

# Środki dezynfekcyjne skuteczne przeciwko dermatofitom oraz strategię minimalizowania transmisji zakażeń

Sebastian Gnat, Dominik Łagowski

z Zakładu Mikrobiologii Instytutu Przedklinicznych Nauk Weterynaryjnych Wydziału Medycyny Weterynaryjnej w Lublinie

Dezynfekcja środowiska stanowi ważny element profilaktyki i kontroli dermatofitoz, a znaczenie tego procesu jest istotne nie tylko w obiektach, w których przebywa duża liczba zwierząt, np. w schroniskach, klinikach weterynaryjnych czy na farmach, ale także w mieszkaniach i domach, gdzie zwierzęta przebywają z właścicielami w bliskim kontakcie, zwłaszcza dotyczy to kotów i psów (1, 2). Przy wyborze środka do dezynfekcji należy wziąć pod uwagę wiele czynników, w tym m.in. skuteczność, brak toksyczności, niepodrażnianie skóry zwierząt i ludzi, koszt, łatwość aplikacji oraz brak korozyjności/niszczenia powierzchni, przede wszystkim elementów

metalowych bądź plastikowych w klatkach i budach (3). Chociaż podchloryn sodu jest powszechnie stosowanym środkiem dezynfekującym, rośnie zainteresowanie stosowaniem innych związków, które są niedrogie, łatwiejsze w użyciu i mniej korozyjne. Jednym ze związków spełniających te kryteria jest podchloryn wapnia, który cieszy się rosnącym zainteresowaniem w dezynfekcji żywności, basenów i ciągów zaopatrzenia w wodę (4, 5). Środek ten jest również stosowany w szeroko dostępnych preparatach do czyszczenia i dezynfekcji łazienek oraz do zabijania mchu i alg (6). W kontekście weterynaryjnym można wskazać, że podchloryn wapnia wykazuje

### Disinfectants effective against dermatophytes and strategies limiting transmission of infections

Gnat S., Łagowski D., Sub-Department of Microbiology, Institute of Preclinical Veterinary Sciences, Faculty of Veterinary Medicine, University of Life Sciences in Lublin

Disinfectants for the use in the animals environment are important for the prophylaxis and control of dermatophytoses. They are essential not only in facilities housing a large number of animals, e.g. shelters, veterinary clinics, or farms, but also in apartments and houses where animals, especially cats and dogs, are in close contact with their owners. The choice of a disinfectant should be based on consideration of many factors, e.g. its efficacy, non-toxicity, non-irritation to animal and human skin, its costs, ease of application, and absence of corrosive/damaging effects on surfaces, especially metal or plastic elements of cages and kennels. This article synthetically presents the results of research on the effectiveness of disinfectants against dermatophytes, with particular emphasis on substances that are widely available and can be used in homes by dog and cat owners. Additionally, disinfection methods and strategies for minimization of the risk of the transmission of arthrospores are discussed in the article.

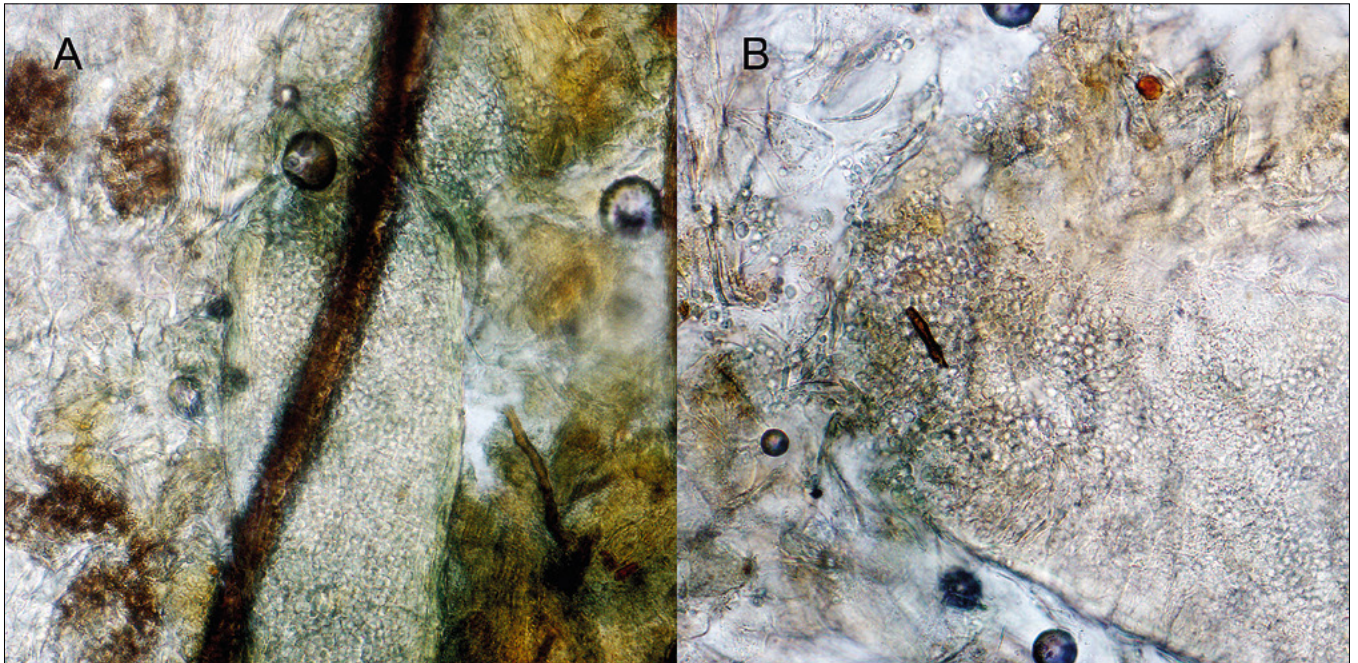
**Keywords:** dermatophytes, disinfection, arthrospores.

