas trwania leczenia wynosi 1-5 dni i powinien być określony na podstawie ciężkości i czasu trwania objawów. W przypadku morzyśka wystarczającą jest zwykle jedna iniekcja. Drugie podanie ketoprofenu wymaga powtórnego badania klinicznego.

Zalecenia dla prawidłowego podania

Okres karencji - **Bydło:** Tkanki jadalne: 2 dni. Mleko: zero godzin. **Konie:** Tkanki jadalne: 1 dzień. Mleko: Produkt niedopuszczony do stosowania u klaczy produkujących mleko przeznaczone do spożycia przez ludzi. **Swinie:** Tkanki jadalne: 3 dni.

Specjalne środki ostrożności podczas przechowywania - Przechowywać w miejscu niedostępnym dla dzieci. Fiolkę przechowywać w zewnętrznym pudełku tekturowym. Okres trwałości po pierwszym otwarciu opakowania bezpośredniego: 28 dni. Nie używać po upływie terminu ważności podanego na etykiecie i opakowaniu.

Specjalne ostrzeżenia - **Specjalne środki ostrożności dotyczące stosowania u zwierząt:** Nie należy przekraczać zalecanej dawki lub czasu leczenia. Nie należy przekraczać zalecanego okresu leczenia. Stosowanie ketoprofenu nie jest zalecane u zębriąt w wieku poniżej jednego miesiąca.

W przypadku stosowania u zwierząt poniżej 6 tygodnia życia, kuców lub u zwierząt starszych należy odpowiednio dostosować dawkę i prowadzić ścisłą obserwację kliniczną. Należy unikać wstrzyknięć dotętnicznych. Unikać stosowania u zwierząt odwodnionych z hipowolemią lub hipotensją ze względu na potencjalne ryzyko podwyższonego poziomu toksyczności nerkowej. Ponieważ owrodzenie łożyska jest często diagnozowane w PMWS (Poodzadaniowym Zespole Wyniszczającym), podawanie ketoprofenu świniom dotkniętym tą patologią nie jest zalecane, aby uniknąć pogorszenia ich sytuacji. Unikać podawania pozanaczyniowego u koni.

Specjalne środki ostrożności dla osób podających produkt leczniczy weterynaryjny zwierzętom: Należy unikać kontaktu ze skórą, oczami i błonami śluzowymi. Po przypadkowej inwazji należy umyć ręce. Nie stosować w celu leczenia zwierząt, które miały kontakt z tym produktem leczniczym weterynaryjnym. Jeśli podrażnienie utrzymuje się, należy zwrócić się o pomoc lekarską. Unikać przypadkowej samoiniekcji. Po przypadkowej samoiniekcji należy niezwłocznie zwrócić się o pomoc lekarską oraz przedstawić lekarzowi ulotkę informacyjną lub opakowanie. Po użyciu należy umyć ręce. Mogą wystąpić reakcje nadwrażliwości (wysypka na skórze, pokrzywka). Osoby o zmianie nadwrażliwości na substancję czynną powinny unikać kontaktu z tym produktem leczniczym weterynaryjnym. **Ciąża, laktacja:** Badania u zwierząt laboratoryjnych (szczury, myszy, króliki) i bydła nie dostarczyły żadnych dowodów działań niepożądanych. Może być stosowany u ciężarnych krow. Bezpieczeństwo produktu leczniczego weterynaryjnego stosowanego w czasie ciąży u loch i klaczy nie zostało określone.

Do stosowania jedynie po dokonaniu przez lekarza weterynaryjnego oceny bilansu korzyści/ryzyka wynikającego ze stosowania produktu. Może być stosowany u krow i loch w okresie laktacji. Nie zaleca się stosowania u klaczy w okresie laktacji.

Interakcje z innymi produktami leczniczymi i inne rodzaje interakcji: Należy unikać jednoczesnego stosowania ze środkami moczopędnymi lub środkami o możliwym działaniu nefrotoksycznym ze względu na możliwość zwiększenia ryzyka wystąpienia niewydolności nerek, w tym również obniżenie przepływu krwi w nerkach spowodowanego hamowaniem syntezy prostaglandyn nerkowych. Lek nie może być podawany w połączeniu z innymi NLPZ lub glikokortykosteroidami, ze względu na ryzyko zaostreżenia owrodzenia układu pokarmowego. Wcześniej rozpoczęcie leczenia z zastosowaniem innych środków przeciwzapalnych lub kortykosteroidów może wzmagać lub powodować dodatkowe działania niepożądane i w związku z tym należy zachować 24-godzinny okres bez podawania leków opisanych powyżej przed rozpoczęciem leczenia. Wyznaczając okres, w którym nie są podawane żadne leki, należy jednakże wziąć pod uwagę właściwości farmakologiczne uprzednio podawanych produktów. Antykoagulanty, w szczególności pochodne kumaryny, takie jak warfaryna, nie powinny być stosowane w połączeniu z ketoprofenem. Ketoprofen wiąże się silnie z białkami osocza i może współzawodniczyć z innymi lekami silnie wiążącymi się do białek osocza, co może prowadzić do efektu toksyczności.

Przedawkowanie - Przedawkowanie niesterydowych leków przeciwzapalnych może prowadzić do owrodzenia układu pokarmowego, utraty białek oraz upośledzenia funkcji wątroby i nerek.

W badaniach tolerancji przeprowadzonych na świniach, do 25% zwierząt, którym podano dawkę trzykrotnie przekraczającą zalecaną (9 mg/kg m.c.) przez trzy dni lub zalecaną dawkę (3 mg/kg m.c.) przez trzykrotnie maksymalną zalecaną czas (9 dni), wystąpiły nadżerki i/lub owrodzenia zarówno w części niegruczołowej (pars oesophagica), jak i części gruczołowej łożyska. Wczesne objawy toksyczności obejmują utratę apetytu, ciastowate odchody lub biegunkę. Domięśniowe podanie produktu u bydła w dawce trzykrotnie przekraczającej dawkę zalecaną przez okres trzech dni lub dawkę zalecaną przez okres trzy razy dłuższy od zalecanego (9 dni) nie wykazało klinicznych objawów nietolerancji. Jednakże u leczonych zwierząt w miejscu podania stwierdzono występowanie stanu zapalnego, jak również zmian martwiczych o charakterze subklinicznym. Stwierdzono również podwyższone stężenie CPK. Badanie histopatologiczne wykazało obecność nadżerek oraz owrodzenia trawiciska, związanych z podawaniem leku zgodnie z obydwoma schematami.

Wykazano, że konie tolerują dożylną dawkę ketoprofenu do pięciokrotnie przewyższającą zalecaną dawkę przez trzykrotnie dłuższy zalecany czas trwania leczenia (15 dni) bez objawów wystąpienia efektów toksycznych.

Brak specyficznej odtrutki. Jeżeli wystąpią kliniczne objawy przedawkowania, należy rozpocząć leczenie objawowe.

Niezdolności farmaceutyczne - Z powodu braku badań dotyczących zgodności farmaceutycznej, niniejszy lek nie może być mieszany z innymi substancjami w tej samej strzykawkę.

Specjalne środki ostrożności dotyczące usuwania nieużytego produktu leczniczego weterynaryjnego lub pochodzących z niego odpadów - Leków nie należy usuwać do kanalizacji ani wyrzucać do śmieci. O sposobie usunięcia zużytych leków zapytaj lekarza weterynaryjnego. Pozwól one na lepszą ochronę środowiska.

Data zatwierdzenia lub ostatniej zmiany tekstu ulotki - 22.09.2014. **Inne informacje** - Fiolka zawierająca 100 ml. Pudełko zawierające 1, 5 lub 10 fiolek o objętości 100 ml. Fiolka zawierająca 250 ml. Pudełko zawierające 1 lub 5 fiolek o objętości 250 ml. Niektóre wielkości opakowań mogą nie być dostępne w obrocie.

Wyłącznie dla zwierząt.

Wydawany z przepisu lekarza - Rp.

Do podawania pod nadzorem lekarza weterynaryjnego.

W celu uzyskania informacji na temat niniejszego produktu leczniczego weterynaryjnego należy kontaktować się z lokalnym przedstawicielem podmiotu odpowiedzialnego - ScanVet Poland Sp. z o.o., Skierzeszewo, ul. Kiszowska 9, 62-200 Gniezno, tel. 61 426 49 20, fax 61 424 11 47. **Numer pozwolenia** - 2022/10.

Nazwa i adres podmiotu odpowiedzialnego oraz wytwórcy odpowiedzialnego za zwolnienie serii - Podmiot odpowiedzialny: Laboratorios Dr. Esteve, S.A., Av. Mare de Déu de Montserrat, 221. 08041 Barcelona, Hiszpania. **Wytwórca odpowiedzialny za zwolnienie serii:** Pfizer Olot, S.L.U., Crta. Camprodón s/n, 17813 Vall de Bianya (Girona), Hiszpania.



NOROMECTIN PRAZIQUANTEL DUO,
18,7 mg/g + 140,3 mg/g
pasta doustna dla koni

Zawartość substancji czynnej (-ych) i innych substancji - Każdy gram zawiera: Substancja czynna: Iwermektyna 18,7 mg, Praziquantel 140,3 mg. Substancja pomocnicza: Tytanu dwutlenek (E171) 20 mg. Biała lub biaława homogenna pasta

Wskazania lecznicze - Do leczenia mieszaných inwazji tasiemców i nicieni lub stanowiących, wywołanych przez dorosłe i niedojrzałe nicienie, gzy i tasiemce u koni: **Nicieńie** - Duże słupkowce: *Strongylus vulgaris* (dojrzałe i larwy nasieczniowe), *Strongylus edentatus* (dojrzałe i larwy tkankowe L4), *Strongylus equinus* (dojrzałe), *Tridontophorus* spp. (dojrzałe). Małe słupkowce: *Cyathostomum*: *Gylicycosia* spp., *Gylicostephanus* spp., *Gylicodontophorus* spp., *Gyalcephalus* spp. (dojrzałe i nieotworzone larwy słupkowkowe); **Glisty** - *Parascaris equorum* (dojrzałe i larwy); **Owsiki** - *Oxyuris equi* (larwy); *Trichostrongylus*: *Trichostrongylus axei* (dojrzałe); **Wegorki** - *Strongylides westeri* (dojrzałe); **Habronema** - *Habronema* spp. (dojrzałe); **Onchocerca** - *Onchocerca* spp. mikrofilarii, np. skóra onchocerca; **Nicieńie płucne** - *Dictyocaulus immitis* (dojrzałe i larwy); **Tasiemce** - *Anoplocephala perfoliata* (dojrzałe), *Anoplocephala magna* (dojrzałe), *Paranoplocephala mamillana* (dojrzałe); **Owady dwuskrzydłe** - *Gasterophilus* spp. (larwy). Ponieważ wystąpienie inwazji tasiemców u zębriąt młodszych niż dwa miesiące jest mało prawdopodobne, leczenie zębriąt poniżej tego wieku nie jest uważane za konieczne.

Przeciwwskazania - Nie stosować u zębriąt poniżej 2 tygodnia życia. Nie stosować w przypadku nadwrażliwości na substancję czynną lub dowolną substancję pomocniczą.

Działania niepożądane - U koni z silną inwazją mikrofilarii *Onchocerca* po leczeniu mogą wystąpić takie reakcje, jak obrzęki i świąd. Uważa się, że te reakcje są wynikiem likwidacji dużej liczby mikrofilarii. W przypadkach bardzo silnych inwazji paszoryzycznych, niszczenie paszoryz może spowodować łagodne przejściowe morzyśki i luźne stolce u leczonych koni. W bardzo rzadkich przypadkach po leczeniu notowano morzyśka, biegunki i utratę apetytu, w szczególności przy dużym obciążeniu paszoryzami. W bardzo rzadkich przypadkach po leczeniu produktem zgłaszano reakcje alergiczne, takie jak nadmierne ślinienie, obrzęk języka, pokrzywka, tachykardia, przekrwienie błon śluzowej, obrzęki podskórne. Jeśli te objawy się utrzymują, należy skonsultować się z lekarzem weterynaryjnym. W przypadku zaobserwowania jakichkolwiek poważnych objawów lub innych objawów niewymienionych w ulocie informacyjnej, poinformuj o nich lekarza weterynaryjnego.

Docelowe gatunki zwierząt - Konie

Dawkowanie dla każdego gatunku, droga (-i) i sposób podania - Podanie jednorazowe. 200 µg iwermektyny i 1,5 mg praziquantelu na kg masy ciała, co odpowiada 1,07 g pasty na 100 kg masy ciała. W celu zapewnienia podania właściwej dawki, masa ciała powinna być określona tak dokładnie jak to możliwe, należy wybrać właściwą podziałkę strzykawki, ponieważ zbyt niska dawka może prowadzić do zwiększenia ryzyka rozwoju oporności na leki przeciw Pasożytnicze.

Masa ciała	Dawka	Masa ciała	Dawka
Do 100 kg	1,070 g	401 – 450 kg	4,815 g
101 – 150 kg	1,605 g	451 – 500 kg	5,350 g
151 – 200 kg	2,140 g	501 – 550 kg	5,885 g
201 – 250 kg	2,675 g	551 – 600 kg	6,420 g
251 – 300 kg	3,210 g	601 – 650 kg	6,955 g
301 – 350 kg	3,745 g	651 – 700 kg	7,490 g
351 – 400 kg	4,280 g		

Pierwsza podziałka dostarcza ilość pasty wystarczającą do leczenia 50 kg. Każda kolejna podziałka strzykawki daje ilość pasty potrzebnej do leczenia 50 kg masy ciała. Strzykawka powinna zostać nastawiona na obliczoną dawkę poprzez ustawienie pierścienia na właściwym miejscu na tłoku. Strzykawka zawiera 7,49 g pasty i jest wystarczającą do leczenia 700 kg masy ciała przy zalecanej dawce.

Zalecenia dla prawidłowego podania - Przed podaniem ustaw strzykawkę na obliczoną dawkę poprzez przekręcenie pierścienia na tłoku strzykawki. Pastę podaje się doustnie, wkładając końcówkę strzykawki do przestrzeni międzyzębowej i depnując odpowiednią ilość pasty na tylną część języka. W jamie ustnej zwierzęcia nie powinno być pokarmu. Należy mieć po podaniu należy ustnie głowę konia na kilka sekund, aby upewnić się, że dawka zostanie połknięta. Lekarz weterynaryjny powinien udzielić zaleceń odnośnie do właściwych programów dawkowania i zarządzania stadem, aby uzyskać odpowiednią kontrolę nad inwazją pasożytów - zarówno nieliczną, jak i tasiemców.

Okres karencji - **Konie:** tkanki jadalne - 35 dni. Produkt niedopuszczony do stosowania u koni produkujących mleko przeznaczone do spożycia przez ludzi.

