

DIAGNOSTYKA PRZYCZYNN ŚWIĄDU U KOTÓW

Marcin Szczepanik, Jagoda Ciszewska-Ceran, Piotr Wilkołek, Izabella Wójcik

Zakład Diagnostyki Klinicznej i Dermatologii Weterynaryjnej Wydziału Medycyny Weterynaryjnej Uniwersytetu Przyrodniczego w Lublinie

Rozpoznanie przyczyny świądu należy rozpocząć od ustalenia, czy występuje on u kota. To pozornie proste pytanie, nie w każdym przypadku znajduje prawidłową odpowiedź. Wynika to z behawioru kota, który często prowadzi „skryte” życie i często wylizuje się lub też drapie w ukryciu tak, że właściciel nie jest w stanie tego zaobserwować. W części przypadków, takich jak wyłysienia ekstensywne (inaczej rozległe, występujące przykładowo w skórny zespół atopowy kotów i innych chorobach alergicznych oraz dermatozach behawioralnych), objawy utraty włosów mają wygląd pseudosymetryczny, a na skórze nie obserwuje się najczęściej wykwitów. W tego typu przypadkach właściciel, nie obserwując świądu, konsultuje się z lekarzem w związku zaobserwowaną utratą włosów. Pseudosymetryczne wyłysienia mogą być związane z chorobami tła hormonalnego i metabolicznego (problemy te nie występują powszechnie u kotów), należy więc ustalić, czy do utraty włosów doszło samoistnie (wypadnięcie i brak odrostu włosów), czy też został on

usunięty mechanicznie w związku z wylizywaniem. Badaniem, które jest niezwykle pomocne w tego typu sytuacjach jest badanie mikroskopowe włosa (trichogram). W trichogramie należy ocenić trzon i wierzchołek włosa. W przypadku świądu widoczne jest uszkodzenie mechaniczne włosa, połamane wierzchołki o wyglądzie miotełek, jak również uszkodzenie warstwy korowej włosa. W przypadku, gdy włos wypada z powodów metabolicznych, jak również hormonalnych, tego typu uszkodzenia włosa są obserwowane (23, 37, 45).

Pośrednio, na występowanie świądu może wskazywać duża ilość włosów w kale, co jest typowe dla zwierząt, które intensywnie się wylizują. Niekiedy u zwierząt wylizujących się mogą występować wymioty, a w ich treści można zaobserwować włosy.

Ustalenie występowania u kota świądu (lub nadmiernego zachowania pielęgnacyjnego związanego z zaburzeniami behawioralnymi) jest pierwszym etapem na drodze, by ustalić jego przyczynę. Jej ustalenie wymaga przeprowadzenia dokładnego wywiadu z opiekunem zwie-

rzęcia oraz wykonania badania klinicznego (ogólnego i dermatologicznego), jak również badań dodatkowych. Każdy z punktów planu badania może przynieść istotne informacje pozwalające na ostateczne rozpoznanie powodu występowania u zwierzęcia świądu. W dalszej części artykułu przedstawione zostaną kolejne punkty postępowania oraz wynikające z nich korzyści diagnostyczne.

Opis zwierzęcia

Pomocne w ustaleniu przyczyny mogą być informacje związane z częstotliwością występowania poszczególnych chorób w zależności od wieku, rasy kota, a więc uzyskane z samego opisu zwierzęcia. W tabeli 1 znajdują się wskazówki odnośnie występowania chorób związanych z wiekiem zwierzęcia. Choroby te mogą wystąpić w każdym wieku, lecz można stwierdzić pewne predyspozycje związane z ich częstszym rozpoznawaniem u zwierząt w pewnych przedziałach wiekowych.

Odnosnie rasy, uważa się, że koty perskie predysponowane są do dermatofitoz i alergicznego pchlego zapalenia skóry, koty abisyńskie, syjamskie i ich mieszańce predysponowane są natomiast do skórny zespół atopowy, alergii pokarmowej i nużycy, zaś koty burmańskie są natomiast rasą predysponowaną do nużycy (14, 29, 37, 4, 17, 30). W przypadku chorób skóry przebiegających ze świądem, nie stwierdza się wyraźnych predyspozycji do ich występowania zależnych od płci zwierzęcia.