lepsze działanie niż podchloryn sodu w całkowitym eliminowaniu komórek wegetatywnych *Bacillus anthracis*, chociaż jest nieskuteczny przeciwko zarodnikom produkowanym przez tę bakterię (6, 7). Niestety badania wykazały, że podchloryn wapnia nie posiada działania grzybobójczego i jego zastosowanie do dezynfekcji środowiska zanieczyszczonego artrosporami dermatofitów nie zapewni skuteczności (8). Podany przykład dotyczy problemu właściwego doboru środka do dezynfekcji powierzchni zanieczyszczonych mykologicznie, zwłaszcza przez dermatofity. W takich sytuacjach należy sięgać po środek dedykowany eliminacji elementów zakaźnych tych patogenów. W tym artykule zostały syntetycznie przedstawione wyniki badań dotyczące efektywności środków dezynfekcyjnych wobec dermatofitów ze szczególnym uwzględnieniem substancji, które są szeroko dostępne i mogą być stosowane także w mieszkaniach przez właścicieli psów i kotów. Ponadto omówione zostały sposoby prowadzenia dezynfekcji i strategie minimalizowania ryzyka roznoszenia artrospor.

### Żywotność i zakaźność zarodników środowiskowych

Opublikowano wiele wyników badań dotyczących żywotności i zdolności infekcyjnych artrospor środowiskowych zarówno związanych z transmisjami na ludzi, jak i zwierzęta (9–14). Zdolność do pozostawania w natywnym stanie uśpienia, a następnie germinacji w sprzyjających warunkach jest udokumentowaną właściwością zarodników dermatofitów (ryc. 1; 15). Guirges i wsp. (16) wykonali analizy z udziałem antropofilnego dermatofita *Trichophyton schoenleinii* pozyskanego z depilowanych włosów pacjentów, przechowywanych następnie

w temperaturze pokojowej przez 18 miesięcy i ujawnili, że ze wszystkich 840 próbek nadal można było wyizolować kultury. Wskazuje to na fakt, że zarodniki nadal były żywe. Dłuższe przechowywanie zainfekowanych włosów doprowadzało do stopniowego obumierania artrospor, aż po 4,5 roku żywotność została odnotowana tylko dla 6 próbek. Z kolei McPherson i wsp. (17) i oraz Rosenthal i wsp. (18) donoszą, że dla zoofilnych gatunków dermatofitów, tj. *Trichophyton verrucosum* i *Trichophyton equinum*, żywotność artrospor w warunkach laboratoryjnych sięga również 4,5 roku. Jeden z najwcześniejszych raportów w języku angielskim na temat długoterminowej żywotności zarodników dermatofitów został opublikowany w 1960 r. przez Keep i wsp. (19). W tym badaniu włosy pobrane od trzech kociąt z silnie fluoryzującym w lampie Wooda izolatem *Microsporum canis* były wysiewane na podłożu mykologicznym raz w tygodniu, aż do uzyskania sześciu kolejnych negatywnych wyników tego badania hodowlanego. Pierwsze ujemne wyniki hodowli grzybów odnotowano po sześciu do dziewięciu miesiącach, a ostatnie dodatnie hodowle po dziesięciu do czternastu miesięcy od rozpoczęcia badania. Po tym czasie materiał z tych włosów nie był w stanie zainfekować kociąt w eksperymentalnym modelu infekcji. W szeroko cytowanym badaniu wykonanym przez Sparkes i wsp. (20) zakładano hodowle z pozytywnych na obecność dermatofitów próbek w okresie 36 miesięcy. W sumie przebadanych zostało 25 próbek. W ciągu pierwszych 12 miesięcy osiem z ośmiu próbek było dodatnich w hodowli. Pomiędzy 13. a 24. miesiącem tylko trzy z sześciu próbek były pozytywne w hodowli. Po 24 miesiącach wszystkie 11 pozostałych próbek było ujemnych. Natomiast Moriello i wsp. (1) wskazują, że 30% próbek od zwierząt z dermatofitozą (n = 150) przechowywanych w ciągu pięciu miesięcy od pobrania było ujemnych w badaniu hodowlanym, a z kolejnych 10% próbek rosły grzyby z niskim mianem, osiągającym wartość poniżej 10 jtk/płytkę. Ponadto liczba dni inkubacji od zaszczepienia do uzyskania kultury była dłuższa niż 21 dni, a do otrzymania wzrostu konieczne były manipulacje laboratoryjne związane z nawodnieniem płytki lub stosowaniem pożywki wzbogaconej. Badacze podają również, że kolonie dermatofitów z przechowywanych próbek mają nienormalne cechy makro- i mikroskopowe oraz bardzo słabo zarodnikują. Włosy w tych badaniach były przechowywane w warunkach laboratoryjnych i zabezpieczone przed zmianami temperatury, wilgotności i dostępu środków czyszczących/dezynfekujących. Wnioski z tych badań wskazują, że chociaż artrospory dermatofitów pozostają aktywne po pięciu miesiącach, ich zakaźność dla zdrowego żywiciela w naturalnych warunkach infekcji może być wątpliwa. Dane z przedstawionych badań nie są zatem jednoznaczne, stąd zawsze należy mieć na względzie, że zdiagnozowanie dermatofitozy u zwierzęcia powoduje potencjalne zanieczyszczenie środowiska zakaźnymi elementami dermatofitów. Natomiast wysoka odporność na czynniki fizyko-chemiczne i długa żywotność artrospor budzi



Ryc. 1. Artrospory dermatofitów w preparacie bezpośrednim ze zmian powierzchniowych u kota po wybarwieniu chlorazol black E (powiększenie 400×)

ryzyko związane z nawrotami zakażenia bądź zoonozami u hodowców, jeśli nie zostaną podjęte właściwe kroki ich eliminacji.