Specjalne środki ostrożności podczas przechowywania - Przechowywać w miejscu niedostępnym i niedostępnym dla dzieci. Nie przechowywać w temperaturze powyżej 25°C. Nie używać tego produktu leczniczego weterynaryjnego po upływie terminu ważności podanego na tekturowym pudełku i strzykawkę, po upływie „EXP”. **Termin ważności po pierwszym otwarciu opakowania bezpośredniego:** 6 miesięcy.

Specjalne ostrzeżenia - Należy unikać użycia opisanego postępowania, ponieważ zwiększa ono ryzyko rozwoju oporności, co może ostatecznie skutkować nieefektywnym leczeniem:

- zbyt częste i powtarzane stosowanie leków przeciw Pasożytniczych z tej samej klasy, zbyt duży czas;
- stosowanie zbyt niskich dawek, które może wynikać ze złe oszacowanie masy ciała, nieprawidłowego podania produktu lub braku kalibracji urządzenia do dawkowania.

Przypadki kliniczne podejrzane o oporność wobec leków przeciw Pasożytniczych powinny być zbadane z użyciem odpowiednich testów (np. Test redukcji liczby wydalanych jaj w kale - FECRT). Gdy wyniki testu(-ów) sugerują oporność na dany lek przeciw Pasożytniczy, powinien być zastosowany lek przeciwpasożytniczy należący do innej klasy farmakologicznej, posiadający inny mechanizm działania. W niektórych krajach, w tym w krajach UE, notowano oporność na iwermektynę (awermektynę) w przypadku *Parascaris equorum* u koni. Z tego powodu stosowanie tego produktu powinno być oparte na lokalnych (regionalnych w obrębie gospodarstwa) informacjach epiozootycznych dotyczących wrażliwości nicieni i zaleceń, jak ograniczyć dalszą oporność na leki przeciw Pasożytnicze. Awermektyny mogą nie być dobrze tolerowane przez gatunki inne niż docelowe. Przypadki nietolerancji zgłaszano u psów, w szczególności u owczarków szkodkich, owczarków staroangielskich, pokrewnych ras oraz ich mieszańców, a także u żółwi. Nie można pozwolić, żeby psy i koty połykały resztki pasty lub miały dostęp do zużytych strzykawkę ze względu na ryzyko wystąpienia działań ubocznych związanych z zatruciem iwermektyną. Może być stosowany w okresie ciąży i laktacji. Badania tolerancji przeprowadzone u zębriąt powyżej 2 tygodnia życia nie wykazały żadnych niepożądanych reakcji po podaniu dawki do 5-krotnie przekraczającej zalecaną. Badania bezpieczeństwa przeprowadzone u klaczy otrzymujących dawkę 3-krotnie przekraczającą zalecaną w 14-dniowych odstępach przez cały okres ciąży i laktacji nie wykazały żadnych poronień ani żadnego niepożądanego wpływu na ciążę, poród, ogólne zdrowie zwierząt czy pojawienie się zaburzeń u zębriąt. Badania bezpieczeństwa przeprowadzone u ogierów otrzymujących dawkę 3-krotnie przekraczającą zalecaną nie wykazały żadnych działań niepożądanych, w szczególności wpływu na wyniki reprodukcyjne.

Specjalne środki ostrożności dla osób podających produkt leczniczy weterynaryjny zwierzętom - Po użyciu umyć ręce. Nie jeść, nie pić nie palić w trakcie stosowania produktu. Unikać kontaktu z oczami, ponieważ produkt może wywołać podrażnienie oczu. Po przypadkowym kontakcie z oczami należy natychmiast przepłukać dużą ilością wody. Po przypadkowym połyknięciu lub gdy wystąpi podrażnienie oczu, należy zwrócić się o pomoc lekarską i pokazać lekarzowi ulotkę lub etykietę.

Specjalne środki ostrożności dotyczące usuwania nieużytego produktu leczniczego weterynaryjnego lub pochodzących z niego odpadów, jeśli ma to zastosowanie - Produkt bardzo niebezpieczny dla ryb i organizmów wodnych. Nie zanieczyszczać produktem lub zużytej strzykawką wody powierzchniowej i rowów melioracyjnych. Niewykorzystany produkt

leczniczy weterynaryjny lub jego odpady należy usunąć w sposób zgodny z obowiązującymi przepisami.

Data zatwierdzenia lub ostatniej zmiany tekstu ulotki • 27.02.2014
Inne informacje • Pasta doustna jest dostępna w następujących wielkościach opakowań: 1 pudełko tekturowe zawierające 1 strzykawkę × 7,49 g; 1 pudełko tekturowe zawierające 2 strzykawki × 7,49 g; 1 pudełko tekturowe zawierające 12 strzykawkę × 7,49 g; 1 pudełko tekturowe zawierające 40 strzykawkę × 7,49 g; 1 pudełko tekturowe zawierające 48 strzykawkę × 7,49 g; 1 pudełko tekturowe zawierające 50 strzykawkę × 7,49 g. Niektóre wielkości opakowań mogą nie być dostępne w obrocie. Wydawany z przepisu lekarza - Rp. Do podawania pod nadzorem lekarza weterynarii.

Przedstawiciel podmiotu odpowiedzialnego • ScanVet Poland Sp. z o.o., Skierszewo, ul. Kiszowska 9, 62-200 Gniezno, tel. 61 426 4920, fax 61 424147. Pozwolenie nr 2346/14

Podmiot odpowiedzialny i wytwórca odpowiedzialny za zwolnienie serii • Norbrook Laboratories Limited, Station Works, Newry, Co. Down, BT35 6JP, Zjednoczone Królestwo



PARAMECTIN PASTA 18,7 mg/1 g
 pasta doustna dla koni

Skład jakościowy i ilościowy substancji czynnej(-ych) • 1 gram pasty zawiera: Iwermektyna 18,7 mg

Wskazania lecznicze • Preparat przeznaczony jest do zwalczania inwazji pasożytów wewnętrznych i zewnętrznych u koni: dojrzałych i larwalnych form L4 dużych słupkowców (*Strongylus vulgaris* – naczyniowa forma larwalna, *Strongylus edentatus* – tkankowa forma larwalna) i dojrzałych form *Strongylus equinus* oraz *Triodontophorus* spp., dojrzałych i nieotobionych larw małych słupkowców – także szczepów opornych na benzimidazole (*Cyathostomum* spp., *Cylicocyclus* spp., *Cylicostephanus* spp., *Cylicodontophorus* spp., *Gyaloccephalus* spp.), dojrzałych i niedojrzałych form nicieni płucnych (*Dicytocaulus arnfeldi*), dojrzałych i niedojrzałych form owiszków (*Oxyuris equi*), dojrzałych i larwalnych form L3 i L4 glist (*Parascaris equorum*), dojrzałych form nicieni żołądkowych (*Trichostrongylus axei*), dojrzałych form *Habronema muscae*, nicieni jelitowych (*Strongyloides westeri*), mikrofilarii (*Onchocerca* spp.) oraz larw głów końskich (*Gasterophilus* spp.).

Przeciwwskazania • Nie stosować u innych gatunków zwierząt. Psy i koty są narażone na zęście śmiertelne po podaniu produktu.
Działania niepożądane • W przypadku silnej inwazji mikrofilarii (*Onchocerca* spp.), po podaniu preparatu u koni może wystąpić obrzęk i świąd. Reakcje te są najprawdopodobniej wynikiem gnicia dużej populacji mikrofilarii i znikają zwykle samoczynnie po kilku dniach, niekiedy może być potrzebna zastosowanie leczenia objawowego. O wystąpieniu działań niepożądanych po podaniu tego produktu lub zaobserwowaniu jakichkolwiek niepokojących objawów nie wymienionych w ulocie (w tym również objawów u człowieka na skutek kontaktu z lekiem), należy powiadomić właściwego lekarza weterynarii, podmiot odpowiedzialny lub Urząd Rejestracji Produktów Leczniczych, Wyrobów Medycznych i Produktów Biobójczych. Formularz zgłoszeniowy należy pobrać ze strony internetowej <http://www.urpl.gov.pl> (Wydział Produktów Leczniczych Weterynaryjnych).

Docelowe gatunki zwierząt • Koni

Dawkowanie i droga(-) podania • Preparat podaje się jednorazowo doustnie w dawce 0,2 mg iwermektyny/1 kg m.c., co odpowiada podaniu jednej podziałki dozownika (ok. 1 g pasty) na 100 kg m.c. Jedno opakowanie leku zawierające 140 mg iwermektyny (7,49 g pasty) wystarczy do odrobaczenia zwierzęcia o masie ciała do 700 kg. Konie powinny być objęte regularnym programem kontroli przeciw pasożytniczej, ze szczególnym zwróceniem uwagi na klacze, żrebki i roczniki. Żrebki powinny otrzymać pierwszą dawkę w wieku 6–8 tygodni. Powinna być ona powtarzana w zależności od sytuacji epidemiologicznej. Produkt jest wysoce skuteczną przeciwko pasożytom żołądkowo-jelitowym, nicieniom płucnym, skórny i grom końskim. Regularne podawanie preparatu redukuje możliwość wystąpienia zapalenia tętnic i kolki spowodowanej przez *Strongylus vulgaris*.

Zalecenia dla prawidłowego podania • Pastę w ilości odpowiedniej do masy ciała można podać wprost z aplikatora do jamy ustnej zwierzęcia (najlepiej na nasadę języka). Ze względów higienicznych nie zaleca się stosowania tej samej tubostrzykawki u osobników przebywających osobno.

Okres(-) karencji • Tkanki jadalne – 21 dni. Nie stosować u klaczy produkujących mleko do spożycia przez ludzi.

Specjalne środki ostrożności przy przechowywaniu i transporcie • Przechowywać w miejscu niedostępnym i niewidocznym dla dzieci. Przechowywać w temperaturze poniżej 25°C. Przechowywać w oryginalnym opakowaniu w celu ochrony przed światłem. Nie używać po upływie terminu ważności podanego na etykiecie.

Specjalne ostrzeżenia i środki ostrożności, jeżeli konieczne • Nie jeść, nie pić i nie palić podczas podawania produktu. Chronić skórę i błony śluzowe przed kontaktem z preparatem. Po przypadkowym nanieśnięciu na powłoki ciała lub błony śluzowe resztki leku dokładnie spłukać zimną wodą. Po przypadkowym kontakcie preparatu z błonami słuchowymi oka należy niezwłocznie zwrócić się o pomoc lekarską oraz przedstawić lekarzowi ulotkę informacyjną. Po każdorazowym podaniu produktu należy dokładnie umyć rękę. Może być stosowany w okresie ciąży. Preparat może być podawany u ogierów hodowlanych, nie wpływa na ich płodność. Po podaniu dawki 10-krotnie przewyższającej dawkę zalecaną, tj. 1,8 mg/kg, obserwowano przemieszanie i łagodne objawy, takie jak opóźniona reakcja zrenicy na światło i depresja. U koni, którym podawano niekiedy dawki 60-krotnie przekraczające dawkę zalecaną, obserwowano takie objawy, jak: nadmierne rozszerzenie źrenicy oka, nieznaczna ruchowość, drżenie, otępienie, śpiączkę i śmierć zwierzęcia. Objawy o mniejszym natężeniu miały charakter przemieszany. Nie są znane specyficzne odtrutki, w przypadku wystąpienia objawów przedawkowania po podaniu iwermektyny, należy zastosować leczenie objawowe.

Specjalne środki ostrożności dotyczące unieszkodliwiania niezwytego produktu leczniczego weterynaryjnego lub odpadów pochodzących z tego produktu, jeżeli ma to zastosowanie • Preparat zawiera iwermektynę – opakowania i resztki leku zniszczyć tak, aby resztki substancji aktywnej nie przedostały się do środowiska, zwłaszcza do ekosystemów wodnych: stawów, jezior i rzek; produkt niebezpieczny dla ryb i organizmów

wodnych. Leków nie należy usuwać do kanalizacji ani wyrzucać do śmieci. O sposobie usunięcia bezużytecznych leków zapytać lekarza weterynarii. Pozwoli to na lepszą ochronę środowiska.

Data zatwierdzenia lub ostatniej zmiany tekstu ulotki • 12.12.2008
Inne informacje • W celu uzyskania informacji na temat niniejszego produktu leczniczego weterynaryjnego należy kontaktować się z podmiotem odpowiedzialnym.

Opakowania • Tubostrzykawka L DPE zawierająca 7,49 g produktu. Opakowanie zewnętrzne – pudełko tekturowe. Pozwolenie nr 1459/04. Wyłącznie dla zwierząt. Wydawany na podstawie recepty.

Podmiot odpowiedzialny • ScanVet Poland Sp. z o.o., Skierszewo, ul. Kiszowska 9, 62-200 Gniezno, tel. 61 426 49 20, fax 61 424 11 47

Wytwórca odpowiedzialny za zwolnienie serii • Norbrook Laboratories Ltd., Station Works, Camlough Road, Newry, Co. Down, BT35 6JP, Irlandia Północna



CANVAC R
 zawieszina do wstrzykniwań dla psów, kotów, lisów, bydła, owiec, kóz, koni i świń

Zawartość substancji czynnej i innych substancji • Substancja czynna: Inaktywowany wirus wścieklizny, nie mniej niż 2 J.M./ml; Adiuwant: Alge-drat (wodrotlenek glinu), nie mniej niż 1,4 mg/ml, Tiomersal maks. 0,1 mg

Wskazania lecznicze • Czynne udarnianie zwierząt klinicznie zdrowych przeciw wściekliznie. Częściowa odporność przeciw wściekliznie pojawia się już po 1-2 tygodniach po szczepieniu. Wystarczająca odporność rozwija się w zależności od gatunku zwierząt w okresie do 2-3 tygodni po immunizacji. Coroczne szczepienia przypominające wzmacniają odporność zwierząt.

Przeciwwskazania • Nie stosować, jeśli zwierzęta wykazują objawy kliniczne wścieklizny oraz u zwierząt, które miały kontakt ze zwierzętami chorymi na wściekliznę lub pogryzionymi przez takie zwierzęta. Nie stosować w przypadkach: chorób o przebiegu ostrym, chorób narządowych oraz chorób objawiających się między innymi gorączką, wystąpieniem reakcji poszczepiennej, wystąpienia alergii po uprzednim szczepieniu, w stanach stresu spowodowanych transportem, wysoką temperaturą, nadmiernym wysiłkiem fizycznym.