Wywiad

Istotne znaczenie w ustaleniu przyczyn świądu u kotów mają informacje uzyskane

Tabela 1. Predyspozycje wiekowe do chorób przebiegających ze świądem (14, 22, 37, 23, 17, 33)

Wiek	Wskazanie na chorobę
Zwierzęta młode	choroby pasożytnicze (otodektoza, cheyleletoza, notoedroza), dermatofitozy
Zwierzęta w średnim wieku (do 5 lat)	skórny zespół atopowy, alergii pokarmowa, alergiczne pchle zapalenie skóry (APZS)
Zwierzęta stare	chloniak, pęcherzyca liściasta, zespoły paranowotworowe



Diagnostic approach to pruritic in cats

Pruritus is the most common reason for consultation in dermatological patients. This symptom is the most important reason for consultation in the case of a group of diseases referred to as inflammatory pruritic diseases. This group includes primarily disease entities of allergic origin and the majority of ectoparasitic invasions. In addition, pruritus occurs in the course of some autoimmune diseases (as in pemphigus foliaceus) as well as dermatophyte infections, and in many other skin diseases. Since these diseases, especially allergic ones, are common, patients with pruritus are majority of dermatological patients. The article discusses the diagnostic procedure in the case of cats with pruritus.

Keywords: cats, pruritus, allergy.



Ryc. 1. Kot ze skórny zespół atopowy – widoczne rozległe wyłysienie, nadżerka, rumień, przeczosy na szyi zwierzęcia.



Ryc. 3. Kot z otodektozą – liczne zmiany po świądowe na głowie zwierzęcia w postaci przerzedzenia włosa i wyłysień, jak również nadżerek, strupów oraz rumienia.



Ryc. 2. Kot z alergią pokarmową – na głowie rozległe wyłysienie, nadżerka, rumień oraz strupy.



Ryc. 4. Sarcoptoza u kota – na szyi rozległe wyłysienie, skóra pokryta strupem.

Tabela 2. Informacje z wywiadu wskazujące na choroby skóry przebiegające ze świądem (22, 14, 29, 37, 40, 29, 46, 47, 36, 37).

Informacje z wywiadu	Wskazanie na chorobę
Koty wychodzące	Nadwrażliwości na ukąszenia owadów jak komary czy pchły. Choroby pasożytnicze (jak świerzbowce). Dermatofitozy.
Sezonowość	Alergiczne pchle zapalenie skóry, skórny zespół atopowy, nadwrażliwość na ukąszenia komarów.
Występowanie objawów u właścicieli	Dermatofitoza, a rzadziej inwazje pasożytnicze (notoedroza sarcoptoza, otodektoza, cheyletieloza).
Współwystępowanie innych chorób	U zwierząt, u których występowały objawy związane z przewodem pokarmowym (na przykład IBD) – alergii pokarmowa. Koty, u których rozpoznano astmę lub inne choroby górnych dróg oddechowych są bardziej podejrzane o skórny zespół atopowy. Wirusowe choroby górnych dróg oddechowych (herpeswirus) – możliwe nadżerki na twarzy.
Reakcja na leczenie	Poprawa po glikokortykosteroidach – skórny zespół atopowy, APZS, nadwrażliwość na ukąszenia owadów. Brak poprawy po glikokortykosteroidach lub niewielka poprawa – alergii pokarmowa, inwazje świerzbowców.
Zmiany żywienia	Alergia pokarmowa
Objawy po podaniu leków	Alergia kontaktowa (neomycyna, chlorheksydyna, klotrimazol, nadtlenek benzoilu inne). Wyjątkowo: pęcherzyca liściasta.
Zmiany w otoczeniu zwierzęcia	Dermatozy behawioralne

podczas przeprowadzania wywiadu z opiekunem kota. Należy uzyskać następujące informacje: od jak dawna rozpoczęły się objawy chorobowe, jaka była kolejność ich występowania (najpierw wykwyty czy najpierw świąd), lokalizację pierwszych zmian (część chorób może mieć w dalszym etapie tendencje do uogólniania), czy objawy mają charakter cykliczny (sezonowy), istotny może okazać się również styl życia zwierzęcia, warunki życia, żywienie. W tabeli 2 przedstawiono związek pomiędzy informacjami uzyskanymi z wywiadu a prawdopodobnymi przyczynami choroby przebiegającej ze świądem.