### Środki dezynfekcyjne

Dekontaminacja powierzchni zanieczyszczonych przez dermatofity wymaga zastosowania tzw. „zasadniczego czyszczenia”. W szczególności należy mechanicznie usunąć cały grubszy materiał, np. włosy i ich fragmenty, paznokcie itp., a zanieczyszczony obszar dokładnie umyć detergentem, po czym obficie spłukać wodą. Pozostałości detergentów mogą zaburzać działanie środka dezynfekcyjnego, a nieusunięty nadmiar wody może spowodować rozcieńczenie środka dezynfekującego. Dopiero po tych czynnościach wstępnych przystępuje się do właściwej dezynfekcji (1). Głównym zadaniem środka dezynfekującego jest eliminacja wszelkich pozostałych zarodników, nieusuniętych w trakcie czyszczenia mechanicznego. Dla prawidłowego przeprowadzenia procesu dezynfekcji istotne są dwa czynniki. Po pierwsze, czas kontaktu środka dezynfekcyjnego z powierzchnią powinien wynosić przynajmniej 10 minut. Po drugie, należy ograniczyć występowanie na dezynfekowanej powierzchni innych materiałów, szczególnie organicznych (np. kał i żywność), które mogłyby zakłócić działanie środka i ograniczyć kontakt między materiałem zakaźnym a środkiem dezynfekującym (1, 21, 22).

Oprócz dobrej skuteczności przeciwwgrzybiczej, środek dezynfekcyjny powinien być nietoksyczny i słabo drażniący dla zwierząt oraz użytkowników. Ponadto powinien być przystępny cenowo, łatwy do nałożenia, najlepiej gotowy do użycia, aby zminimalizować błędy rozcieńczania i kompatybilny z powierzchniami, na których ma być stosowany. Poniżej przedstawiona jest charakterystyka działania wybranych środków dezynfekcyjnych wobec dermatofitów.

### Podchloryn sodu

Wykazano, że podchloryn sodu jest skutecznym wobec dermatofitów środkiem dezynfekującym, gdy jest stosowany w stężeniach od 1:10 do 1:100, nawet jeśli zostanie zastosowany krótki czas ekspozycji wynoszący 10 min (8,23–25). Podchloryn sodu jest popularnym składnikiem wybielaczy, stąd jego dostępność jest szeroka. Należy jednak pamiętać, że na rynku dostępne są produkty z różnymi stężeniami podchlorynu sodu, a także uwaga musi być zwrócona na datę ważności, bowiem w niektórych doniesieniach udokumentowano, że przeterminowany roztwór podchlorynu sodu był nieskuteczny (26). Rutala i wsp. (27) wykazali, że jeśli 5,25% roztwór podchlorynu sodu zostanie rozcieńczony w stosunku 1:100 i nie będzie przechowywany w brązowym, nieprzezroczystym pojemniku, po 30 dniach zatrzyma tylko 40–50% chloru. Badacze sugerują, że jeśli do dezynfekcji używany jest wybielacz domowy, należy go przygotowywać co najmniej raz w tygodniu i przechowywać w ciemnym, nieprzezroczystym pojemniku. Wskazywane są również wady stosowania do dezynfekcji podchlorynu sodu, przede wszystkim brak aktywności detergentu, który jest krytycznym czynnikiem dezynfekcji. Ponadto jako ograniczenia podaje się możliwość występowania reakcji z innymi chemikaliami i wytwarzania toksycznych gazów, nieprzyjemny zapach, możliwość uszkodzenia powierzchni, przebarwienia włókien, niszczenie podłóg, szybka utrata skuteczności po rozcieńczeniu. Z aspektów zdrowotnych trzeba wskazać, że podchloryn sodu działa drażniąco zarówno na zwierzęta, jak i na ludzi (28, 29).

### Enilkonazol

Ze względu na wysoką skuteczność przeciwwgrzybiczą, a także stabilność, bez względu na fizyczną



formę preparatu (płyn, aerozol, świeca dymna), brak interferencyjnego oddziaływania z równocześnie stosowanymi środkami dezynfekcyjnymi oraz stosunkowo niską częstotliwość występowania niekorzystnych efektów ubocznych, na szczególną uwagę zasługuje zaliczany do grupy imidazoli – enilkonazol (30, 31). Preparat ten wchodzi w skład dostępnych na rynku przeciwgrzybiczych środków dezynfekcyjnych o nazwach Imawerol, który jest przeznaczony dla bydła, koni i psów, oraz Clinafarm, przeznaczony głównie dla drobiu (32). Enilkonazol jest bardzo skuteczny w stężeniu 20 µl/l. Badania *in vivo* potwierdzające wrażliwość grzybów strzępkowych na enilkonazol są na ogół zgodne z przeprowadzonymi testami *in vitro* (33, 34). Ziółkowska i wsp. (32) udowodnili, że najbardziej odporne *in vitro* na ten środek są grzyby należące do rodzaju *Mucor*, natomiast dermatofity na ogół wykazują wrażliwość. Zastosowanie enilkonazolu jest ograniczone ze względu na stosunkowo wysoki koszt i brak dostępności w niektórych krajach (23, 32, 34).