Działania niepożądane • Sporadyczne podanie szczepionki może spowodować wystąpienie lekkiego stanu podgorączkowego objawiającego się lekkim podwyższeniem temperatury ciała, w miejscu podania szczepionki może wystąpić lekkie, samonietnie znikające w ciągu 14 dni obrzęk. W przypadku wystąpienia działań niepożądanych lub jakichkolwiek objawów reakcji nadwrażliwości należy zastosować odpowiednie leczenie objawowe. W przypadku zaobserwowania jakichkolwiek poważnych objawów lub innych objawów niewymienionych w ulocie informacyjnej, poinformuj o nich lekarza weterynarii.

Docelowe gatunki zwierząt • Psy, koty, lisy, bydło, owce, kozy, konie i świnię.

Dawkowanie dla każdego gatunku, droga i sposób podania • Dawka na jedno zwierzę bez względu na wiek, gatunek i wagę wynosi 1 ml. Szczepionkę podaje się podskórnie. Uwaga: u świń należy podawać domięśniowo. Zwierzęta mięszone: pochodzące od matek, które nie były szczepione, zaleca się szczepić po 2 dni pierwszy, nie wcześniej niż w wieku około 1 miesiąca. Młode pochodzące od matek szczepionych zaleca się szczepić w wieku około 5 miesięcy, chyba że obowiązujące przepisy stanowią inaczej. Jeśli jednak u tych zwierząt wykona się szczepienie wcześniej, to zaleca się powtórzenie szczepienia po 4 do 6 tygodni. Dla utrzymania długotrwałej odporności czynnej na wysokim poziomie zaleca się prowadzić coroczne szczepienia. Pozostałe: zaleca się szczepienie młodzieży po zaniku przeciwciał matczynych. Następuje to w zależności od gatunku w wieku od 3 do 9 miesięcy. Młodzież pochodząca od matek nie-szczepionych można zaszczepić w wieku około 2 miesięcy. Można ją szczepić ponownie po 14 do 30 dniach. Dla utrzymania długotrwałej odporności należy prowadzić rewakynację corocznie dla osiągnięcia odpowiedniego poziomu odporności u zwierząt dorosłych wystarczy jedno szczepienie. Dla utrzymania tej odporności długotrwałe należy prowadzić corocznie szczepienia. Zwierzęta nieznanego pochodzenia należy zaszczepić po 4–6 tygodniach.

Zalecenia dla prawidłowego podania • Brak.

Okres karencji • Zero dni.

Specjalne środki ostrożności podczas przechowywania • Przechowywać w miejscu niedostępnym i niedostępnym dla dzieci. Przechowywać w lodówce (2–8°C), w suchym i ciemnym miejscu. Nie zamrażać.

Specjalne ostrzeżenia • Specjalne ostrzeżenia dla każdego z docelowych gatunków zwierząt: Zwierzęta, które zostały zaszczepione w bardzo młodym wieku mogą nie wywołać pełnej odpowiadającej immunologicznej na podany antygen szczepionki. Przyczyną takiej reakcji może być zarówno brak pełnego rozwoju układu immunologicznego młodego zwierzęcia, jak również oddziaływanie przeciwciał matczynych. W takim przypadku zwierzęta muszą być ponownie zaszczepione w 4 do 6 tygodni po pierwszym szczepieniu. Psy przed szczepieniem powinny być poddane odrobaczeniu. Szczepionkę przed użyciem należy dobrze wstrząsnąć.

Specjalne środki ostrożności dotyczące stosowania • Należy szczepić wyłącznie zdrowe zwierzęta. Zwierzęta, które pogryzły człowieka, mogą być szczepione dopiero po zakończeniu okresu obserwacji. Po przypadkowej samoiniekcji, rożnaniu na skórę, należy niezwłocznie zwrócić się o pomoc lekarską oraz przedstawić lekarzowi ulotkę informacyjną lub opakowanie. Może być stosowany w okresie ciąży i laktacji.

Interakcje z innymi produktami leczniczymi i inne rodzaje interakcji • Brak informacji dotyczących bezpieczeństwa i skuteczności tej szczepionki stosowanej jednocześnie z innym produktem leczniczym weterynaryjnym. Dlatego decyzja o zastosowaniu tej szczepionki przed lub po podaniu innego produktu leczniczego weterynaryjnego powinna być podejmowana indywidualnie.
Przedawkowanie (objawy, sposób postępowania przy udzielaniu natychmiastowej pomocy, odtrutki) • Podanie podwójnych dawek nie wykażało żadnego negatywnego wpływu na stan zdrowia zwierząt szczepionych.

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 niezwytego produktu leczniczego weterynaryjnego lub pochodzących z niego odpadów • Leków nie należy usuwać do kanalizacji ani wyrzucać do śmieci. O sposobie usunięcia bezużytecznych leków zapytać lekarza weterynarii. Pozwól one na lepszą ochronę środowiska.

Data zatwierdzenia lub ostatniej zmiany tekstu ulotki • Szczegółowe informacje dotyczące powyższego produktu leczniczego weterynaryjnego są dostępne w witrynie internetowej Europejskiej Agencji Leków <http://www.ema.europa.eu/>.

Inne informacje • W celu uzyskania informacji na temat niniejszego produktu leczniczego weterynaryjnego należy kontaktować się z lokalnymi przedstawicielami podmiotu odpowiedzialnego.



GANADOL 600 mg/g
 Proszek do podania w wodzie do picia dla bydła, świń i kur

Skład jakościowy i ilościowy substancji czynnej • Kwas acetylosalicylowy 600 mg/g

Rodzaj i wielkość opakowania • 1 kg pojemnik HDPE z zamknięciem z HDPE. 3 kg pojemnik PP z zamknięciem z PP.

Wskazania lecznicze • Cielęta, świnię i kury: jako środek przeciwzapalny i przeciwbólowy w przebiegu schorzeń narządu ruchu – zapalenia stawów, mięśni, nerwów oraz przy bólach mięśniowych, jako środek przeciwzapalny i przeciwgorączkowy o działaniu ogólnym oraz wspomagająco podczas stosowania chemioterapeutyków, w przebiegu ostrego chorób bakteryjnych z wysoką temperaturą ciała, a zwłaszcza w schorzeniach dróg oddechowych i narządu ruchu.

Przeciwwskazania • Nadwrażliwość na salicylany, zaburzenia żołądkowo-jelitowe, skaza krwotoczna.

Działania niepożądane • Wyższe dawkowanie lub dłuższy od zalecanego czas stosowania może prowadzić do choroby wrzodowej żołądka. Salicylany mogą wywoływać reakcje uczuleniowe. W sporadycznych wypadkach mogą wystąpić przypadki skazy krwotocznej. O wystąpieniu działań niepożądanych po podaniu tego produktu lub zaobserwowaniu jakichkolwiek niepokojących objawów niewymienionych w ulocie (w tym również objawów u człowieka na skutek kontaktu z lekiem) należy powiadomić właściwego lekarza weterynarii, podmiot odpowiedzialny lub Urząd Rejestracji Produktów Leczniczych, Wyrobów Medycznych i Produktów Biobójczych. Formularz zgłoszeniowy należy pobrać ze strony internetowej <http://www.urpl.gov.pl> (Pion Produktów Leczniczych Weterynaryjnych).

Dawkowanie i droga podania • Bydło (cielęta) i świnię: 3,0–3,5 g/100 kg m.c. rozpuszczone w nie mniej niż 1 litrze wody pitnej lub karmie płynnej, dwa razy dziennie. Kury: 100 g/100 kg wody pitnej (co odpowiada 60 mg/kg m.c./dzień). Okres leczenia uzależniony jest od oceny lekarza weterynarii, jednak nie dłuższej niż 10 dni.

Zalecenia dla prawidłowego podania • Podawać po dokładnym rozpuszczeniu w wodzie do picia lub karmie płynnej.

Okres karencji • Tkanki jadalne – zero dni. Nie stosować u zwierząt produkujących mleko przeznaczone do spożycia przez ludzi. Nie stosować u kur niosek produkujących jajka przeznaczone do spożycia przez ludzi.

Specjalne środki ostrożności przy przechowywaniu i transporcie • Przechowywać w suchym miejscu. Przechowywać pojemnik szczelnie zamknięty. Zawartość otwartego opakowania należy zużyć w ciągu 2 miesięcy. Zużyć w ciągu 8 godzin po rekonstrukcji zgodnie z instrukcją.

Specjalne ostrzeżenia i środki ostrożności, jeżeli konieczne • Osoby ze stwierdzoną nadwrażliwością na niesteroidowe leki przeciwzapalne (NSAID) powinny unikać kontaktu z lekiem. W przypadku kontaktu produktu ze skórą lub błonami śluzowymi należy przepłukać skażone miejsca dużą ilością wody z mydłem. Podczas stosowania kwasu acetylosalicylowego u zwierząt z dysfunkcją wątroby i nerek należy kontrolować aktywność tych narządów. Unikać podawania preparatu razem z innymi lekami z grupy niesteroidowych leków przeciwzapalnych oraz antybiotykami aminoglikozydowymi. Zachować ostrożność podczas stosowania preparatu u zwierząt, którym podaje się glikozydy nasercowe, silnie odwodnionych, osłabionych, z anemią, a także u osobników bardzo młodych – poniżej 30 dnia życia. Aby uniknąć problemów z krzepnięciem krwi, nie należy stosować preparatu na 2 tygodnie przed operacjami chirurgicznymi. Produktu nie należy stosować u świń ciężarnych. Nie stosować u krów w okresie laktacji i kur w okresie nieśności. Kwas acetylosalicylowy nasila działanie niesteroidowych leków przeciwzapalnych. Produkt leczniczy GANADOL jest dobrze tolerowany, nawet w dawkach wyższych od zalecanych o połowę u cieląt, przekroczonych dwukrotnie u kur oraz trzykrotnie u świń.

Specjalne środki ostrożności dotyczące unieszkodliwiania niezwytego produktu leczniczego weterynaryjnego lub odpadów pochodzących z tego produktu, jeżeli ma to zastosowanie • Nowykożystany produkt leczniczy weterynaryjny lub jego odpady należy unieszkodliwić w sposób zgodny z obowiązującymi przepisami. Wyłącznie dla zwierząt. Wydawany z przepisu lekarza – Rp. Do podawania pod nadzorem lekarza weterynarii. Przechowywać w miejscu niedostępnym i niewidocznym dla dzieci.

Numer pozwolenia na dopuszczenie do obrotu • 2131/11

Data zatwierdzenia lub ostatniej zmiany tekstu ulotki • 24.08.2011

Inne informacje • W celu uzyskania informacji na temat niniejszego produktu leczniczego weterynaryjnego należy kontaktować się z lokalnymi przedstawicielami podmiotu odpowiedzialnego: FATRO POLSKA Sp. z o.o., ul. Bolniska 1, 55-040 Kobierzyce, tel. 71 311 11 11, 311 10 53, fax 71 311 11 82

Podmiot odpowiedzialny i wytwórca • FATRO S.p.A., Via Emilia 285 – 40064 Ozzano Emilia (Bologna) Włochy

WETERYNARYJNE PŁYNY INFUZYJNE



**BIOWET
DRWALEW**

OVEJERO group

STWORZONE DLA ZWIERZĄT



Czy wiesz,
że przy stosowaniu
płynów „ludzkich”
karencja na mleko
to 7 dni?

A na mięso
aż 28!

ZERO KARENCJI – ZERO PROBLEMÓW

Zasady wystawiania faktur od 1 stycznia 2014 r. Część III. Faktury i noty korygujące oraz duplikaty faktur wystawiane przez lekarzy weterynarii

Marcin Szymankiewicz

W tej części artykułu omówione zostaną wymogi stawiane co do treści faktur wystawianym i otrzymywanym przez lekarzy weterynarii. Kwestie te regulują przepisy art. 106j – art. 106l ustawy z 11 marca 2004 r. o podatku od towarów i usług (Dz.U. z 2011 r. nr 177 poz. 1054 ze zm.), dalej: ustawa o VAT.

Faktury korygujące

Stosownie do art. 106j ust. 1 ustawy o VAT, w przypadku gdy po wystawieniu faktury:

- 1) udzielono obniżki ceny w formie rabatu, o której mowa w art. 29a ust. 7 pkt 1 ustawy o VAT, tj. stanowiących obniżkę cen w formie rabatu z tytułu wcześniejszej zapłaty,
- 2) udzielono opustów i obniżek cen, o których mowa w art. 29a ust. 10 pkt 1 ustawy o VAT, tj. udzielonych po dokonaniu sprzedaży opustów i obniżek cen,
- 3) dokonano zwrotu podatnikowi towarów i opakowań,
- 4) dokonano zwrotu nabywcy całości lub części zapłaty, o której mowa w art. 106b ust. 1 pkt 4 ustawy o VAT,
- 5) podwyższono cenę lub stwierdzono pomyłkę w cenie, stawce, kwocie podatku lub w jakiegokolwiek innej pozycji faktury – podatnik wystawia fakturę korygującą.

Przykład 1. *Lekarz weterynarii wystawił 1 lipca 2014 r. fakturę za wykonaną w czerwcu 2014 r. usługę badania mięsa na rzecz masarni na kwotę brutto 12 300 zł, w tym podatek VAT. 30 lipca 2014 r. lekarz weterynarii udzielił rabatu w stosunku do tej czerwcowej usługi w wysokości brutto 246 zł. Na udokumentowanie udzielonego rabatu lekarz weterynarii powinien wystawić fakturę korygującą. Obniżenia kwoty podatku należnego (o 46 zł) lekarz weterynarii będzie mógł dokonać, stosownie do art. 29a ust. 13 ustawy o VAT, pod warunkiem posiadania przez podatnika, uzyskanego przed upływem terminu do złożenia deklaracji podatkowej za dany okres rozliczeniowy, w którym usługobiorca otrzymał fakturę korygującą, potwierdzenia otrzymania faktury korygującej przez usługobiorcę, dla którego wystawiono fakturę; uzyskanie tego potwierdzenia otrzymania przez usługobiorcę faktury korygującej po terminie złożenia deklaracji podatkowej za*

dany okres rozliczeniowy uprawnia podatnika do uwzględnienia faktury korygującej za okres rozliczeniowy, w którym potwierdzenie to uzyskano.