Badanie dermatologiczne

Istotną informacją ułatwiającą ustalenie przyczyny świądu jest ustalenie jego lokalizacji, intensywności i charakteru (przykładowo dominujących wykwitów). Bardzo intensywny świąd typowy jest dla chorób alergicznych oraz inwazji świerzbowców drążących (notoedrozy, sarcoptozy). Świąd o mniejszym nasileniu może występować w przypadku dermatofitozy czy pęcherzyca liściastej. Tabela 3 zawiera informacje dotyczącą związku pomiędzy lokalizacją świądu a prawdopodobnymi przyczynami opowiedzianymi za jego rozwój.

Pomocna w określeniu przyczyny świądu jest analiza rodzaju zmian i wykwitów widocznych na skórze. W przypadku świądu najpowszechniejszymi wykwitami, jakie występują u kotów, są otarcia i przeczosi, ponadto obserwuje się zmiany gęstości włosa w postaci przerzedzeń i wyłysień. Wykwity i zmiany te nie są typowe dla konkretnej przyczyny świądu i mało swoiste oraz występują wtórnie do świądu, w przebiegu większości chorób zapalno-świądowych. Tabela 4 zawiera informacje dotyczące charakteru obecnych na skórze chorych kotów zmian i prawdopodobnej przyczyny odpowiedzialnej za ich wystąpienie.

Kryteria diagnostyczne

W przypadku skórno-aseptowego zespołu atopowego kotów (dawniej alergiczne zapalenie skóry nie wywołane alergią na pchły i alergią pokarmową, atopia kotów) rozpoznanie nie może być postawione w inny sposób niż wykluczanie innych przyczyn chorób o podobnym przebiegu (przede wszystkim alergii pokarmowej i alergicznego pchlego zapalenia skóry – szczegóły dotyczące diagnostyki tych problemów znajdują się w dalszej części

Tabela 3. Lokalizacja świądu i zmian poświądowych najczęstszych chorób przebiegających ze świądem.

Lokalizacja świądu i zmian poświądowych	Przyczyna
Głowa, twarz, kark (świąd głowy i szyi)	Skóry zespół atopowy (ryc. 1) Alergia pokarmowa (ryc. 2) Otodektoza (ryc. 3) Trombikuloza Notoedroza/Sarcoptoza (ryc. 4) Dermatofitoza (ryc. 5) Zakażenia wirusowe wywołane przez herpeswirus Niekorzystne reakcje polekowe Idiopatyczna dermataza twarzy (w przypadku kotów perskich) (ryc. 6) Pęcherzyca liściasta (ryc. 7)
Płytki nosa	Nadwrażliwość na ukąszenia komarów (ryc. 8) Dermatozy wirusowe (ryc. 9) Rak kalcystokomórkowy Pęcherzyca liściasta Grzybice głębokie jak kryptokokoza, sporotrichoza, blastomykoza
Grzbiet, okolica łędźwiowo-krzyżowa, nasada ogona	Alergiczne pchle zapalenie skóry (ryc. 10) Cheyletieloza
Grzbiet, boki ciała	Cheyletieloza
Zewnętrzny przewód słuchowy (rumieniowo-woszczynowe zapalenie zewnętrznego przewodu słuchowego)	Otodektoza Notoedroza Skórny zespół atopowy Alergia pokarmowa
Małżowina uszna	Pęcherzyca liściasta, Notoedroza Dermatofitoza
Brzuch	Zarażenie nużeńcem <i>D. Gatoi</i> Alergia pokarmowa Skórny zespół atopowy Świąd psychogeny
Świąd uogólniony	Dermatofitoza Reakcje polekowe Nowotwory (np. chłoniak) (ryc.12) Choroby alergiczne (AP, APZS, SZA) Rumień wielopostaciowy Reakcje polekowe Pęcherzyca liściasta Zespoły paranowotworowe

artykułu omawiającej badania dodatkowe). Pomocniczo można zastosować kliniczne kryteria diagnostyczne (tabele 5 i 6), które nie są wprawdzie tak czułe i swoiste, jak w przypadku psów, mogą jednak jako dodatkowy element diagnostyczny znaleźć zastosowanie. Kryteria te nie są w stanie różnicować skórno-aseptowego zespołu atopowego kotów od alergii pokarmowej, ale mogą być pomocne w wykluczeniu innych przyczyn świądu. W przypadku spełniania co najmniej pięciu kryteriów czułość i swoistość w rozpoznawaniu skórno-aseptowego zespołu atopowego oceniana jest odpowiednio na 75 % i 76 %. Kryteria te zostały opracowane

w dwóch wersjach. Szczegóły w tabelach 5 i 6.