### Przyspieszony nadtlenek wodoru

Przyspieszony nadtlenek wodoru (AHP, ang. accelerated hydrogen peroxide) to opatentowany przez firmę Shyield (Oakville, Kanda) środek dezynfekcyjny o szerokim spektrum skuteczności. Różni się od nadtlenku wodoru tym, że zawiera środki powierzchniowo czynne (środki zwilżające) i środki chelatujące, które pomagają zmniejszyć zawartość metali lub twardość wody. Jest to jeden z nowszych środków dezynfekcyjnych, który znalazł szerokie zastosowanie w wielu środowiskach medycznych i weterynaryjnych. Obecnie jest dostępny w postaci koncentratów lub preparatów gotowych do użycia. W karcie bezpieczeństwa przyspieszonego nadtlenku wodoru wskazane jest, że nie należy go mieszać ze stężonym podchlorynem sodu. Jego skuteczność przeciwgrzybicza wobec *Microsporum canis* i *Trichophyton* spp. została wykazana w kilku badaniach (35). We wnioskach z nich płynących podawane jest, że 2% roztwór przyspieszonego nadtlenku wodoru osiąga wysoki poziom dezynfekcji w ciągu 5 minut i nadaje się do dezynfekcji twardych plastikowych urządzeń medycznych, takich jak endoskopy (36). Oprócz tego, że środek ma bardzo dobre działanie grzybobójcze, niektórzy badacze sugerują, że chemikalia wykorzystujące przyspieszony nadtlenek wodoru są bezpieczniejsze dla ludzi i bardziej przyjazne dla środowiska (8). Środek ten jest rekomendowany przez Światową Organizację Zdrowia, szczególnie do stosowania w dezynfekcji szpitalnej.

### Peroksymonosiarczan potasu

Pierwsze badania peroksymonosiarczanu potasu nie były obiecujące, bowiem wykazano jego słabą aktywność przeciwgrzybiczą (23). Wskazywano jednak na minusy tych badań, przede wszystkim zbyt wysokie miano zarodników przy testowaniu preparatu, a także krótki czas kontaktu wynoszący 10 minut (37). Późniejsze analizy pozwoliły stwierdzić, że 1%

roztwór peroksymonosiarczanu potasu jest skuteczny jako środek dezynfekujący do wstępnego czyszczenia dywanów, a 2% roztwór wykazuje działanie przeciwgrzybicze wobec dermatofitów (38). Jako zaletę tego środka wymienia się skuteczność w obecności materii organicznej. Roztwory są przygotowywane z proszku i pozostają aktywne przez siedem dni. Na minus stosowania peroksymonosiarczanu potasu należy zaliczyć żrący charakter proszku, który może powodować poważne oparzenia skóry i oczu. Z kolei roztwór jest niedrażniący i mniej żrący niż podchloryn sodu. Z innych wad trzeba wskazać możliwość płamienia tkanin i uszkodzenia powierzchni, zwłaszcza metalowych, jeśli nie zostanie przeprowadzone staranne płukanie (39).

### Komercyjnie dostępne wybielacze

Moriello i wsp. (26) przetestowali *in vitro* osiem dostępnych na rynku wybielaczy zawierających różne substancje czynne, tj. czwartorzędowy związek amoniowy, podchloryn sodu, nadtlenek wodoru, peroksymonosiarczan potasu, kwas mlekowy i mieszaninę etoksyloowanych alkoholi, pod kątem skuteczności grzybobójczej. Badanie prowadzono z zastosowaniem czasu kontaktu wynoszącego 10 minut. Ciekawym aspektem tych badań była symulacja użycia domowego, z rozpyleniem środka dezynfekującego na skażoną zarodnikami dermatofitów gazę. Dobrą skuteczność zdefiniowano jako całkowite zahamowanie wzrostu grzybów. Wyniki tego badania wykazały, że komercyjne środki do dezynfekcji, niezależnie od substancji czynnej, są grzybobójcze w tym samym stopniu, jak roztwór 1:10 podchlorynu sodu. Ponadto w symulowanym użyciu domowym wszystkie osiem produktów wykazało skuteczność wobec dermatofitów po zastosowaniu pięciu spryskiwań gazy.

### Olejki eteryczne

Olejki eteryczne zyskują na popularności jako składniki produktów przeznaczonych do stosowania jako środki dezynfekujące. W literaturze dostępne są wyniki wstępnych badań potwierdzające skuteczność wobec dermatofitów takich związków, jak limonen, geranial czy neral (40). Aerozol zawierający te produkty hamował wzrost grzybów *in vitro*.

### Dezynfekcja różnych powierzchni

#### Powierzchnie nieporowate

Dezynfekcja nieporowatych powierzchni obejmuje trzy etapy. Pierwszym z nich jest mechaniczne usuwanie wszelkich zanieczyszczeń poprzez odkurzanie lub zamiatanie. Środki dezynfekujące nie działają bądź mają ograniczoną skuteczność w obecności resztek organicznych. Drugi to mycie docelowej powierzchni detergentem, aż obszar będzie widocznie czysty. Użycie detergentu jest ważne, ponieważ usuwa zanieczyszczenia z powierzchni. Detergenty należy spłukać z powierzchni docelowej, ponieważ niektóre

z nich mogą dezaktywować środki dezynfekujące. Te dwa kroki są najważniejsze i w wielu przypadkach już na tym etapie powierzchnia jest odkażona. Ostatnim krokiem jest zastosowanie środka dezynfekującego w celu zabicia wszelkich pozostałych elementów zakaźnych dermatofitów (41).

### Pranie

W jednym z badań tkaniny bawełniane, frote i dżinsowe zostały zanieczyszczone zarodnikami *Microsporum canis* i zajęte przez grzyba włosami, a następnie prane w temperaturze 30 lub 60°C z dodatkiem podchlorynu sodu lub bez niego oraz z suszeniem mechanicznym i bez niego (38). Badanie wykazało, że tkaniny eksperymentalnie zakażone były negatywne w badaniu hodowlanym po jednym praniu niezależnie od rodzaju tkaniny, temperatury wody, obecności lub nieobecności podchlorynu sodu oraz suszeniu w suszarce bębnowej. Po jednym praniu, 22/34 (65%) ręczników frote i 12/20 (60%) kwadratów z tkaniny dżinsowej (30 cm<sup>2</sup>) dało wynik dodatni, ale liczba kolonii dermatofitów była niewielka i wynosiła 1–5 jtk/płytkę. Z kolei po dwóch praniach w zimnej wodzie w najdłuższym cyklu nie było wykrywalnego zanieczyszczenia mikologicznego tkaniny. Analiza woda z pralki dała ujemny wynik badania hodowlanego. W odniesieniu do prania jako czynności dezynfekującej tkaniny zanieczyszczone dermatofitami istotne jest, aby urządzenie nie było przeciążone zbyt dużym wsadem (42). Pralki i suszarki po wykonaniu prania powinny być spryskane środkiem dezynfekcyjnym (38, 42).