Przykład 2. *Lekarz weterynarii (podatnik VAT czynny) rozlicza się za okresy miesięczne. W wystawionej 10 czerwca 2014 r. dla rolnika (podatnik VAT czynny) fakturze potwierdzającej wykonanie usługi weterynaryjnej 30 maja 2014 r. lekarz weterynarii wykazał zbyt niski podatek VAT. Błąd zauważył dopiero we wrześniu 2014 r. Lekarz weterynarii powinien wystawić fakturę korygującą z tytułu zaistnienia pomyłki w kwocie podatku. Zaniżony podatek powinien rozliczyć w drodze złożenia deklaracji VAT-7 za maj 2014 r., kiedy powstał obowiązek podatkowy z tytułu wykonania usług.*

Stosownie do art. 106j ust. 2 ustawy o VAT, faktura korygująca powinna zawierać:

- 1) wyrazy „FAKTURA KORYGUJĄCA” albo wyraz „KOREKTA”;
- 2) numer kolejny oraz datę jej wystawienia;
- 3) dane zawarte w fakturze, której dotyczy faktura korygująca:
 - a) określone w art. 106e ust. 1 pkt 1–6 ustawy o VAT, tj.:
 - datę wystawienia;
 - kolejny numer nadany w ramach jednej lub więcej serii, który w sposób jednoznaczny identyfikuje fakturę
 - imiona i nazwiska lub nazwy podatnika i nabywcy towarów lub usług oraz ich adresy
 - numer, za pomocą którego podatnik jest zidentyfikowany na potrzeby podatku
 - numer, za pomocą którego nabywca towarów lub usług jest zidentyfikowany na potrzeby podatku lub podatku od wartości dodanej, pod którym otrzymał on towary lub usługi
 - datę dokonania lub zakończenia dostawy towarów bądź wykonania usługi albo datę otrzymania zapłaty, o której mowa w art. 106b ust. 1 pkt 4 ustawy o VAT, o ile taka data jest określona i różni się od daty wystawienia faktury;

- b) nazwę (rodzaj) towaru lub usługi objętych korektą;
- 4) przyczynę korekty;
- 5) jeżeli korekta wpływa na zmianę podstawy opodatkowania lub kwoty podatku należnego – odpowiednio kwotę korekty podstawy opodatkowania lub kwotę korekty podatku należnego z podziałem na kwoty dotyczące poszczególnych stawek podatku i sprzedaży zwolnionej;
- 6) w przypadkach innych niż wskazane w pkt 5 – prawidłową treść korygowanych pozycji.

Z kolei, stosownie do art. 106j ust. 3 ustawy o VAT, w przypadku gdy podatnik udziela opustu lub obniżki ceny w odniesieniu do wszystkich dostaw towarów lub usług dokonanych bądź świadczonych na rzecz jednego odbiorcy w danym okresie, faktura korygująca:

- 1) powinna zawierać dodatkowo wskazanie okresu, do którego odnosi się udzielany opust lub obniżka;
- 2) może nie zawierać danych określonych w art. 106e ust. 1 pkt 5 i 6 ustawy o VAT (tj. odpowiednio kwotę korekty podstawy opodatkowania lub kwotę korekty podatku należnego z podziałem na kwoty dotyczące poszczególnych stawek podatku i sprzedaży zwolnionej, jeżeli korekta wpływa na zmianę podstawy opodatkowania lub kwoty podatku należnego; a w pozostałych przypadkach prawidłowej treści korygowanych pozycji) oraz nazwy (rodzaju) towaru lub usługi objętych korektą.

Noty korygujące

Nota korygująca, tak jak faktura korygująca służy do korekty faktur, ale w przeciwieństwie do faktury korygującej nie można nią skorygować wszystkich zaistniałych nieprawidłowości. Drugą różnicą jest to, że fakturę korygującą wystawia sprzedawca, a notę korygującą nabywca.

Stosownie do art. 106k ust. 1 ustawy o VAT, nabywca towaru lub usługi, który otrzymał fakturę zawierającą pomyłki, z wyjątkiem pomyłek w zakresie danych określonych w art. 106e ust. 1 pkt 8–15 ustawy o VAT, tj.

- miary i ilości (liczby) dostarczonych towarów lub zakres wykonanych usług;
- ceny jednostkowej towaru lub usługi bez kwoty podatku (cena jednostkowa netto);
- kwoty wszelkich opustów lub obniżek cen, w tym w formie rabatu z tytułu wcześniejszej zapłaty, o ile nie zostały one uwzględnione w cenie jednostkowej netto;
- wartości dostarczonych towarów lub wykonanych usług, objętych transakcją,

bez kwoty podatku (wartość sprzedaży netto);

- stawki podatku;
- sumy wartości sprzedaży netto, z podziałem na sprzedaż objętą poszczególnymi stawkami podatku i sprzedaż zwolnioną od podatku;
- kwoty podatku od sumy wartości sprzedaży netto, z podziałem na kwoty dotyczące poszczególnych stawek podatku;
- kwoty należności ogółem;
- może wystawić fakturę nazywaną notą korygującą.

Jeżeli lekarz weterynarii dokonał sprzedaży, a w wystawionej fakturze zaistniała drobna pomyłka, np. literówka w adresie nabywcy, to może on wystawić w celu naprawy tego błędu fakturę korygującą. Równie prawidłowe będzie zatem wystawienie przez nabywcę noty korygującej z tego tytułu. Jednak nota korygująca może być wystawiona jedynie w celu naprawienia niektórych pomyłek i np. w przypadku przedstawionym w przykładzie 2 (pomyłka w kwocie podatku) nie może być wystawiona nota korygująca.

Uwaga. Przepisy art. 106k ust. 1–3 ustawy o VAT nie naruszają przepisów dotyczących wystawiania faktur korygujących (art. 106k ust. 4 ustawy o VAT). Nie ma zatem przeszkód, aby pomyłki w fakturze, które mogą być sprostowane poprzez wystawienie noty korygującej, zostały skorygowane przez sprzedawcę, który wystawi fakturę korygującą.

Nota korygująca, stosownie do art. 106k ust. 2 ustawy o VAT, wymaga akceptacji wystawcy faktury.

Lekarz weterynarii, który otrzymał jako sprzedawca notę korygującą i zgadza się z dokonanymi przez nabywcę poprawkami, powinien zaakceptować notę korygującą. Niezaakceptowana nota korygująca nie jest skuteczna prawnie.

Przypomnieć należy, że już od 1 stycznia 2013 r. nota korygująca wymaga jedynie akceptacji noty korygującej przez wystawcę faktur. Sposób akceptacji pozostawiono w gestii stron, nadal zatem wystawca może ją potwierdzić podpisem osoby uprawnionej do wystawienia faktury lub faktury korygującej, ale nie jest to obowiązkowe. Wydaje się zatem, że wystawca faktury będzie mógł potwierdzić notę korygującą, np. mailem. Nie ma też konieczności, aby nota korygująca była przesyłana wystawcy faktury lub faktury korygującej w dwóch egzemplarzach, choć jest to nadal dopuszczalne i jeżeli nota korygująca miałaby nadal zgodnie z ustaleniami pomiędzy stronami być akceptowana w drodze podpisu – jak najbardziej wskazane.

Z kolei, jeżeli to lekarz weterynarii wystawił jako nabywca notę korygującą, to również powinien pamiętać, że

zaakceptowana nota korygująca nie jest skuteczna prawnie.

Nota korygująca, stosownie do art. 106k ust. 3 ustawy o VAT, powinna zawierać:

- 1) wyrazy „NOTA KORYGUJĄCA”;
- 2) numer kolejny i datę jej wystawienia;
- 3) imiona i nazwiska bądź nazwy podatnika i nabywcy towarów lub usług oraz ich adresy i numer, za pomocą którego podatek jest zidentyfikowany na potrzeby podatku, a także numer, za pomocą którego nabywca towarów lub usług jest zidentyfikowany na potrzeby podatku lub podatku od wartości dodanej;
- 4) dane zawarte w fakturze, której dotyczy faktura, o której mowa w art. 106k ust. 1 ustawy o VAT (tj. prostopadła faktura), określone w art. 106e ust. 1 pkt 1–6 ustawy o VAT;
- 5) wskazanie treści korygowanej informacji oraz treści prawidłowej.

Duplikaty faktur

Zdarza się, że wysłane faktury nie docierają do nabywcy albo otrzymane faktury ulegają zaginięciu. Na podstawie art. 106l ust. 1 ustawy o VAT, w przypadku gdy faktura ulegnie zniszczeniu albo zaginie:

- 1) podatek lub upoważniona przez niego do wystawiania faktur osoba trzecia, wystawia ponownie fakturę:
 - a) na wniosek nabywcy – zgodnie z danymi zawartymi w fakturze będącej w posiadaniu podatnika,
 - b) zgodnie z danymi zawartymi w fakturze będącej w posiadaniu nabywcy;
- 2) nabywca, o którym mowa w art. 106d ust. 1 lub art. 106k ust. 1 ustawy o VAT (tj. faktury wystawione na podstawie porozumienia o samofakturowaniu i noty korygującej), wystawia ponownie fakturę:
 - a) na wniosek podatnika – zgodnie z danymi zawartymi w fakturze będącej w posiadaniu nabywcy,
 - b) zgodnie z danymi zawartymi w fakturze będącej w posiadaniu podatnika;
- 3) podmiot, o którym mowa w art. 106c ustawy o VAT (tj. komornik sądowy lub organ egzekucyjny w administracji), wystawia ponownie fakturę:
 - a) na wniosek nabywcy lub dłużnika – zgodnie z danymi zawartymi w fakturze będącej w posiadaniu tego podmiotu,
 - b) zgodnie z danymi zawartymi w fakturze będącej w posiadaniu nabywcy lub dłużnika.

Przykład 3. 12 czerwca 2014 r. lekarz weterynarii wystawił fakturę dla firmy C. Faktura nie dotarła jednak do firmy C.

(zaginęła na poczcie). Firma C. zwróciła się do lekarza weterynarii o ponowne wystawienie faktury. Lekarz weterynarii powinien w tej sytuacji wystawić duplikat faktury.

Przykład 4. W lutym 2014 r. lekarz weterynarii nabył leki weterynaryjne, otrzymując od dostawcy fakturę. Podatek naliczony wynikający z tej faktury lekarz weterynarii odliczył w deklaracji VAT-7 za luty 2014 r. W lipcu 2014 r. okazało się, że faktura ta zaginęła. Lekarz weterynarii powinien zwrócić się do dostawcy leków weterynaryjnych o wystawienie duplikatu faktury. Duplikat faktury będzie potwierdzał prawo lekarza weterynarii do odliczenia tego podatku naliczonego w lutym 2014 r. (otrzymany duplikat lekarz weterynarii jedynie dołącza do dokumentacji, nie podlega on już rozliczeniu). Załóżmy jednak, że lekarz weterynarii nie otrzymał faktury potwierdzającej zakup tych leków w lutym 2014 r. i z tego powodu nie odliczył podatku naliczonego od tych towarów. W lipcu 2014 r. otrzymał natomiast duplikat tej faktury wystawiony przez dostawcę leków. Lekarz weterynarii powinien podatek naliczony wynikający z tej faktury (tj. duplikatu faktury) rozliczyć w deklaracji VAT-7 za lipiec 2014 r., kiedy to otrzymał ten duplikat.

Ważne. Faktura wystawiona ponownie powinna zawierać wyraz „DUPLIKAT” oraz datę jej wystawienia (art. 106l ust. 2 ustawy o VAT). W przypadku braku tego oznaczenia i daty wystawienia duplikatu należy się liczyć z koniecznością dwukrotnej zapłaty podatku.

Na marginesie należy wskazać, że do faktur wystawionych ponownie przepisy art. 106g ust. 4 ustawy o VAT nie stosuje się (zob. art. 106l ust. 3 ustawy o VAT). Oznacza to, że podatek nie ma obowiązku przesyłania danych do biura wymiany informacji kopii wystawionego duplikatu faktury (potwierdzającej dokonanie wewnątrzspółnotowej dostawy nowych środków transportu na rzecz nabywcy niezidentyfikowanego dla potrzeb transakcji wewnątrzspółnotowych w innym państwie członkowskim UE) lub danych w nim zawartych.

Marcin Szymankiewicz, doradca podatkowy, prowadzący własną kancelarię podatkową w Warszawie, e-mail: m.szymankiewicz@doradca-podatkowy.biz, <http://www.doradca-podatkowy.biz/>

Specjalizacja w dziedzinie chorób zwierząt nieudomowionych

W 2015 r. upływa dwadzieścia lat od ustanowienia specjalizacji podyplomowych lekarzy weterynarii. Warto temu jubileuszowi poświęcić nieco uwagi, bo było to wówczas jednym z najważniejszych osiągnięć niedawno utworzonego samorządu zawodu, dumnie określanego jako zawód zaufania publicznego. Wielu z obecnych specjalistów nie było jeszcze nawet studentami, a wielu nie miało sprecyzowanych życiowych planów. Zaledwie kilka lat wcześniej, po przemianach ustrojowych i gospodarczych, udało się doprowadzić do uchwalenia przez Sejm ustawy o zawodzie lekarza weterynarii i izbach lekarsko-weterynaryjnych, która jako jedno z podstawowych zadań powierzała Izbie nadzór nad należyтым wykonywaniem zawodu. Przy dynamicznym rozwoju nauk weterynaryjnych – w sposób oczywisty oznaczało to konieczność utworzenia systemu stałego kształcenia podyplomowego.

Grupa entuzjastów, kierowana przez prof. Zbigniewa Pomorskiego z Lublina, podjęła się opracowania zasad specjalizacji i nadania im prawnych uregulowań. Wydawało się to zadaniem niezwykle trudnym. Nie było gotowych wzorców, daleko jeszcze było do wstąpienia w strukturę Unii Europejskiej i międzynarodowych organizacji. Lecznictwo weterynaryjne zostało sprywatyzowane, a lekarze świadczący usługi stali się przedsiębiorcami, borykającymi się z problemami działalności gospodarczej na własny rachunek. Inspekcja Weterynaryjna również nie miała

uregulowanych struktur odpowiadających współczesnym potrzebom. Natomiast ustawa o zawodzie określała obowiązek przynależności do izby wszystkich wykonujących zawód lekarzy weterynarii, co oceniano jako sukces, stanowiący o zawodowej jedności.

Nie było pewności, jak w tych warunkach zostanie przyjęty projekt specjalizacji, zwłaszcza że nie można było jej określić jako obowiązkową ani dającą jakieś profity. Nie było gotowej recepty, jak skatalogować kierunki, aby uwzględniły wszystkie formy wykonywania zawodu, w jakich będą się chcieli specjalizować potencjalni kandydaci. Nie było wreszcie dyplomowanych specjalistów, którzy mogliby nadawać ten tytuł słuchaczom tworzących studiów podyplomowych.

Dzięki wysiłkom powołanej przez władze samorządu grupy pod kierownictwem prof. Pomorskiego, udało się utworzyć 16 kierunków specjalizacyjnych i doprowadzić do wydania przez ministra rolnictwa rozporządzenia określającego zasady działania powołanej przy Państwowym Instytucie Weterynaryjnym w Puławach Komisji do spraw Specjalizacji Lekarzy Weterynarii. Postanowiono, że w pierwszym okresie o uzyskanie prawa do otrzymania tytułu specjalisty będą mogli ubiegać się absolwenci kursów podyplomowych i osoby ze stopniem doktora nauk weterynaryjnych.