O ile u danego osobnika udało się wykluczyć alergię na pchły, przykładowo na podstawie regularnej profilaktyki przeciwpchlegiej opracowane są nieco inne kryteria przedstawione w tabeli 6.

Spełnienie dziesięciu kryteriów wymienionych w tabeli daje 90 % czułość i 83 % swoistość w rozpoznawaniu zespołu atopowego kotów (33).

Badania dodatkowe

Część przyczyn świądu można potwierdzić, wykonując dermatologiczne badania

Tabela 4. Rodzaje zmian i wykwitów zależnie od choroby odpowiedzialnej za ich powstanie

Zmiany i wykwity	Przyczyna
Otarcia i przeczosy	Niespecyficzne, mogą być obecne w przypadku wszelkich chorób zapalno-świądowych
Przerzedzenia włosa i wyłysienia	Obecne w przypadku chorób zapalno-świądowych, dermatoz behawioralnych w których dochodzi do nadmiernych zachowań pielęgnacyjnych (ryc. 11) Dermatofitozy Choroby bez świądu (problemy metaboliczne, hormonalne, zespoły paranowotworowe)
Nadżerki	Zespół eozynofilowy (płytko eozynofilowa) Nowotwory skóry
Wrzody	Zespół eozynofilowy (wrzód eozynofilowy) Immunologiczne zapalenie naczyń Nowotwory Niekorzystne reakcje polekowe Zakażenia głębokie (bakterie, grzyby)
Grudki	Prosówkowe zapalenie skóry (zwykle na tle alergicznym, możliwe również inne przyczyny) Inwazje świerzbowców (sarcoptoza)
Płytki	Zespół eozynofilowy (płytko eozynofilowa)
Łuski	Mogą być obecne w każdym przypadku jako wtórne zaburzenie rogowacenie związane z zapaleniem Obecne na początku choroby mogą wskazywać na cheyletelozę

Tabela 5. Kryteria diagnostyczne u kotów, u których nie wykluczono alergii pchlej

1. Obecność objawów klinicznych na co najmniej 2 okolicach ciała
2. Obecność przynajmniej 2 z 4 objawów:
 - a. symetryczne wyłysienia
 - b. prosówkowe zapalenie skóry
 - c. eozynofilowe zapalenie skóry
 - d. nadżerki i owrzodzenia na głowie i karku
3. Obecność symetrycznych wyłysień
4. Obecność zmian dotyczących warg
5. Obecność nadżerek lub owrzodzeń na karku lub policzkach
6. Brak zmian w okolicy łędźwiowej
7. Brak niesymetrycznych wyłysień na ogonie i okolicy łędźwiowej
8. Brak guzów

dotatkowe. Przy podejrzeniu choroby przebiegającej ze świądem wykonanie badań dodatkowych jest niezbędne, nawet w przypadkach, gdy uzyskane wyniki są ujemne, ponieważ pozwalają one na eliminowanie kolejnych prawdopodobnych chorób z listy rozpoznań różnicowych. W tabeli 7 zamieszczono rodzaje badań dodatkowych wykonywanych w przypadku

obecności u kota świądu oraz ich użyteczność w rozpoznawaniu konkretnych jednostek chorobowych.

Lampa Wooda

Za dodatni wynik w tym teście uważać należy fluorescencję o barwie zielonego jabłuszka. Możliwa jest fluorescencja

o barwie żółto-zielonej lub niebiesko-zielonej (szczególnie u kotów długowłosych) (23) (ryc. 13). Ponieważ fluorescencja związana jest z obecnością metabolitów dermatofitów (metabolity tryptofanu), nie jest ona widoczna we wczesnych fazach zakażenia (16). Metoda ta nie jest 100 % czuła, stąd należy ją traktować jako metodę przesiewową. Obecność charakterystycznej fluorescencji wskazuje na grzybicę, jej brak nie wyklucza rozpoznania zakażenia dermatofitami (przykładowo w związku ze zbyt krótkim czasem, jaki minął od początku zakażenia).