### Dywany

Moriello i wsp. (38) zbadali również sposoby odkażania dywanów zanieczyszczonych zarodnikami *Microsporum canis* i zajęte przez grzyba włosami. Oceniono trzy metody czyszczenia dywanów, tj. odkurzanie, pranie dywanów szamponem po aplikacji środka do dezynfekcji i pranie gorącą wodą. Jako środka dezynfekującego w tym badaniu używano 1% peroksymonosianu potasu. Następnie z dywanów wykonywano badanie hodowlane po 24 godz., 48 godz. i 7 dniach po czyszczeniu. Wszystkie próbki z dywanów poddanych testowi wstępnie były pozytywne w hodowli dla *M. canis* z mianem >300 jtk/płytkę. Stwierdzono, że odkurzanie nie jest skuteczną techniką dezynfekcji dywanów, ale powinno być wykonywane w pierwszym etapie, aby usunąć duże zanieczyszczenia, w tym zakaźne włosy. Po wykonaniu czynności odkurzacz powinien być dezynfekowany za pomocą sprayu lub chusteczek nawilżonych środkiem dezynfekcyjnym. Natomiast zarodniki nie zostały wykryte po dwóch praniach za pomocą szczotki do prania dywanów z szamponem i wstępnym zastosowaniu środka dezynfekującego. Dywany czyszczone wyłącznie techniką prania gorącą wodą miały spadek miana dermatofitów do 5,5 jtk/płytkę w 24. i 48. godz. po czyszczeniu oraz 2 jtk/płytkę w 7. dniu. Badacze wskazują również, że stosowanie środków dezynfekujących wiązało się z nieprzyjemnym zapachem,

nawet po wyschnięciu dywanu i pojawieniem się trwałych przebarwień.

### Drewniane podłogi

W literaturze wskazywane jest, że nie ma bezpiecznych środków do dezynfekcji powierzchni podłóg drewnianych. W jednym z raportów podane jest, że skuteczna dezynfekcja podłogi może być wykonana poprzez codzienne usuwanie włosów i kurzu za pomocą komercyjnie dostępnych jednorazowych ścierek, które można nawinąć na mop (1). Po tej czynności podłogi powinny być myte dwa razy w tygodniu mydłem z oleju drzewnego.

### Strategie minimalizowania roznoszenia zarodników

#### Strzyżenie sierści zwierząt

W literaturze nie ma badań, które dotyczyłyby konkretnie kwestii przycinania sierści w przebiegu dermatofitozy. W badaniach dotyczących leczenia tych zakażeń obcinanie sierści zostało wymienione w 9 z 57 badań. W trzech badaniach obcinanie sierści spowodowało rozprzestrzenienie się infekcji na inne niezainfekowane miejsca na ciele i zaostrzenie infekcji (43, 44, 45). Nasilenie zmian chorobowych i rozprzestrzenianie się zakażenia na inne części ciała było znacznie mniejsze u kotów leczonych ogólnoustrojowymi lekami przeciwgrzybiczymi, u których zastosowano strzyżenia niż w grupie bez leczenia (45). W pozostałych sześciu badaniach strzyżenie sierści zostało uznane za pomocne w ograniczaniu zakażenia (31, 46, 47, 48, 49, 50). Przykładowo u kotów długowłosych ułatwiało stosowanie miejscowych środków przeciwgrzybiczych. Zauważono ponadto, że do całkowitego wyleczenia konieczne było przycięcie świecących w lampie Wooda końcówek włosów lub wrywanie zainfekowanych włosów (26, 35, 51, 52, 53). Strzyżenie całej sierści jest stresujące dla zwierzęcia, wymaga uspienia, naraża na ryzyko mikrourazów skóry i zaostrzenia zmian chorobowych lub urazów termicznych, np. spowodowanych nieumiejętnym używaniem maszynki do strzyżenia. Dodatkowo, jeśli w gospodarstwie jest wiele zwierząt, szczególnie na małych powierzchniach, jak ma to miejsce w mieszkaniach, strzyżenie może prowadzić do rozprzestrzeniania się choroby, jeśli nie zostaną podjęte środki ostrożności (28).

#### Stosowanie terapii miejscowej

Główne działanie, które może zminimalizować rozprzestrzenianie elementów infekcyjnych dermatofitów, to stosowanie terapii miejscowej, przynajmniej dwa razy w tygodniu, jako uzupełnienie leczenia doustnego (54). W dwóch badaniach wykazano, że terapia miejscowa polegająca na myciu zwierzęcia szamponem z chlorheksydyną/mikonazolem dwa razy w tygodniu zapobiegała zanieczyszczeniu zarodnikami dermatofitów domu (49, 54).