Piątego lipca 1997 r. w auli Politechniki Warszawskiej odbyła się uroczystość nadania tytułu specjalisty pierwszym

690 lekarzom weterynarii. W tym samym czasie Sejm uchwalił ustawę o zwalczaniu chorób zakaźnych zwierząt, badaniu zwierząt rzeźnych i mięsa oraz o Państwowej Inspekcji Weterynaryjnej, tworzącą nowe struktury administracji weterynaryjnej. W grudniu tego roku powołano Główny Inspektorat Weterynarii. Następnie określono, że do ubiegania się o objęcie funkcji organu w Inspekcji niezbędne jest posiadanie specjalizacji w jednej z dziedzin związanych z jej działalnością. Dyscypliny te stały się więc szczególnie popularne. Szkolenia były dofinansowywane z budżetu państwa. W dziedzinach klinicznych specjalizowanie się pozostało dobrowolne. Od początku wiadomo było, że niektóre z przyjętych kierunków, takie jak użytkowanie i patologia zwierząt laboratoryjnych, choroby ryb czy choroby owadów użytkowych, pozostaną kierunkami niszowymi i studia podyplomowe na tych kierunkach nie będą cieszyć się wielkim zainteresowaniem. Było jednak oczywiste, że kierunki takie powinny powstać. Wcześniej dyskutowano, czy podział specjalizacji klinicznych powinien dotyczyć gatunków, czy form działalności, takich jak chirurgia, choroby wewnętrzne, zakaźne i rozród. Czas pokazał, że określenie 16 kierunków okazało się słuszne, a zainteresowanie szkoleniami specjalizacyjnymi przerosło oczekiwania. Nadal prowadzone są dyskusje nad tworzeniem drugiego stopnia w niektórych kierunkach specjalizacji, konieczności odnawiania uprawnień, wprowadzania nowych kierunków związanych z postępem wiedzy, specjalizacji ogólnoeuropejskich i światowych. Nie zmienia to faktu, że samorząd lekarzy weterynarii należał do prekursorów utworzenia prawnych uregulowań dobrowolnego



Słuchacze studium chorób zwierząt nieudomowionych i egzaminatorzy podczas spotkania w Bieszczadach (wrzesień 2014)

kształcenia podyplomowego, niezmiennie cieszącego się dużym zainteresowaniem. Powstały zasady ministerialnego dofinansowywania szkoleń specjalizacyjnych, pozwalających na możliwie najlepsze ich prowadzenie przy zmniejszeniu finansowego obciążenia słuchaczy. I z tego powinniśmy być dumni także w dwadzieścia lat po podjęciu pierwszych prac nad specjalizacją.

Do kierunków, w których najtrudniej było opracować program szkoleń, należała specjalizacja „choroby zwierząt nieudomowionych”. Pozornie określenie to wydaje się oczywiste, jednak przygotowanie programu szkoleń w tym zakresie, spełniającego oczekiwania wszystkich zainteresowanych stwarza niemałe trudności. Są lekarze specjalizujący się w leczeniu hodowanych jako zwierzęta towarzyszące gadów i płazów, są pracujący w ogrodach zoologicznych i w azylach dla zwierząt dzikich poszkodowanych w wypadkach i innych zdarzeniach losowych, są osoby zajmujące się badaniem zwierząt łownych. Są wreszcie pracownicy Inspekcji Weterynaryjnej zwalczający choroby zakaźne populacji zwierząt nieudomowionych. Wystąpienie ognisk afrykańskiego pomoru świń u dzików na wschodniej granicy, gruźlicy i choroby napletka u żubrów, grypy ptaków – wykazały wyraźnie, jak ważne jest posiadanie współczesnej wiedzy w tym zakresie i właściwego postępowania zapobiegającego poważnym zagrożeniom. Wszystkie te formy aktywności odnoszą się do chorób zwierząt nieudomowionych, choć w sposób oczywisty są bardzo różne. Jest wiele osób mających duże doświadczenie w tych dziedzinach, jednak opracowanie jednolitego programu, wyczerpującego przedstawione zagadnienia przez lata następczo niemałych trudności.

Próby opracowania takiego programu, we współpracy z krajowym kierownikiem specjalizacji „choroby zwierząt nieudomowionych” prof. Aleksandrem Demiaszkiewiczem z Instytutu Parazytologii Polskiej Akademii Nauk podjął się prof. Krzysztof Anusz, epizootolog, kierownik Katedry Higieny Żywności i Ochrony Zdrowia Publicznego w SGGW, prezes Rady Izby Warszawskiej, a w Krajowej Izbie Lekarsko-Weterynaryjnej przewodniczący Komisji do spraw Kształcenia i Specjalizacji.

W czterosemestralnym szkoleniu, które rozpoczęło się w październiku 2012 r. wzięło udział około 50 słuchaczy. Byli wśród nich lekarze z ogrodów zoologicznych, azylów dla dzikich zwierząt, prowadzący prywatne praktyki nastawione na zwierzęta egzotyczne, pracownicy naukowcy z uczelni i lekarze pracujący w Inspekcji Weterynaryjnej. Każdy z nich miał nieco inne oczekiwania, należało więc

przygotować program szkoleń satysfakcjonujący wszystkich.

Tematyka zajęć była więc bardzo obszerna. Dotyczyła chorób zwierząt dzikich – żyjących wolno, w ogrodach zoologicznych i hodowlach fermowych. Część słuchaczy nastawiona była głównie na zagadnienia związane z profilaktyką i leczeniem hodowanych jako towarzyszące zwierząt egzotycznych (gady, płazy, ryby, ptaki, małe ssaki). Do prowadzenia zajęć z tego zakresu zaproszono więc doświadczonych w tym zakresie wykładowców z całego kraju i z zagranicy (Mads F. Bertelsen, Zdenek Knotek, Tom Bailey, Chris Walzer).

W ramach studiów odbyły się również warsztaty z zakresu stomatologii gryzoni i zajęczaków, endoskopii gadów i ptaków, udzielania pierwszej pomocy dzikim ptakom, wybranych zabiegów chirurgicznych u gadów i małych ssaków, anestezjologii, ultrasonografii i parazytologii.

W ramach zajęć wyjazdowych odbyły się seminaria w Białowieckim Parku Narodowym, Miejskim Ogrodzie Zoologicznym Wybrzeża w Gdańsku-Oliwie i na fermie jeleniowatych pod Pułtuskiem.

Tematyką zajęć były też zagadnienia prawne dotyczące m.in. nielegalnego obrotu zwierzętami, postępowania w wypadkach drogowych z udziałem zwierząt wolno żyjących, prawa łowieckiego i postępowania przeciwpizootycznego. Odbyły się też zajęcia z ratownictwa i pierwszej pomocy udzielanej nie tylko zwierzętom, ale i ludziom, ofiarom wypadków. Na strzelnicy myśliwskiej w Suchodole przeprowadzono zajęcia praktyczne dotyczące korzystania z broni Palmera, dmuchawek i innych form poskramiania zwierząt.

Cennej pomocy merytorycznej i organizacyjnej udzielili prowadzącym studium dyrektor Miejskiego Ogrodu Zoologicznego w Warszawie dr Andrzej Kruszewicz i dr Agnieszka Czujkowska, kierująca istniejącym od wielu lat przy warszawskim zoo azylem dla ptaków i nowo utworzonym przy wparciu unijnym pierwszym w Polsce profesjonalnym ośrodkiem dla skonfiskowanych zwierząt objętych konwencją CITES.

Słuchacze mieli też możliwość wzięcia udziału w odbywającej się w Warszawie w czasie trwania kursu konferencji lekarzy weterynarii pracujących w ogrodach zoologicznych i zorganizowanych w 2014 r. po raz pierwszy w Polsce warsztatach z zakresu dobrostanu zwierząt pod patronatem DG SANCO. Zajęcia praktyczne związane z oceną dobrostanu zwierząt nieudomowionych przeprowadzono w Ogrodzie Zoologicznym w Płocku.

We wrześniu 2014 r. w Polańczyku nad Soliną odbył się egzamin wewnętrzny. Miejsce wybrano nieprzypadkowo. Bieszczady to region wszystkim kojarzący się

z największymi w Polsce ostojami zwierząt nieudomowionych. Słuchacze studium – dr Mirosław Welz, podkarpacki wojewódzki lekarz weterynarii, i Stanisław Kaczor, powiatowy lekarz weterynarii w Sanoku, zadbali o wspaniałą atmosferę spotkania, sprzyjającą integracji całej grupy. Uczestnicy, po pomyślnie zdany egzaminie, odbyli rejs po Zalewie Solińskim i wzięli udział w recitalu bieszczadzkiego barda Jarosława „Chmielu” Chmielewskiego, śpiewającego ballady do słów Mirka Welza, utalentowanego poety.

W Puławach 8 listopada 2014 r. odbył się egzamin końcowy przed Komisją do spraw Specjalizacji Lekarzy Weterynarii, która bardzo dobrze oceniła wszystkich do niego przystępujących; 6 grudnia ub.r. odbyła się uroczystość wręczenia dyplomów specjalistom. W październiku 2014 r. rozpoczęła się w SGGW kolejna edycja studium, w której swoimi doświadczeniami będą się ze słuchaczami dzielić również nowo wypromowani specjaliści.

W dwadzieścia lat po przyjęciu przez samorząd systemu specjalizacji można więc z całą pewnością stwierdzić, że był to projekt niezwykle udany, nadal cieszący się dużą popularnością. Dobrze to świadczą o lekarzach, którzy nie poprzestają na wiedzy wyniesionej ze studiów i rozumieją potrzebę stałego poszerzania wiedzy.

Sprawozdanie z kongresu Europejskiego Kolegium Okulistów Weterynaryjnych (ECVO)

W dniach 15–18 maja 2014 r. w Londynie odbył się kongres European College of Veterinary Ophthalmologists (ECVO). Jest to najważniejszy coroczny kongres z zakresu okulistyki weterynaryjnej, jak zawsze przybyli na niego specjaliści z całego świata. Niezwykle interesujący i bogaty w aktualną wiedzę program kongresu koncentrował się głównie na zagadnieniach związanych z chirurgią narządu wzroku.

Program wykładów obejmował zarówno sesję naukową, na której prezentowano wyniki najnowszych badań, jak i szkoleniową, gdzie czołowi światowi specjaliści z zakresu okulistyki zapoznawali uczestników z aktualną wiedzą.

W części naukowej przedstawiono wiele bardzo interesujących badań. Zaprezentowano badania dotyczące plamkowej dystrofii rogówki (macular corneal dystrophy) u psów. Omówiono rozwój tej choroby i określono rodzaj mutacji genetycznej odpowiedzialnej za jej powstanie. Zaprezentowano też badania nad wczesną degeneracją siatkówki u psów. Przedstawiono wyniki badań klinicznych i elektretinograficznych retinopatii u papillonów

oraz nowej retinopatii u kotów. Omówiono zastosowanie nakłucia komory przedniej gałki ocznej celem pobrania płynu komorowego do diagnostyki okulistycznej chorób u psów i kotów. Wykazano, że jest to metoda związana z minimalnym ryzykiem komplikacji, a dająca duże możliwości diagnostyczne. Zaprezentowano wyniki badań nad wpływem cyklopentolatu na produkcję łez, wielkość źrenicy i ciśnienie wewnątrzgałkowe u zdrowych psów. Omówiono rozprzestrzenianie się zakażenia *Encephalitozoon cuniculi* u kotów w Europie.

Wiele prac dotyczyło praktycznych aspektów leczenia chorób okulistycznych u zwierząt. Przedstawiono modyfikację metody Stadesa do leczenia podwinięcia powiek (*entropium*) i nieprawidłowego wzrostu rzęs (*trichiasis*) u kotów. Zaprezentowano nowy typ soczewki wewnątrzgałkowej umieszczonej w torebce przedniej po operacji zaćmy. Omówiono zastosowanie metody krzyżowego sieciowania włókien kolagenowych rogówki (corneal collagen cross-linking) do leczenia wrzodów keratolitycznych u kotów oraz zwyrodnienia pęcherzowego rogówki (bullous keratopathy). Zespół naukowców

z Uniwersytetu Medycyny Weterynaryjnej w Wiedniu podjął próbę opracowania standaryzacji diagnostyki przy użyciu cytologii impresyjnej u kotów. Próbę standaryzacji oparto na badaniach własnych oraz na wcześniej prowadzonych badaniach, między innymi powołując się na wyniki badań prof. Ireneusza Balickiego z Polski. Przedstawiono wyniki obserwacji klinicznych nad zastosowaniem takrolimusu i cyklosporyny do długotrwałej terapii pigmentowego zapalenia rogówki u psów. Przedstawiono objawy, diagnostykę i leczenie przypadku obustronnego wirusowego zapalenia rogówki spowodowanego herpeswirusem (CHV-1).

W ramach sesji wykładowej dr Nils Håkansson ze Szwecji omówił metodę rekonstrukcji okolic oczodołu po częściowej orbitotomii u psów, kotów i koni. Dużą atrakcją był wykład prof. Harmindera Dui, który w 2013 r. odkrył nową, nieznana warstwę rogówki, nazwaną od jego nazwiska warstwą Dui. Ma ona duże znaczenie kliniczne, dlatego wykład dotyczący warstwowej chirurgii rogówki zakończył się oklaskami na stojąco.

Podczas kongresu prof. Ireneusz Balicki zaprezentował doniesienia: „Evaluation of heat shock proteins 70 kDa, eosinophil cationic protein and nitric oxide level in the course of chronic superficial keratitis in dogs” – autorów: R. Urban-Chmiel, I. Balicki, A. Wernicki oraz „Attempt to determine cyclosporine levels with the use of the hplc method in whole blood and blood serum of dogs after prolonged administration of ophthalmic drops” autorów: Z. Stefanowicz, I. Balicki, W.L. Kołodziej-ski, K. Świąder. Prace zostały opublikowane w Conference Proceedings of 2013 Annual Scientific Meetings.

Jak co roku podczas kongresu odbyła się sesja poświęcona rozpoznawaniu i klasyfikacji wrodzonych wad oraz chorób okulistycznych, którą poprowadzili i moderowali prof. K. Narfstrom, prof. C. Peruccio, dr R. Linn-Pearl, dr S. Pot, prof. G. McLellan, prof. P. Bedford i prof. F. Stades. Prowadzący przedstawili aktualizacje dotyczące wad wrodzonych narządu wzroku. Omówili metody badania odruchu źrenicznego, interpretacje wyników badania dna oka w powiązaniu z obecnością melanocytów, błony naczyniowej, nabłonka pigmentowanego siatkówki oraz błony odblaskowej, uaktualnili wiedzę z zakresu gonioskopii i jaskry. Podczas sesji przedstawiano trudne do diagnostyki przypadki kliniczne i je omawiano.