Badanie mikroskopowe włosa

Jest to prosty test stosowany głównie do rozpoznawania zakażeń dermatofitami (ryc. 14) oraz bytujących na włosach pasożytów (ryc. 15). Jak wspomniano na początku artykułu, metoda ta wykorzystywana jest również do potwierdzenia mechanicznego uszkodzenia włosa na skutek świądu, w przypadku co do wątpliwości czy objaw ten występuje u danego osobnika. Ponadto są liczne choroby o podłożu genetycznym prowadzące do różnych typowych zmian lub deformacji włosa. Problemy te nie będą jednak tu szczegółowo omawiane, ponieważ nie wiążą się one ze świądem, a najczęściej z zaburzeniami dotyczącymi okrywy włosowej. Do wykonania badania włosy należy wyrwać z granicy zmian, gdzie obserwujemy wyłysienia lub z miejsca, gdzie włos jest przerzedzony. Wyrwane włosy następnie umieścić należy na szkiełku podstawowym, na które należy uprzednio nakropić krople chlorolaktofenu, oleju mineralnego, 10 % (ewentualnie 20 %) KOH lub NaOH, 40-60 % DMSO (21, 14). Włosy z podejrzeniem dermatofitoz (i inwazji ektopasożytniczych) należy ocenić pod powiększeniem 10x10, można posłużyć się większym powiększeniem (200 lub 400x) (7). W przypadku obecności zarodników dermatofitów na podstawie ich ułożenia można wnioskować co do prawdopodobnego rodzaju dermatofita odpowiedzialnego za zakażenie. W przypadku zakażenia wywołanego przez dermatofity z rodzaju *Trichophyton* z reguły dochodzi do znacznego zniszczenia struktury włosa, natomiast w przypadku infekcji *Microsporum* struktura włosa jest zachowana. Zarodniki w tym przypadku są również słabiej związane z włosem i często mogą być znajdowane w preparacie nie przyczepione do włosa, luźno ułożone w preparacie. Należy podkreślić, że nie w każdym przypadku ułożenie zarodników i zmiany w strukturze włosa są



Ryc. 5. Dermatofitoza u kota – na głowie liczne wyłysienia, widoczne nadżerki i rumień na skórze, łuski i strupy.



Ryc. 7. Kot z pęcherzycą liściastą – widoczne przerzedzenia oraz strupy na twarzy kota, szczególnie w okolicy małżowin usznych i powiek.



Ryc. 6. Idiopatyczna dermatoza twarzy kotów perskich – na twarzy obecne przerzedzenie włosów i wyłysienia, w części bliższej włosów widoczny ciemnobrunatny materiał.



Ryc. 8. Nadwrażliwość na ukąszenia owadów na grzbiecie nosa – przerzedzenie włosów oraz strupy.

typowe dla rodzaju dermatofita (9). Czułość badanie mikroskopowego włosa oceniana jest na około od 50 do 70 %.

Test wyczesywania

Jest to kolejny szybki i prosty do wykonania test ułatwiający rozpoznawanie przyczyn świądu u kotów. Materiał wyczesywany jest gęstym grzebieniem z jak największej powierzchni skóry i następnie przenoszony na papier. Biały papier używany jest w przypadku podejrzenia inwazji pchlej, ciemny – w przypadku wszy i *Cheyletiella* (48). Materiał należy w pierwszej kolejności obejrzeć za pomocą lupy, co jest wystarczające do rozpoznania inwazji wszy. Następnie wykonuje się preparat mikroskopowy w zbliżony sposób, do tego opisanego w przypadku ba-

Tabela 6. Kryteria diagnostyczne u kotów, u których wykluczono uczulenia na alergeny pchle.