## Zamknięcie zwierzęcia w łatwych do sprzątnięcia obszarach

Uwięzienie bądź uniemożliwienie swobodnego przemieszczania się po mieszkaniu zarażonych zwierząt jest ważnym elementem zapobiegającym powstawaniu ognisk dermatofitoz (1, 13, 55, 56). Pozwala to na skuteczniejszą dezynfekcję środowiska, a także zmniejsza ryzyko przeniesienia dermatofitozy na inne zwierzęta i ludzi, zwłaszcza dzieci (56). Z punktu widzenia hodowli zwierząt w mieszkaniach najtrudniejsze jest izolowanie kotów młodocianych oraz starszych z obniżoną odpornością, szczególnie predysponowanych do zakażeń. Ze względu na dobrostan tych zwierząt powinny być socjalizowane społecznie i środowiskowo (55). Dane literaturowe wskazują, że socjalizacja powinna rozpocząć się w wieku od trzech do czterech tygodni dla kociąt i od trzech do pięciu tygodni dla szczeniąt. Natomiast gdy ekspozycja społeczna nie zostanie odpowiednio podjęta do 9 tygodnia życia kociąt i do 12.–14. tygodnia życia szczeniąt, może to mieć istotne znaczenie dla późniejszych zaburzeń behawioralnych zwierząt (55). Niemniej jednak należy mieć świadomość, że brak izolacji zwierząt z dermatofitozami niesie ryzyko przenoszenia elementów zakaźnych na inne zwierzęta i właścicieli. Dodatkowo, przedmioty w obszarze zamkniętym, gdzie przebywają zakażone zwierzęta, powinny być ograniczone do tych, które można pracować codziennie (np. ręcznik, koc), a wszystkie zabawki powinny być plastikowe (57).

## Częstotliwość czyszczenia

W oparciu o badania w schroniskach i badania w domach, w których leczono koty, zaleca się czyszczenie/dezynfekcję dwa razy w tygodniu (52, 53). Czynności te powinny obejmować mechaniczne usuwanie włosów, mycie i dezynfekcję powierzchni, przyborów higienicznych, zabawek. Zaleca się codzienne usuwanie sierści zwierzęcia z pomieszczenia/obszaru, w którym zwierzę jest trzymane. W jednym z terenowych badań przeprowadzonym w klinice weterynaryjnej dezynfekowanej dwa razy w tygodniu, a w pozostałe dni sprzątniętej rutynowo, w której przebywało około 30 kotów, w badaniu hodowlanym wykonywanym raz w tygodniu wykazano do dwóch próbek pozytywnych (41). Wnioski z tego płynące wskazują, że celem całkowitego wyeliminowania dermatofitów dezynfekcja musi być wykonywana częściej niż dwa razy w tygodniu.

## Pobieranie próbek środowiskowych

Badanie monitoringowe próbek środowiskowych nie jest zalecane. Jedyną sytuacją, w której tego typu analizy są rekomendowane, jest obawa, że wyniki fałszywie dodatnie mogą zakłócić monitoring terapii (12, 28, 58). Na podstawie doniesień literaturowych należy wskazać, że w mieszkaniach, w których żyją zakażone zwierzęta, spodziewanym wynikiem jest także kontaminacja środowiska (58, 59). Nie należy

zatem podejmować badania, a rutynowo wdrożyć procedury dezynfekcji.

## Podsumowanie

Głównym celem dekontaminacji środowiska jest zapobieganie rozprzestrzeniania się dermatofitoz na inne zwierzęta i ludzi. Zakażenia pochodzące z arthropodów środowiskach są jednak rzadkie. Zminimalizowanie zanieczyszczenia mieszkań można osiągnąć poprzez dezynfekcję, prowadzenie terapii miejscowej u zwierząt i częste rutynowe sprzątnięcie. Odosobnienie zwierzęcia również przynosi korzyści, ale musi być stosowane ostrożnie i przez jak najkrótszy czas ze względu na dobrostan zwierząt i jakość ich życia. Wszystkie zakażone materiały tkaninowe należy pracować z zastosowaniem długiego programu i niewielkiego wsadu, co jest skuteczną formą eliminacji dermatofitów.

## Piśmiennictwo

- Moriello K.A., Coyner K., Paterson S., Mignon B.: Diagnosis and treatment of dermatophytosis in dogs and cats.: Clinical Consensus Guidelines of the World Association for Veterinary Dermatology. *Vet. Dermatol.* 2017, **28**, 266–268.
- Cafarchia C., Iatta R., Latrofa M.S., Gräser Y., Otranto D.: Molecular epidemiology, phylogeny and evolution of dermatophytes. *Infect. Genet. Evol.* 2013, **20**, 336–351.
- Gupta A.K., Ahmad I., Summerbell R.C.: Comparative efficacies of commonly used disinfectants and antifungal pharmaceutical spray preparations against dermatophytic fungi. *Med. Mycol.* 2001, **39**, 321–328.
- Ding H., Fu T.J., Smith M.A.: Microbial Contamination in Sprouts: How Effective Is Seed Disinfection Treatment? *J. Food Sci.* 2013, **78**, R495–501.
- Wojtowicz J.A.: Water Treatment of Swimming Pools, Spas, and Hot Tubs. *Kirk-Othmer Encycl. Chem. Technol.* Published online November 19, 2004.
- Yim J.H., Song K.Y., Kim H., Bae D., Chon J.W., Seo K.H.: Effectiveness of calcium hypochlorite, quaternary ammonium compounds, and sodium hypochlorite in eliminating vegetative cells and spores of *Bacillus anthracis* surrogate. *J. Vet. Sci.* 2021, **22**, 1–7.
- Wood J.P., Archer J., Calfee M.W., Serre S., Mickelsen L., Mikelonis A., Oudejans L., Hu M., Hurst S., Rastogi V.K.: Inactivation of *Bacillus anthracis* and *Bacillus atrophaeus* spores on different surfaces with ultraviolet light produced with a low-pressure mercury vapor lamp or light emitting diodes. *J. Appl. Microbiol.* 2021, **131**, 2257–2269.
- Moriello K.A.: Kennel disinfectants for *Microsporum canis* and *Trichophyton* sp. *Vet. Med. Int.* 2015, **2015**, 1–3.
- Segal E., Elad D.: Human and Zoonotic Dermatophytoses: Epidemiological Aspects. *Front. Microbiol.* 2021, **12**.
- Jazdarehe A., Malekafzali L., Lee J., Lewis R., Mukovozov I.: Transmission of Onychomycosis and Dermatophytosis between Household Members: A Scoping Review. *J. Fungi.* 2022, **8**, 60.
- Neves J.J.A., Paulino A.O., Vieira R.G., Nishida E.K., Coutinho S.D.A.: The presence of dermatophytes in infected pets and their household environment. *Arq. Bras. Med. Vet. e Zootec.* 2018, **70**, 1747–1753.
- Mancianti F., Nardoni S., Corazza M., D'Achille P., Ponticelli C.: Environmental detection of *Microsporum canis* arthrospores in the households of infected cats and dogs. *J. Feline Med. Surg.* 2003, **5**, 323–328.
- Łagowski D., Gnat S., Nowakiewicz A., Osińska M., Zięba P.: the Prevalence of Symptomatic Dermatophytoses in Dogs and Cats and the Pathomechanism of Dermatophyte Infections. *Postępy Mikrobiol. – Adv. Microbiol.* 2019, **58**, 165–176.
- Łagowski D., Gnat S., Nowakiewicz A., Osińska M., Trościński A., Zięba P.: In search of the source of dermatophytosis: Epidemiological analysis of *Trichophyton verrucosum* infection in llamas and the breeder (case report). *Zoonoses Public Health.* 2019, **66**, 982–989.
- Gnat S., Nowakiewicz A., Łagowski D., Zięba P.: Host- and pathogen-dependent susceptibility and predisposition to dermatophytosis. *J. Med. Microbiol.* 2019, **68**, 823–836.
- Guirges S.Y.: Viability of *Trichophyton schoenleinii* in epilated hairs. *Med. Mycol.* 1981, **19**, 155–156.
- Roberts L.W.: The Influence of Physical Factors on Xylem Differentiation In Vitro. *Tissue Cult. Trees.* 1983, **69**, 88–102.