Przed kongresem w ramach kształcenia ustawicznego odbyło się szkolenie dotyczące chirurgii oczodołu, występowania i leczenia chorób trzeciej powieki oraz chirurgii spojówki.

Podczas kongresu spotkali się założyciele Wschodnioeuropejskiego Towarzystwa Okulistyki Weterynaryjnej (East European



Uczestnicy konferencji z Polski (od lewej): Paweł Stefanowicz, Ireneusz Balicki, Marzena Pawlicka, Marcin Tomczak, Jacek Garncaz

Society of Veterinary Ophthalmology – EeSVO). Celem tej organizacji jest między innymi upowszechnianie wiedzy z zakresu okulistyki weterynaryjnej, organizacja szkoleń i konferencji, a także certyfikacja wad wrodzonych narządu wzroku.

W czasie kongresu dokonano też oficjalnego wpisania na listę panelistów ECVO pierwszego lekarza z krajów „bloku wschodniego”, nadając mu jednocześnie

tytuł ESE (Eye Scheme Examiner), który uprawnia m.in. do wydawania certyfikatów badań w kierunku klinicznych oznak chorób genetycznych oczu, sygnowanych przez ECVO. Lekarzem tym jest Jacek Garncarz z Warszawy. Gratulujemy!

Udział w kongresie ECVO umożliwił uczestnikom aktualizowanie wiedzy okulistycznej, a także doskonalenie warsztatu badawczego i dydaktycznego.

Jak zawsze podczas kongresu był też czas na zawieranie nowych i kultywowanie starych znajomości i przyjaźni pomiędzy członkami naszej wielkiej okulistycznej rodziny.

Prof. dr hab. Ireneusz Balicki

Lek. wet. Jacek Garncarz

Spotkanie absolwentów Wydziału Weterynaryjnego w Lublinie rozpoczynających studia w 1966 r.

Spotkaliśmy się od 15 do 18 maja 2014 r. na kolejnym zjeździe, tym razem w centrum Polski, na terenie Sulejowskiego Parku Krajobrazowego, tuż przy zalewie.

W spotkaniu wzięło udział 45 osób, w tym 31 koleżanek i kolegów ze studiów oraz ich małżonkowie. Uczestnicy zaczęli przybywać do hotelu „Kruk” już 15 maja w godzinach popołudniowych. W komplecie stawiliśmy się następnego dnia rano w Smardzewicach, w klasztorze Ojców Franciszkanów, w kościele pod wezwaniem św. Anny, na Mszy Św. w intencji Nauczycieli i Absolwentów naszego Wydziału. Modliliśmy się w szczególności za naszych zmarłych. Czas upływa i ze spotkania na spotkanie przybywa pustych miejsc przy wspólnym stole.

Następnie wyjechaliśmy na wycieczkę autokarową. Odwiedziliśmy dawną

kopalnię krzemionki w „Grotach Nagórzyczych” w Tomaszowie Mazowieckim oraz zwiedziliśmy Spałę. Po obiedzie i krótkim wypoczynku, zaplanowane były spotkania w kawiarni hotelowej, zakończone biesiadą w „grillowisku”. Był czas na wspomnienia z lat studiów, młodzieńcze żarty i anegdoty.

Następnego dnia, zgodnie z tradycją naszych zjazdów, uczestniczyliśmy w sesji naukowej, w czasie której wykłady wygłosili nasi koledzy profesorowie: Wojciech Cybulski i Zygmunt Nowakowski. Po gorącej dyskusji, która rozwinęła się po wysłuchaniu wystąpień, wybraliśmy się na spacer brzegiem Zalewu Sulejowskiego. Była to dobra okazja do zrobienia kilku pamiątkowych fotografii, uspokojenia emocji i odpoczynku na świeżym powietrzu, przed czekającym nas całonocnym spotkaniem przy zastawionych stołach.

Właścicielka hotelu zapewniła nam miłą muzykę i sympatycznych wykonawców. Nastroje były świetne, a zabawa szampańska. Przyczyniła się do tego także atmosfera hotelu, będącego jednocześnie galerią obrazów i rzeźb autorstwa jego właścicielki.

Rozstawaliśmy się z nadzieją na kolejne spotkanie latem 2016 r., w pięćdziesiątą rocznicę rozpoczęcia studiów.

Pragnę w imieniu komitetu organizacyjnego gorąco podziękować tym, którzy jak zwykle nie zawiedli i pomimo codziennych obowiązków zawodowych, rodzinnych oraz nie zawsze dobrego zdrowia swoją obecnością odpowiedzieli na zaproszenie.

Wszystkich dotąd niezdecydowanych lub nieśmiały zachęcamy gorąco do nawiązania kontaktu i serdecznie zapraszamy na następny zjazd. Adresy do korespondencji: Barbara Arciuch: bha.pulawy@gmail.com; oraz Tadeusz Sech: tadeusz.sech@poczta.onet.pl

Barbara Arciuch, Puławy



Kłęczą od lewej: Jerzy Boyen, Janusz Kulczakiewicz, Wiesław Brudnicki, Wojciech Tabęcki. Stoją od lewej: Zygmunt Górski, Janusz Sobieszczyk, Andrzej Mazurek, Zbigniew Legenza, Jerzy Joniec, Jolanta Bereźnicka (z d. Siekierzyńska), Irena Pietraś (z d. Sidwa), Magda Ukleja, Mirosław Pacocha, Jerzy Kopeć, Urszula Olko, Czesław Łysek, Cecylia Pacocha (z d. Glazer), Wojciech Cybulski, Marian Cioczek, Antoni Szymański, Adam Wojciechowski, Krystyna Andrychiewicz (z d. Bachman), Jan Cyrwus, Barbara Arciuch (z d. Okieńczyk), Zygmunt Samul, Lucyna Wrona (z d. Pyra), Marta Gilowska (z d. Marchewka), Zygmunt Nowakowski, Tadeusz Sech. Nieobecni na zdjęciu: Michał Gilowski i Andrzej Woskiewicz

Zaproszenie do udziału w V Mistrzostwach Polski Weterynarii W Półmaratonie

Impreza odbędzie się w Grodzisku Wielkopolskim w ramach IX Grodziskiego Półmaratonu „Słowaka” 14 czerwca 2015 r. Start o godzinie 9.00.

Zapisy i regulamin mistrzostw: www.polmaratongrodzisk.pl, Michał Sokół: smichi@poczta.onet.pl



Uczestnicy ubiegłorocznego półmaratonu

W IV Mistrzostwach Weterynarii zapisanych było 55 uczestników, wystartowały 44 osoby, a bieg ukończyło 42 zwycięzców.

A oto klasyfikacja.

Kategoria Pań: 1. Paulina Czerska Mazur, 2. Magdalena Ziótek, 3. Marta Pozorska.

Panie Paulina i Magdalena dodatkowo zajęły kolejno pierwsze i drugie miejsce w kategorii Wet Open, pokonując wszystkich panów. Gratulacje!

Kategoria Panów: 1. Łukasz Gościński, 2. Wojciech Barański, 3. Marcin Zajac.

Kategoria Masters: 1. Małgorzata Gołębiewska; 1. Przemysław Ziółkowski, 2. Wojciech Kraszewski, 3. Andrzej Grabowski.

Organizatorem zawodów był Michał Sokół, a sponsorami były firmy: Hog Slat, Cid Lines, Virbac, Agri Plus, MSD, Run-Planet, Biochem i Hipra oraz Wielkopolska Izba Lekarsko-Weterynaryjna, a także czasopisma „Weterynaria w Praktyce” i „Bydło”. Dzięki nim każdy uczestnik otrzymał pamiątkowy kubek oraz bezrekawnik, a na mecie czekał na niego medal oraz puchary i nagrody dla najlepszych.

Paweł Straburzyński

VII Weterynaryjny Weekend Windsurfingowy Kuźnica 29.05 - 31.05.2015



Zapisy i pełne informacje
sabina.zarnowska@gmail.com



Olgierd Turek-Tarnawski

Zmarł 11 października 2013 r.

Urodził się 25 lutego 1915 r. w Stobiernej, pow. Rzeszów. W 1936 r. rozpoczął, przerwane przez wojnę, studia na Wydziale Weterynaryjnym Uniwersytetu Warszawskiego. Po wojnie przez rok odbywał służbę wojskową w formacjach Marynarki Wojennej w Gdańsku, a następnie kontynuował studia na Wydziale Weterynaryjnym w Lublinie. W 1948 r. uzyskał dyplom i rozpoczął pracę jako kierownik Powiatowej Lecznicy dla Zwierząt w Mrągowie. Od 1951 r. pracował w województwie bydgoskim w Delegaturze Inspekcji Higieny Jakości Mleka i Mięsa. Od 1955 r. pracował jako lekarz terenowy najpierw w Zespole Państwowych Gospodarstw Rolnych w Pawłowie, a potem w Państwowym Zakładzie Leczniczym dla Zwierząt w Chojnicach jako ordynator i kierownik tej placówki. Od 1964 r. do emerytury w 1980 r. pracował w Zakładach Rybnych w Chojnicach jako kierownik Zakładowego Oddziału Weterynaryjnej Inspekcji Sanitarnej. Był uznanym specjalistą w sprawach chorób ryb oraz higieny przetwórstwa rybnego i krajowym rzeczoznawcą Ministerstwa Handlu Wewnętrznego w tych dziedzinach.

Był dyplomowanym artystą malarzem, założycielem Chojnickiego Towarzystwa Kulturalnego, współzałożycielem Muzeum Kaszubskiego oraz Kujawsko-Pomorskiego Towarzystwa Kulturalnego. Jego pasją było żeglarstwo. Swoje życie i pasje opisał w książce „Brama żeglarska – opowiadania”.

Był dyplomowanym artystą malarzem, założycielem Chojnickiego Towarzystwa Kulturalnego, współzałożycielem Muzeum Kaszubskiego oraz Kujawsko-Pomorskiego Towarzystwa Kulturalnego. Jego pasją było żeglarstwo. Swoje życie i pasje opisał w książce „Brama żeglarska – opowiadania”.



Janusz Radtke

Zmarł 14 października 2013 r.

Urodził się 30 września 1935 r. w Koronowie, pow. Bydgoszcz. W 1958 r. uzyskał dyplom na Wydziale Weterynaryjnym we Wrocławiu. Po stażu w Powiatowym Zakładzie Weterynarii w Toruniu i Bydgoszczy od 1961 r. pracował w Zakładzie Higieny Weterynaryjnej w Bydgoszczy jako kierownik Pracowni Chorób Pszczół. Od 1962 r. zajmował etat inżynierski w Instytucie Fizjologii i Żywności Zwierząt w Bydgoszczy. Od 1966 r. do prywatyzacji weterynarii był kierownikiem Państwowego Zakładu Leczniczego dla Zwierząt w Solcu Kujawskim. Po prywatyzacji kierował samorządową lecznicą dla zwierząt w Solcu Kujawskim do przejścia na emeryturę w 1998 r., a następnie prowadził prywatny Gabinet Weterynaryjny w Solcu Kujawskim.

Urodził się 30 września 1935 r. w Koronowie, pow. Bydgoszcz. W 1958 r. uzyskał dyplom na Wydziale Weterynaryjnym we Wrocławiu. Po stażu w Powiatowym Zakładzie Weterynarii w Toruniu i Bydgoszczy od 1961 r. pracował w Zakładzie Higieny Weterynaryjnej w Bydgoszczy jako kierownik Pracowni Chorób Pszczół. Od 1962 r. zajmował etat inżynierski w Instytucie Fizjologii i Żywności Zwierząt w Bydgoszczy. Od 1966 r. do prywatyzacji weterynarii był kierownikiem Państwowego Zakładu Leczniczego dla Zwierząt w Solcu Kujawskim. Po prywatyzacji kierował samorządową lecznicą dla zwierząt w Solcu Kujawskim do przejścia na emeryturę w 1998 r., a następnie prowadził prywatny Gabinet Weterynaryjny w Solcu Kujawskim.



Andrzej Wandurski

Zmarł 11 lipca 2014 r.

Urodził się 22 listopada 1931 r. w Sołotwinie, woj. stanisławowskie. Jako dziecko został wywieziony na Syberię. W 1957 r. uzyskał dyplom na Wydziale Weterynaryjnym

w Wrocławiu i podjął pracę w lecznicy w Sierakowie, pow. Międzybóże. Od 1966 r. pracował w Wojewódzkim Zakładzie Higieny Weterynaryjnej w Poznaniu, prowadząc Pracownię Chorób Ryb w Sierakowie. Od 1973 r. współtworzył nowatorską Fermę Trzody Chlewniej w Szamocinie, gdzie do emerytury był lekarzem weterynarii.

W 1977 r. uzyskał stopień doktora nauk weterynaryjnych. Był autorem lub współautorem ponad 60 publikacji naukowych, dwukrotnie uzyskał nagrodę naukową II stopnia Polskiego Towarzystwa Nauk Weterynaryjnych.

Był stałym współpracownikiem Archiwum Wschodniego i aktywnym działaczem Związku Sybiraków. Został odznaczony Srebrnym Krzyżem Zasługi.



Zbigniew Sierpień

Zmarł 29 lipca 2014 r.

Urodził się 15 sierpnia 1948 r. w Ziębicach, pow. Ząbkowice Śląskie. W 1975 r. uzyskał dyplom na Wydziale Weterynaryjnym w Lublinie. Po odbyciu wstępnego stażu pracy w Golubiu-Dobrzyniu rozpoczął pracę jako inspektor Weterynaryjnej

Inspekcji Sanitarnej w Zakładach Mięsnych w Inowrocławiu. Od 1976 r. do prywatyzacji pracował jako ordynator w Państwowym Zakładzie Leczniczym dla Zwierząt w Inowrocławiu. Po prywatyzacji do emerytury prowadził Przychodnię dla Zwierząt w Toruniu.



Edward Doliński

Zmarł 12 września 2014 r.

Urodził się 2 września 1955 r. w Wiślicy. W 1984 r. uzyskał dyplom lekarza weterynarii na Wydziale Weterynaryjnym w Lublinie. W tym samym roku rozpoczął pracę w Wojewódzkim Zakładzie Weterynarii w Opolu, początkowo jako stażysta, następnie

młodszy inspektor Weterynaryjnej Inspekcji Sanitarnej w Zakładach Mięsnych w Opolu i od 1987 r. jako kierownik Oddziału. W 1991 r. ukończył Studium Podyplomowe „Higiena produktów zwierzęcych z technologią przetwórstwa mięsnego” na Akademii Rolniczej we Wrocławiu. W 1998 r. rozpoczął pracę w Rejonowym Inspektoracie Weterynarii w Opolu, początkowo jako starszy inspektor ds. higieny środków spożywczych pochodzenia zwierzęcego, a następnie w Powiatowym Inspektoracie Weterynarii w Opolu jako starszy inspektor ds. zdrowia i ochrony zwierząt oraz higieny materiału biologicznego, starszy inspektor ds. higieny materiału biologicznego, a od 2010 r. starszy inspektor koordynator zespołu ds. zdrowia i ochrony zwierząt.