1. Obecność świądu jako początkowego objawu
2. Obecność przynajmniej 2 z 4 objawów:
 - a. symetryczne wyłysienia
 - b. prosówkowe zapalenie skóry
 - c. eozynofilowe zapalenie skóry
 - d. nadżerki i owrzodzenia na głowie i karku
2. Zmiany obecne przynajmniej na dwóch okolicach ciała
3. Obecność prosówkowego zapalenia skóry jako najistotniejszego objawu
4. Obecność zespołu eozynofilowego lub symetrycznych wyłysień lub nadżerek/owrzodzeń na głowie twarzy, wargach, uszach lub karku
5. Obecność niesymetrycznych wyłysień okolicy zadu, ogona, karku
6. Obecność symetrycznych wyłysień na brzuchu
7. Brak nadżerek/owrzodzeń na kończynach piersiowych
8. Brak zmian w okolicy mostka i pachwinach
9. Brak guzów

Tabela 7. Badania dodatkowe wykonywane w celu rozpoznania choroby przebiegającej ze świądem.

Badanie	Użyteczność diagnostyczna
Badanie z zastosowaniem lampy Wooda	Dermatofitozy, dermatofity z rodzaju <i>Microsporum</i> oraz <i>Trichophyton schoenleinii</i>
Badanie mikroskopowe włosa	Ocena występowania świądu (zmiany we włosie w postaci połamanych wierzchołków, uszkodzenie warstwy korowej) Dermatofitozy (obecność arthrospor) Inwazje ektopasożytnicze (wszawica, cheyletielloza)
Test wyczesywania	Inwazje ektopasożytnicze (wszawica, cheyletelloza, inwazja <i>Dermanyssus gallinae</i>) Wykrycie kału pcheł świadczącego o inwazji tych pasożytów, w przypadku zastosowania modyfikacji testu – testu z wilgotną bibułą
Test z taśmą samoprzylepną (scotch test)	Inwazje ektopasożytnicze (<i>cheyletielloza</i> , otodectozą, inwazja <i>Dermanyssus gallinae</i> , <i>Demodex gatoi</i> , <i>Lynxacarus radovskyi</i> , <i>Notoedres cati</i>)
Badanie mikroskopowe zeszkrobiny	Inwazje etopasożytnicze <i>Sarcoptes scabiei</i> , <i>Notoedres cati</i> , <i>Otodectes cynotis</i> , <i>D. gatoi</i> , <i>D. cati</i> Trombikuloza, cheyletielloza.
Badanie hodowlane/badanie PCR	Dermatofitozy
Badanie cytologiczne	Ropne zapalenia skóry, podejrzenie chorób alergicznych (obecność granulocytów kwasochłonnych) Malassezia, rzadko dermatofitozy Pęcherzowe choroby autoimmunologiczne Nowotwory
Dieta eliminacyjna	Alergia pokarmowa
Kontrola pcheł	Potwierdzenie nadwrażliwości na ukąszenia pcheł
Diagnostyka alergologiczna (testy śródskórne, oznaczanie mian przeciwciał swoistych)	Skórny zespół atopowy, uczuleni na alergeny pcheł (APZS)
Badania histopatologiczne	Choroby autoimmunologiczne, nowotwory, dermatofitozy, zakażenia grzybami oportunistycznymi i dimorficznymi, zespoły paranowotworowe

dania mikroskopowego włosa. Preparat oceniany jest pod powiększeniem 4x10 lub 10x10, poszukuje się w nim pasożytów, ich jaj lub kału pcheł.

Modyfikacją metody jest test z wilgotną bibułą, stosowany do wykazania kontaktu z pchłami. Pobrany za pomocą wyczesywania materiał przenoszony jest na zwilżoną wodą białą bibułę, ligninę lub watę. W przypadku, gdy w materiale znajdują się odchody pcheł, zawarta w kale hemoglobina rozpuszcza się i dyfunduje do bi-

buły, tworząc czerwono-brunatną otoczkę wokół grudki kału (ryc. 16) (5).

Scotch test (test z taśmą samoprzylepną)