18. Rosenthal S.A., Vanbreuseghem R., Janssens P.G.: Viability of Dermatophytes in Epilated Hairs. *Arch. Dermatol.* 1962, **85**, 103–105.
19. Keep J.M.: The Viability of *Microsporum canis* on Isolated Cat Hair. *Aust. Vet. J.* 1960, **36**, 277–278.
20. Sparkes A.H., Werrett G., Stokes C.R., Gruffydd-Jones T.J.: *Microsporum canis*: Inapparent carriage by cats and the viability of arthrospores. *J. Small Anim. Pract.* 1994, **35**, 397–401.
21. Moriello K., Coyner K., Trimmer A., Newbury S., Kunder D.: Treatment of shelter cats with oral terbinafine and concurrent lime sulphur rinses. *Vet. Dermatol.* 2013, **24**, 618–e150.
22. Hammer T.R., Mucha H., Hoefler D.: Infection Risk by Dermatophytes During Storage and After Domestic Laundry and Their Temperature-Dependent Inactivation. *Mycopathologia.* 2011, **171**, 43–49.
23. Moriello K.A., DeBoer D.J., Volk L.M., Sparkes A., Robinson A.: Development of an in vitro, isolated, infected spore testing model for disinfectant testing of *Microsporum canis* isolates. *Vet. Dermatol.* 2004, **15**, 175–180.
24. Moriello K.A., Hondzo H.: Efficacy of disinfectants containing accelerated hydrogen peroxide against conidial arthrospores and isolated infective spores of *Microsporum canis* and *Trichophyton* sp. *Vet. Dermatol.* 2014, **25**, 191–e48.
25. Moriello K.A., DeBoer D.J., Volk L.: Determination of strain variability of *Microsporum canis* to disinfectants. *Vet. Dermatol.* 2002, **13**, 211–229.
26. Moriello K.A., Kunder D., Hondzo H.: Efficacy of eight commercial disinfectants against *Microsporum canis* and *Trichophyton* spp: Infective spores on an experimentally contaminated textile surface. *Vet. Dermatol.* 2013, **24**, 621–e152.
27. Rutala W.A., Cole E.C., Thomann C.A., Weber D.J.: Stability and Bactericidal Activity of Chlorine Solutions. *Infect. Control. Hosp. Epidemiol.* 1998, **19**, 323–327.
28. Newbury S., Moriello K.A.: Feline dermatophytosis: Steps for investigation of a suspected shelter outbreak. *J. Feline Med. Surg.* 2014, **16**, 407–418.
29. Moriello K.A.: Dermatophytosis. In: *BSAVA Manual of Canine and Feline Dermatology*. British Small Animal Veterinary Association; 2021: 188–195.
30. Rex J.H., Pfaller M.A., Walsh T.J., Chaturvedi V., Espinel-Ingroff A., Ghannoum M.A., Gosey L.L., Odds F.C., Rinaldi M.G., Sheehan D.J., Warnock D.W.: Antifungal susceptibility testing: Practical aspects and current challenges. *Clin. Microbiol. Rev.* 2001, **14**, 643–658.
31. Hnilica K.A., Medleau L.: Evaluation of topically applied enilconazole for the treatment of dermatophytosis in a Persian cattery. *Vet. Dermatol.* 2002, **13**, 23–28.
32. Ziolkowska G.: Oznaczenie antygrzybiczej aktywności biobojczego preparatu Enizol. *Med. Weter.* 2006, **62**, 792–796.
33. Wawrzkiwicz K., Ziolkowska G., Sadržkowski Z.: Oznaczenie wrażliwości dermatofitów na preparaty przeciwgrzybowe cylinderkową metodą rozcieńczeń w agarze. *Med. Weter.* 2000, **56**, 648–652.
34. White-Weithers N., Medleau L.: Evaluation of topical therapies for the treatment of dermatophyte-infected hairs from dogs and cats. *J. Am. Anim. Hosp. Assoc.* 1995, **31**, 250–253.
35. Newbury S., Moriello K., Coyner K., Trimmer A., Kunder D.: Management of endemic *Microsporum canis* dermatophytosis in an open admission shelter: a field study. *J. Feline Med. Surg.* 2015, **17**, 342–347.
36. Sattar S., Springthorpe V.S., Rochon M.: A product based on accelerated and stabilized hydrogen peroxide: Evidence for broad-spectrum germicidal activity. *Can. J. Infect. Control.* 1998, **13**, 123–130.
37. DeBoer D.J., Moriello K.A., Volk L.M., Schenker R., Steffan J.: Lufenuron and terbinafine for treatment of *Microsporum canis* infections in a feline model. *Vet. Dermatol.* 2004, **15**, 7–8.
38. Moriello K.A.: Decontamination of laundry exposed to *Microsporum canis* hairs and spores. *J. Feline Med. Surg.* 2016, **18**, 457–461.