Otrzymał odznakę „Zasłużony dla Rolnictwa”.



Jan Gontarski

Zmarł 2 października 2014 r.

Urodził się 10 lutego 1936 r. w Łukowej na Lubelszczyźnie. W 1962 r. uzyskał dyplom na Wydziale Weterynaryjnym w Lublinie, a w 1974 r. tytuł mgr inż. technologii żywności w Szkole Głównej Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie. W 1984 r.

uzyskał stopień doktora nauk weterynaryjnych.

Całe życie zawodowe związał z ziemią radomską. Po wstępnym stażu pracy w Kozienicach pracował w lecznicy w Zwoleniu, po czym przeniósł się do Radomia. Przez wiele lat był wojewódzkim inspektorem Weterynaryjnej Inspekcji Sanitarnej, a następnie zastępcą i pełniącym obowiązki wojewódzkiego lekarza weterynarii. Po likwidacji województwa radomskiego był kierownikiem Radomskiego Oddziału Zamiejscowego Wojewódzkiego Zakładu Weterynarii w Warszawie.

Wiele lat był prezesem Zrzeszenia Lekarzy i Techników Weterynarii w Radomiu. Był członkiem Związku Kombatanów i Osób Represjonowanych – Dzieci Zamojszczyzny. Był odznaczony Złotym i Srebrnym Krzyżem Zasługi i odznakami „Zasłużony dla Województwa Radomskiego” oraz „Zasłużony Pracownik Rolnictwa”.



Henryk Hałat

Zmarł 15 października 2014 r.

Urodził się 9 lipca 1932 r. w Dębowcu, pow. Pińczów. W 1957 r. uzyskał dyplom na Wydziale Weterynaryjnym we Wrocławiu. Po stażu został ordynatorem Państwowego Zakładu Leczniczego dla Zwierząt w Chełmży i pracował tam do 1970 r. Następnie

pracował jako kierownik Oddziału do spraw Hodowli w Powiatowym Zakładzie Weterynarii w Toruniu. Od 1975 r. do 1990 r. pracował jako ordynator Wojewódzkiej Specjalistycznej Lecznicy dla Zwierząt w Toruniu, zajmując się sprawami profilaktyki i chorób drobiu. Po prywatyzacji do przejścia na emeryturę w 2004 r. prowadził prywatną praktykę weterynaryjną w Chełmży.



Rudolf Treffon

Zmarł 18 listopada 2014 r.

Urodził się 8 listopada 1935 r. w Reptach Śląskich, w powiecie tarnogórskim. W 1960 r. uzyskał dyplom na Wydziale Weterynaryjnym we Wrocławiu, po czym odbył wstępny staż pracy w Powiatowym Zakładzie Weterynarii w Oleśnie. Po ukończeniu

stażu pracował w Państwowym Zakładzie Leczenia dla Zwierząt w Strzeleckach, a następnie był kierownikiem lecznicy w Gościęcinie. Resztę swojej kariery zawodowej od 1964 r.

związał z Pawłowiczkami. Do 1990 r. był kierownikiem lecznicy, a następnie rozpoczął działalność prywatną.

Przez cztery kadencje był radnym, a w latach 1982–1990 przewodniczącym Rady Gminy w Pawłowiczkach. Był odznaczony Złotym Krzyżem Zasługi i otrzymał odznaczenie „Zasłużony dla Opolszczyzny”. W 2014 r. otrzymał Medal Św. Rocha z MontPELLier.



Wacław Pilawski

Zmarł 4 stycznia 2015 r.

Urodził się 24 października 1935 r. w Brzozowie, woj. małopolskie. W 1959 r. uzyskał dyplom na Wydziale Weterynaryjnym w Lublinie. Początkowo pracował w Państwowym Zakładzie Leczniczym dla Zwierząt w Korszach, a następnie w Po-

wiatowym Zakładzie Weterynarii w Kętrzynie. W latach 1975–1991 był powiatowym lekarzem weterynarii w Nidzicy. Od 1999 r. prowadził prywatną praktykę weterynaryjną na terenie gminy Janowiec Kościelny.

Był odznaczony Krzyżem Kawalerskim Orderu Odrodzenia Polski, Złotym Krzyżem Zasługi, Srebrną Odznaką Honorową „Zasłużony dla Warmii i Mazur”, odznaką „Zasłużony Pracownik Rolnictwa”, Srebrną Odznaką Honorową Zrzeszenia Lekarzy i Techników Weterynarii, odznaką „Za Wzorową Pracę w Służbie Weterynaryjnej” oraz Złotą Odznaką za Zasługi dla Wędkarstwa.



Zbigniew Brzostowski

Zmarł 13 lutego 2015 r.

Urodził się 13 marca 1950 r. w Drygach koło Elku. W 1980 r. uzyskał dyplom na Wydziale Weterynaryjnym w Olsztynie i do 1989 r. był kierownikiem Zakładowego Weterynaryjnego Inspektoratu Sanitarnego przy Zakładach Mięsnych w Wysokiem

Mazowieckiem. Po likwidacji Zakładów Mięsnych wyjechał na rok do USA i po powrocie prowadził działalność weterynaryjną w Rosochacie Kościelnym. W 1999 r. został powołany na stanowisko powiatowego lekarza weterynarii w Siemiatyczach, z którego zrezygnował w 2002 r. Następnie do 2009 r. pracował jako starszy inspektor ds. higieny w Powiatowym Inspektoracie Weterynarii w Siemiatyczach, po czym podjął pracę w gabinecie weterynaryjnym w Klukowie, jednocześnie otrzymał wyznaczenia do badania zwierząt rzeźnych i mięsa w PIW Sokołów Podlaski oraz PIW Kutno w Zakładach Pini Polonia w Kutnie.

STUDIA PODYPLOMOWE

Wydział Medycyny Weterynaryjnej Uniwersytetu Warmińsko-Mazurskiego w Olsztynie w porozumieniu z Komisją ds. Specjalizacji Lekarzy Weterynarii, ogłasza nabór na 4-semestralne Specjalizacyjne Studia Podyplomowe z dziedziny

PREWENCJA WETERYNARYJNA I HIGIENA PASZ

Ukończenie studiów pozwala ubiegać się o zdawanie egzaminu specjalizacyjnego celem uzyskania tytułu specjalisty w danej dziedzinie.

Zgodnie z nowym regulaminem Studiów Specjalizacyjnych szkolenie obejmuje: cztery semestry (384 godz.), w tym: 237 godzin wykładów, 27 godzin seminariów, 24 godziny ćwiczeń, 96 godzin stażu.

Zainteresowane osoby prosimy o pisemne zgłoszenie uczestnictwa na adres: prof. dr hab. Maciej Gajęcki – Katedra Prewencji Weterynaryjnej i Higieny Pasz, Wydział Medycyny Weterynaryjnej, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie, ul. Oczapowskiego 13/29; 10-718 Olsztyn; tel. 89 523 37 73; tel./fax 89 523 36 18, e-mail: higpasz@uwm.edu.pl

Zgłoszenie powinno zawierać dokumenty przewidziane Rozp. Min. Rol. i Gosp. Żywn. (Dz.U. z dn. 28.11.1994 r., nr 131, poz. 667). Warunkiem przyjęcia jest zgłoszenie, przez zainteresowanego, wniosku zawierającego imię i nazwisko wnioskodawcy oraz datę i miejsce urodzenia, informację o przebiegu pracy zawodowej. Do wniosku należy dołączyć odpis dyplomu lekarza weterynarii, odpis zaświadczenia Okręgowej Izby Lek.-Wet. o stwierdzeniu prawa wykonywania zawodu, deklarację o pokryciu kosztów specjalizacji oraz dokument potwierdzający co najmniej 2-letni staż pracy w zawodzie.

O kolejności przyjęcia na studia decyduje długość stażu pracy i termin złożenia dokumentów.

Termin złożenia dokumentów – 30 września 2015 r.

Krajowy Kierownik Specjalizacji nr 14 Prewencja Weterynaryjna i Higiena Pasz: prof. dr hab. Andrzej Wernicki

Dziekan Wydziału Medycyny Weterynaryjnej: prof. dr hab. Andrzej Koncicki

Katedra i Klinika Chirurgii Wydziału Medycyny Weterynaryjnej Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu na wniosek Komisji ds. Specjalizacji Lekarzy Weterynarii ogłasza nabór

na sześciomiesięczne specjalizacyjne studia podyplomowe z dziedziny

CHIRURGIA WETERYNARYJNA

Ukończenie studiów pozwala ubiegać się o zdawanie egzaminu specjalizacyjnego, celem uzyskania tytułu specjalisty w danej dziedzinie.

Planowany termin rozpoczęcia: październik 2015 r.

Osoby zainteresowane prosimy o pisemne zgłaszanie uczestnictwa na adres: Katedra i Klinika Chirurgii Wydziału Medycyny Weterynaryjnej Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu, 50-366 Wrocław, pl. Grunwaldzki 51, **do 10 czerwca 2015 r.** Szczegółowe informacje odnośnie do specjalizacji z chirurgii weterynaryjnej można uzyskać w Katedrze i Klinice Chirurgii Wydziału Medycyny Weterynaryjnej we Wrocławiu, pl. Grunwaldzki 51, tel. 71 320 53 55 fax 71 320 53 53; e-mail lidia.sobanska@up.wroc.pl

Zgłoszenie powinno zawierać dokumenty przewidziane Rozporządzeniem Min. Rol. i Gosp. Żywn. (Dz.U. z 28.11.1994 nr 131 poz. 667). W myśl tego rozporządzenia warunkiem przyjęcia jest zgłoszenie przez zainteresowanego wniosku zawierającego imię i nazwisko wnioskodawcy oraz datę i miejsce urodzenia, informację o przebiegu pracy zawodowej, o ukończonych kursach specjalizacyjnych i ewentualnych publikacjach. Do wniosku należy dołączyć odpis dyplomu lekarza weterynarii, odpis zaświadczenia okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej o stwierdzeniu prawa wykonywania zawodu, deklarację o pokryciu kosztów specjalizacji oraz dokument potwierdzający co najmniej dwuletni staż pracy. O kolejności przyjęcia na studia decyduje staż pracy i uprzednio ukończone kursy specjalizacyjne oraz termin wpłynięcia podania.

O wynikach postępowania kwalifikacyjnego kandydaci zostaną poinformowani pisemnie **do 15 września 2015 r.**

Informacje o programie zamieszczone są na stronie:

www.piwet.pulawy.pl/kslw oraz na stronie

www.wet.up.wroc.pl/index.php/program

Kierownik Studium zastrzega sobie możliwość przesunięcia terminu rozpoczęcia pierwszego semestru.

Krajowy Kierownik Spec. nr 12: dr hab. Zdzisław Kielbowicz, prof. nadzw.

Dziekan Wydziału Medycyny Weterynaryjnej: dr hab. Krzysztof Kubiak prof. nadzw.

IV EDYCJA STUDIÓW PODYPLOMOWYCH

HIGIENA PASZ

Miejsce i czas trwania studiów oraz forma prowadzenia: Katedra Prewencji Weterynaryjnej i Higieny Pasz, Wydział Medycyny Weterynaryjnej, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie; 2 (dwa) semestry – łącznie 150 godzin dydaktycznych; studia niestacjonarne (zaoczne).

Kierownik Studium: prof. dr hab. Maciej Gajęcki
Sekretarz Studium: dr n. wet. Łukasz Zielonka

Szczegółowe zasady i tryb przyjmowania kandydatów na studia: kolejność zgłoszeń absolwentów studiów o profilu biologiczno-ogrodniczym i złożonej dokumentacji (podanie, kwestionariusz osobowy, odpis dyplomu ukończenia studiów zawodowych lub magisterskich i oświadczenie o formie płatności).

Termin składania dokumentów: **do 30 września 2015 r.** Dokumenty należy przesyłać na adres Katedry (ul. Oczapowskiego 13/29, 10-718 Olsztyn) lub adres elektroniczny higpasz@uwm.edu.pl czy faksem na nr 89 523 36 18.

Planowany termin rozpoczęcia studiów: październik 2015 r.

Koszt uczestnictwa: 1800 zł, jeden tysiąc osiemset złotych semestralnie (ogółem 3600 zł, trzy tysiące sześćset złotych za dwa semestry).

Dokument potwierdzający ukończenie Studium: Zgodnie z obowiązującym regulaminem Studiów Podyplomowych UWM w Olsztynie.

Kierownik Studiów Podyplomowych: prof. dr hab. Maciej Gajęcki
Dziekan Wydziału Medycyny Weterynaryjnej: prof. dr hab. Andrzej Koncicki

Wydział Medycyny Weterynaryjnej Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu, na wniosek Komisji ds. Specjalizacji Lekarzy Weterynarii, ogłasza nabór na pięciomiesięczne studia specjalizacyjne z dziedziny

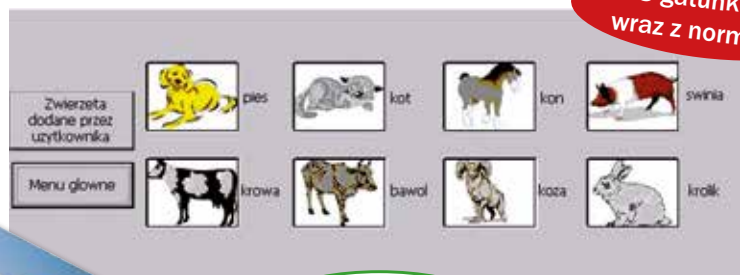
CHOROBY PRZEŻUWACZY

Ukończenie studiów pozwala lekarzom weterynarii ubiegać się o możliwość zdawania egzaminu specjalizacyjnego celem uzyskania tytułu specjalisty w dziedzinie „Choroby przeżuwaczy”.

WETERYNARYJNY ANALIZATOR BIOCHEMICZNY

- Albumina
- ALP
- Amoniak
- Amylaza
- ALT
- AST
- Bilirubina
- Cholesterol
- CK
- CKMB
- Fruktozamina
- Glukoza
- GGT
- Kreatynina
- Kwas moczowy
- Kwasy żółciowe
- Mikroproteina
- Mocznik
- Trójglicerydy
- Cynk
- Miedź
- Magnez
- Fosfor
- Potas
- Sód
- Chlorki
- Żelazo
- Wapń
- Lipaza
- Wodorowęglany

0,7 PLN / test



8 gatunków wraz z normami

Wynik po 120 sekundach

Dedykowany system jednorazowych testów

Polskie oprogramowanie weterynaryjne

Na rynku od 2005 roku

3 lata gwarancji

www.AnalizatoryWeterynaryjne.pl

Tel.: 601 845 055 (Marek) • 601 932 909 (Stanisław)

Planowany termin rozpoczęcia studiów: październik 2015.