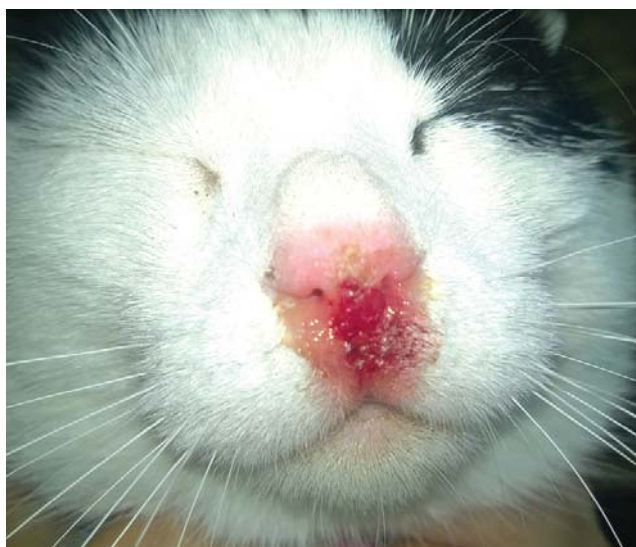
Wykonanie testu jest proste i pozwala na szybkie rozpoznanie inwazji ektopasożytniczych wywołanych przez bytujące na powierzchni skóry pasożyty (47, 37, 7, 20). Metoda ta uważana jest za najbardziej wiarygodną w przypadku podejrzenia inwazji wywołanej przez pasożyty

z rodzaju *Cheyletiella*. Wykonanie testu polega na mocnym przyciśnięciu taśmy samoprzylepnej o długości około 10 cm do powierzchni skóry (7). Taśma przyciskana jest kilkukrotnie do różnych okolic z obecnymi zmianami. Następnie taśmę przykleja się do szkiełka podstawowego. W przypadku, gdy test przeprowadzany jest w celu wykrycia inwazji pasożytniczych, jego ocenę wykonuje się pod powiększeniem 4x10 lub 10x10 (32). Taśma samoprzylepną może być również po pobraniu materiału wybarwiona, tak jak w przypadku preparatów odciskowych. Preparat taki oceniany jest wówczas w taki sam sposób, jak preparaty w badaniu cytologicznym.

Badanie zeszkrobiny

Jest to jedna z najczęściej stosowanych metod diagnostycznych w dermatologii weterynaryjnej, powinna być wykonana w każdym przypadku choroby przebiegającej ze świądem. Badanie zeszkrobiny jest najistotniejszą metodą w diagnostyce inwazji ektopasożytniczych (wykorzystywana jest również w diagnostyce dermatofitoz). Wykonanie zeszkrobiny polega na zeszkrobaniu naskórka i/lub powierzchniowych warstw skóry. Badanie przeprowadzane jest na dwa sposoby: zeszkrobina powierzchniowa lub głęboka. Zeszkrobinę powierzchniową wykonuje się ze znacznego obszaru skóry, tak by zgromadzić jak największą ilość materiału, podczas tej metody nie uszkadza się powierzchniowego splotu naczyniowego skóry i nie jest widoczne krwawienie włóścikowe. W przypadku zeszkrobiny głębokiej materiał pobierany jest z mniejszej powierzchni, ale głębiej, co prowadzi do widocznego krwawienia włóścikowego (37, 7).

Wybór zastosowanej metody: zeszkrobina głęboka lub powierzchniowa, związany jest z głębokością przebywania podejrzanego o wywołanie choroby pasożyta. Zeszkrobinę powierzchniową wykonuje się w przypadku podejrzenia inwazji *Cheyletiella*, *Trombicula*, *Otodectes*, *D. gatoi*, chociaż w mniejszym stopniu może być użyteczna również w przypadku inwazji *Notoedres* i *Sarcoptes* (dorosłe samce, nimfy i larwy mogą być obecne na powierzchni skóry) (ryc. 17 i 18) (7, 25, 26 32). Zeszkrobina głęboka wykonywana jest w przypadku podejrzenia nuży wywołanej przez *Demodex cati* oraz inwazji świerzbowców *Notoedres* i *Sarcoptes* (42). Wykonanie preparatu polega na przeniesieniu materiału na szkiełko podstawowe, rozprowadzenie go w płynie np. chlorolaktofenu i przykrycie szkiełkiem nakrywkowym.



Ryc. 9. Zakażenie wirusowe – na lusterku nosa widoczna nadżerka oraz rumień.



Ryc. 10. Prosówkowe zapalenie skóry u kota z nadwrażliwością na pchły – widoczne przerzedzenia włosa, grudki i strupy nadżerki na grzbiecie zwierzęcia.



Ryc. 11. Kot z dermatozą behawioralną, nadmiernym zachowaniem pielęgnacyjnym – wyłysienia ekstensywne, obejmujące obie strony klatki piersiowej i brzucha (na zdjęciu widoczna jedna strona ciała zwierzęcia, podobne zmiany po stronie przeciwległej).