39. Sonthipet S., Ruenphet S., Takehara K.: Bactericidal and virucidal efficacies of potassium monopersulfate and its application for inactivating avian influenza virus on virus-spiked clothes. *J. Vet. Med. Sci.* 2018, **80**, 568–573.
40. Nardoni S., Tortorano A., Mugnaini L., Profili G., Pistelli L., Giovannelli S., Pisseri F., Papini R., Mancianti F.: Susceptibility of *Microsporum canis* arthrospores to a mixture of chemically defined essential oils: a perspective for environmental decontamination. *Zeitschrift für Naturforsch C.* 2015, **70**, 15–24.
41. Moriello K.A.: Chapter 31 – Dermatophytosis: Decontamination Recommendations. In: *Little Volume 7 SEBT-AC in FIM*, ed. W.B. Saunders; 2016: 334–344.
42. Tavčer P.F., Brenčič K., Fink R., Tomšič B.: Influence of Hydrogen Peroxide on Disinfection and Soil Removal during Low-Temperature Household Laundry. *Molecules.* 2021, **27**, 195.
43. DeBoer D.J., Moriello K.A.: Development of an experimental model of *Microsporum canis* infection in cats. *Vet. Microbiol.* 1994, **42**, 289–295.
44. DeBoer D.J., Moriello K.A.: Investigations of a killed dermatophyte cell-wall vaccine against infection with *Microsporum canis* in cats. *Res. Vet. Sci.* 1995, **59**, 110–113.
45. Moriello K.A., DeBoer D.J.: Efficacy of griseofulvin and itraconazole in the treatment of experimentally induced dermatophytosis in cats. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1995, **207**, 439–444.
46. KAPLAN W., AJELLO L.: Oral treatment of spontaneous ringworm in cats with griseofulvin. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1959, **135**, 253–261.
47. Kaplan W., Ajello L.: Therapy of Spontaneous Ringworm in Cats with Orally Administered Griseofulvin. *AMA Arch. Dermatology.* 1960, **81**, 714–723.
48. DAWSON C.O., NODDLE B.M.: Treatment of *Microsporum canis* Ringworm in a Cat Colony. *J. Small Anim. Pract.* 1968, **9**, 613–620.
49. Alemayehu A., Minwuyelet G., Andualem G.: Prevalence and Etiologic Agents of Dermatophytosis among Primary School Children in Harari Regional State, Ethiopia. Nardoni S., ed. *J. Mycol.* 2016, **2016**, 1–5.
50. O'Sullivan J.G.: Griseofulvin treatment in experimental *Microsporum canis* infection in the cat. *Sabouraudia.* 1962, **1**, 103–107.
51. Carlotti D.N., Guinot P., Meissonnier E., Germain P.-A.: Eradication of feline dermatophytosis in a shelter: a field study. *Vet. Dermatol.* 2010, **21**, 259–266.
52. Newbury S., Moriello K., Verbrugge M., Thomas C.: Use of lime sulphur and itraconazole to treat shelter cats naturally infected with *Microsporum canis* in an annex facility: An open field trial. *Vet. Dermatol.* 2007, **18**, 324–331.
53. Newbury S., Moriello K.A., Kwochka K.W., Verbrugge M., Thomas C.: Use of itraconazole and either lime sulphur or Malaseb Concentrate Rinse® to treat shelter cats naturally infected with *Microsporum canis*: An open field trial. *Vet. Dermatol.* 2011, **22**, 75–79.
54. Paterson S.: Miconazole/chlorhexidine shampoo as an adjunct to systemic therapy in controlling dermatophytosis in cats. *J. Small Anim. Pract.* 1999, **40**, 163–166.
55. Turner D.C., Bateson P.: The domestic cat: the biology of its behaviour. In: *The Domestic Cat: The Biology of Its Behaviour*. Cambridge University Press; 2000.
56. Czaika V.A., Lam P.A.: *Trichophyton mentagrophytes* cause underestimated contagious zoophilic fungal infection. *Mycoses.* 2013, **56**, 33–37.
57. Moriello K.A., Leutenegger C.M.: Use of a commercial qPCR assay in 52 high risk shelter cats for disease identification of dermatophytosis and mycological cure. *Vet. Dermatol.* 2018, **29**, 66–e26.
58. Heinrich N.A., Eisenschenck M., Harvey R.G., Nuttall T.: *Skin Diseases of the Dog and Cat*. CRC Press; 2018.
59. Gnat S., Łagowski D., Nowakiewicz A., Zięba P.: Tinea corporis by *Microsporum canis* in mycological laboratory staff: Unexpected results of epidemiological investigation. *Mycoses.* 2018, **61**, 945–953.

Dr hab. Sebastian Gnat prof. uczelni,  
e-mail: sebastian.gnat@up.lublin.pl