Osoby zainteresowane prosimy o pisemne zgłaszanie uczestnictwa na adres: Wydział Medycyny Weterynaryjnej, Katedra Rozrodu z Kliniką Zwierząt Gospodarskich, pl. Grunwaldzki 49, 50-366 Wrocław, z dopiskiem „studia specjalizacyjne”. Informacje o programie studiów zamieszczone są na stronie www.piwet.pulawy.pl/kslw/ w zakładce programu specjalizacji. W celu zgłoszenia się na studia należy przesłać wniosek oraz dołączyć do niego dokumenty przewidziane w rozporządzeniu Min. Roln. i Gosp. Żywn. (Dz.U. z 28.11.199 nr 131 poz. 677). W myśl tego rozporządzenia warunkiem przyjęcia na studia specjalizacyjne jest złożenie przez zainteresowanego wniosku zawierającego imię i nazwisko wnioskodawcy oraz datę i miejsce urodzenia, miejsca zamieszkania, informację o przebiegu pracy zawodowej, z podaniem zajmowanych stanowisk, określenie aktualnego miejsca pracy i zajmowanego stanowiska, informację o ukończonych kursach specjalistycznych i ewentualnych publikacjach. Do wniosku należy dołączyć:

1. Odpis dyplomu lekarza weterynarii,
2. Zaświadczenie okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej o stwierdzeniu prawa wykonywania zawodu,
3. Deklarację co do pokrycia kosztów specjalizacji przez lekarza weterynarii lub zatrudniającego go zakład pracy.

Warunkiem przyjęcia lekarza weterynarii na szkolenie specjalizacyjne jest wykazanie się co najmniej 2-letnim stażem pracy zawodowej. O kolejności przyjęcia decyduje staż pracy i uprzednio ukończone kursy specjalistyczne.

Wydział Medycyny Weterynaryjnej Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu na wniosek Komisji ds. Specjalizacji Lekarzy Weterynarii, ogłasza nabór na pięcioletnie studia specjalizacyjne z dziedziny

ROZRÓD ZWIERZĄT

Ukończenie studiów pozwala lekarzom weterynarii ubiegać się o możliwość zdawania egzaminu specjalizacyjnego celem uzyskania tytułu specjalisty w dziedzinie „Rozród zwierząt”.

Planowany termin rozpoczęcia studiów: październik 2015.

Osoby zainteresowane prosimy o pisemne zgłaszanie uczestnictwa na adres: Wydział Medycyny Weterynaryjnej, Katedra Rozrodu z Kliniką Zwierząt Gospodarskich, pl. Grunwaldzki 49, 50-366 Wrocław, z dopiskiem „studia specjalizacyjne”. Informacje o programie studiów zamieszczone są na stronie www.piwet.pulawy.pl/kslw/ w zakładce programu specjalizacji. W celu zgłoszenia się na studia należy przesłać wniosek oraz dołączyć do niego dokumenty przewidziane w rozporządzeniu Min. Roln. i Gosp. Żywn. (Dz.U. z 28.11.199 nr 131 poz. 677). W myśl tego rozporządzenia warunkiem przyjęcia na studia specjalizacyjne jest złożenie przez zainteresowanego wniosku zawierającego imię i nazwisko wnioskodawcy oraz datę i miejsce urodzenia, miejsca zamieszkania, informację o przebiegu pracy zawodowej, z podaniem zajmowanych stanowisk, określenie aktualnego miejsca pracy i zajmowanego stanowiska, informację o ukończonych kursach specjalistycznych i ewentualnych publikacjach. Do wniosku należy dołączyć:

1. Odpis dyplomu lekarza weterynarii,
2. Zaświadczenie okręgowej izby lekarsko-weterynaryjnej o stwierdzeniu prawa wykonywania zawodu,
3. Deklarację co do pokrycia kosztów specjalizacji przez lekarza weterynarii lub zatrudniającego go zakład pracy.

Warunkiem przyjęcia lekarza weterynarii na szkolenie specjalizacyjne jest wykazanie się co najmniej 2-letnim stażem pracy zawodowej. O kolejności przyjęcia decyduje staż pracy i uprzednio ukończone kursy specjalistyczne. **Termin składania dokumentów upływa 30 września 2015 r.** Szczegółowe informacje na temat kursu można uzyskać u kierownika studium, prof. dr. hab. Jana Twardonia, tel. 607 577 710, e-mail jan.twardon@up.wroc.pl

Kierownik studium specjalizacyjnego przewiduje możliwość przesunięcia terminu rozpoczęcia I semestru.

Krajowy Kierownik Specjalizacji nr 11: prof. dr hab. Tomasz Janowski

Dziekan Wydziału Medycyny Weterynaryjnej: dr hab. Krzysztof Kubiak, prof. nadzw.

KONFERENCJE I SZKOLENIA

POLSKIE STOWARZYSZENIE BUJATRYCZNE

Katedra Patologii i Diagnostyki Weterynaryjnej Wydziału Medycyny Weterynaryjnej SGGW w Warszawie

zaprasza swoich członków oraz sympatyków na konferencję naukową, która odbędzie się 26 czerwca (piątek) o godz. 10 w auli I im. prof. Jana Gordziakowskiego Wydziału Medycyny Weterynaryjnej SGGW w Warszawie (budynek 24, I piętro)

Program

- godz. 10.00 – Otwarcie konferencji
- godz. 10.05 – Prof. dr hab. Dariusz Bednarek, wykład pt.: Znaczenie zakażeń mykoplazmowych w aspekcie produktywności i zdrowotności bydła
- godz. 10.40 – Prof. dr hab. Przemysław Sobiech, wykład pt.: Wybrane problemy zdrowotne cieląt w okresie neonatalnym
- godz. 11.15 – Prof. dr hab. Krzysztof Lutnicki, wykład pt.: Błędy laboratoryjne przyczyną złego rozpoznania choroby
- godz. 11.40 – Dyskusja
- godz. 11.50 – Zakończenie konferencji
- godz. 11.50-12.20 – Przerwa
- Zebranie sprawozdawcze Polskiego Stowarzyszenia Bujatrycznego w pierwszym terminie o godz. 12.20, w drugim terminie o godz. 12.35 (wyłącznie dla członków PSB).

Organizatorzy

Zarząd Polskiego Stowarzyszenia Bujatrycznego
Dziekan Wydziału Medycyny Weterynaryjnej
Katedra Patologii i Diagnostyki Weterynaryjnej

PRACA

TIERARZTPRAXIS

Lecznica dla zwierząt w Niemczech północnych (Schleswig-Holstein)

poszukuje lekarza weterynarii do pracy na stanowisku asystenta

Profil zawodowy lecznicy w kolejności udziału procentowego:

- bydło
- świnie
- małe zwierzęta
- konie

Idealny kandydat powinien spełniać następujące wymagania:

- wykształcenie wyższe weterynaryjne,
- preferowane doświadczenie zawodowe (zwierzęta gospodarskie),
- łatwość nawiązywania kontaktów,
- dobra organizacja pracy,
- prawo jazdy kat. B i praktyka za kierownicą,
- znajomość języka niemieckiego.

W zamian oferujemy:

- ciekawą i pełną możliwości rozwoju pracę,
- dużą samodzielność w działaniu i możliwość realizacji własnych pomysłów,
- atrakcyjne warunki zatrudnienia i wynagrodzenia,
- samochód służbowy, telefon komórkowy.

Kontakt: +48 602 713 357, +49 4323 6832 (można rozmawiać po polsku)

PRZYCHODNIA WETERYNARYJNA NATIVET

ZATRUDNI LEKARZA WETERYNARI DO PRACY W TERENIE PRZY OBSŁUDZE FERM DROBIU.

Wymagamy dyspozycyjności, pracowitości oraz zaangażowania w powierzone obowiązki. Oferujemy pracę w firmie o ugruntowanej pozycji na rynku, umowę o pracę, niezbędne narzędzia do pracy oraz atrakcyjny system premiowania. Osoby zainteresowane prosimy o przysyłanie aplikacji składającej się z życiorysu oraz listu motywacyjnego na adres: kontakt@nativet.pl Jednocześnie informujemy, że zastrzegamy sobie prawo do kontaktu wyłącznie z wybranymi kandydatami oraz że niepełne aplikacje nie będą rozpatrywane.

RÓŻNE

SPOTKANIE ROCZNIKA 1969-1975 WYDZIAŁU WETERYNARYJNEGO W WARSZAWIE

W związku z 40-leciem ukończenia studiów zapraszamy koleżanki z mężami i kolegów z żonami do udziału w spotkaniu, które odbędzie się od 4 do 7 czerwca 2015 r. Odbędzie się ono w Górach Świętokrzyskich w gospodarstwie agroturystycznym państwa Grzejszczyków we wsi Śniadka Druga, gmina Bodzentyn.

Program zjazdu

- Czwartek, 4 czerwca:** 16.00 – przyjazd do Śniadki Drugiej, 17.00 – oficjalne powitanie i rozpoczęcie uroczystej kolacji.
- Piątek, 5 czerwca:** 9.00 – śniadanie, 10.00 – zwiedzanie Gór Świętokrzyskich, 17.00 – ognisko ze zbojem Madejem, połączone z sabatem czarownic.
- Sobota, 6 czerwca:** 9.00 – śniadanie, 11.00 – Msza św. w Tarczku w intencji zmarłych kolegów, 13.00 – zwiedzanie Parku Miniatur w Krajnie, 15.00 – Sw. Katarzyna – zwiedzanie muzeum kamieni szlachetnych i pokaz szlifowania, 18.00-19.00 – ognisko.
- Niedziela, 7 czerwca:** 9.00 – śniadanie, 10.00-11.00 – wyjazd.

Koszt 400 zł od osoby. Przedpłata 100 zł na konto Bank Milenium 77 1160 2202 0000 0002 2704 3535 Krystyna Kowalczyk.

Tel. 516 150 087 (Krystyna Kowalczyk), tel. 509 867 020 (Bogusław Kowalczyk), tel. 504 028 065 endowet@wp.pl, Tadeusz Jakubowski: tadeusz_jakubowski@sggw.pl; tadjaku@gmail.com

SPOTKANIE ROCZNIKÓW 1973-1978 I 1975-1980 WYDZIAŁU WETERYNARYJNEGO W LUBLINIE

Planowany jest wspólny zjazd dwóch roczników w Wieliczce w dniach 18-20 września 2015 r. Szczegóły zjazdu zostaną podane w późniejszym terminie.

Tel. kontaktowy (rocznik starszy) 607 243 366, lek. wet. Lech Pankiewicz.

Tel. kontaktowy (rocznik młodszy) 696 492 884, lek. wet. Jan Dynkowski.

SPOTKANIE ABSOLWENTÓW ROCZNIKA 1989-1995 WYDZIAŁU WETERYNARYJNEGO W WARSZAWIE

Spotkanie odbędzie się 20 czerwca 2015 r. w restauracji Karpiełowska, ul. Indri Gandhi 11 na Ursynowie o godzinie 18. Zapraszamy również osoby, które utożsamiają się z naszym rokiem, ale z różnych względów ukończyły studia później.

Koszt imprezy 180 zł. Numer konta: Anna Kozanecka 54 1500 1272 1012 7007 9247 0000

Wpłaty proszę dokonać do połowy maja, podając nazwisko i tytuł wpłaty – spotkanie absolwentów.

Kontakt w sprawie spotkania: Anna Kozanecka 606 774 639, anna.kozanecka@salvet.com.pl; Katarzyna Konarska 601 951 281

JUBILEUSZ 80-LECIA ZESPOŁU SZKÓŁ CENTRUM KSZTAŁCENIA ROLNICZEGO IM. A. SUSKIEGO W NOWYM TARGU

Dyrektor Zespołu Szkół Centrum Kształcenia Rolniczego w Nowym Targu zaprasza wszystkich absolwentów na uroczystości związane z obchodami 80-lecia szkoły, które odbędą się 30 maja 2015 r. Uroczystości obejmować będą między innymi część oficjalną, zwiedzanie szkoły, spotkania z wychowawcami oraz bal absolwentów.

Więcej informacji na www.zsckr.nowy targ.pl

ZAPRASZAM
Marian Nowak

XVII MISTRZOSTWA POLSKI LEKARZY WETERYNARIJ W STRZELECTWIE MYŚLIWSKIM

Tegoroczne zawody odbędą się 19 czerwca 2015 r. (piątek) we Wrocławiu na strzelnicy Polskiego Związku Łowieckiego przy ul. Wodzisławskiej 10B.

Zgłoszenia należy przysyłać na adres Dolnośląskiej Izby Lekarsko-Weterynaryjnej: 50-344 Wrocław, ul. Sopocka 21/2, lub telefonicznie: dr Ryszard Bartczak, tel. 601 703 348.

**TAK MAŁO
JAK MOŻLIWE,
TAK DUŻO
JAK JEST TO
KONIECZNE**

Wspieramy
lekarzy weterynarii
w kampanii
na rzecz racjonalnego
stosowania
antybiotyków.



Zoetis Polska Sp. z o.o., ul. Postępu 17b, 02-676 Warszawa, tel. +48 22 223 48 00, www.zoetis.com.pl

DLA ZWIERZĄT, DLA ZDROWIA, DLA CIEBIE.

zoetis

ZDROWE CIEŁĘTA

CZY CIEŁĘTA TWOICH KLIENTÓW MAJĄ DOBRY START W ŻYCIU?



DWA
WZAJEMNIE UZUPEŁNIAJĄCE SIĘ PRODUKTY
ZAPOBIEGAJĄCE BIEGUNKOM CIEŁAŁ

Rotavec Corona

Jednorazowe szczepienie matek rzeziwko rota, koronawirusom i *E. coli* u nowonarodzonych cieląt

Halocur

Podawany doustnie zapobiega biegunkom powodowanym przez *Cryptosporidium parvum* i ogranicza siewstwo oocyst

Szczegółowe informacje o produkcie w dziale „Leki weterynaryjne”.
Reklama kierowana do osób uprawnionych do wystawiania recept
oraz osób prowadzących obrót produktami leczniczymi.

Intervet Sp. z o.o.
ul. Chłodna 51, 00-867 Warszawa, Polska
www.msd-animal-health.pl



MSD
Animal Health

2015.03.13