Ryc. 12. Chłoniak skóry u kota – rozległe wyłysienia na dalszych odcinkach kończyn piersiowych, rumień, nadżerki. Podobne zmiany obserwowane na kończynach miedniczych oraz na grzbiecie i bokach ciała kota.

wym. Oceny preparatów dokonuje się pod małym powiększeniem (4x10, 10x10). W przypadku wykorzystania metody do rozpoznawania dermatofitozy czułość metody jest nieco większa niż badania włosa w związku z tym, że w preparacie poza włosem, znajduje się również naskórek, w którym mogą być obecne struktury dermatofitów.

W przypadku inwazji świerzbowca drązącego, szczególnie sarcoptozy (w mniejszym stopniu przy notoedrozie, gdzie zwykle pasożyty są łatwe do stwierdzenia w zeszkrobieniu), nie w każdym przypadku zeszkrobienia będzie diagnostyczna. W takiej sytuacji, jeżeli objawy sugerują chorobę, należy podać leki przeciwpasożytnicze (np. ivermektyna, moksydetyna, selamektyna). Jeżeli objawy ustąpią po ich podaniu, będzie

to rozstrzygające dla rozpoznania (rozpoznanie na podstawie efektu leczenia).

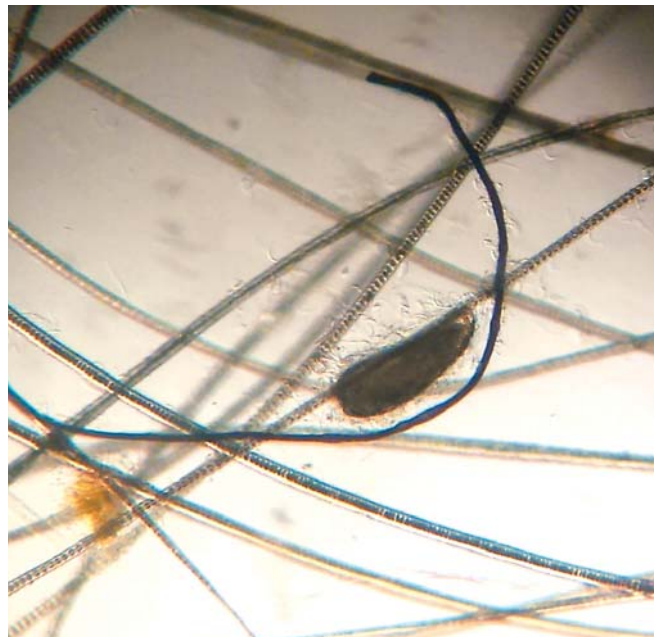
Badanie hodowlane w kierunku dermatofitów

W przypadku, gdy badanie włosa i badanie zeszkrobiny nie potwierdzą dermatofitozy, a objawy kliniczne sugerują taką przyczynę, należy wykonać badanie hodowlane. Badanie jest bardzo czułe w rozpoznawaniu zakażeń dermatofitami, chociaż możliwe są wyniki fałszywie ujemne. Dzięki badaniu hodowlanemu możliwa jest gatunkowa identyfikacja dermatofita. W odróżnieniu od opisanych powyżej metod na wyniki w tym przypadku oczekuje się stosunkowo długo, nawet do kilku tygodni (24). Jeśli podejrzewane jest zakażenie dermatofitami,

materiał do badania hodowlanego najlepiej pobrać jest z zastosowaniem metody Mackenziego, polegającej na zastosowaniu jałowej szczoteczki do zębów, którą należy pocierać zmianę przez około 2-3 minuty i następnie wbić w podłoże (13). Ponadto można pobierać włosy, wyrывая je z miejsc objętych zmianami (z granicy zmian), metoda ta ma jednak nieco mniejszą czułość w porównaniu do techniki Mackenziego. Rzadziej pobierany jest materiał taśmą samoprzylepną. Taśmę o długości około 4 cm przylepia się do zmiany i następnie przyciska do powierzchni podłoża. Metoda ta ma zbliżoną czułość do techniki Mackenziego (38). Do hodowli w kierunku dermatofitów najpowszechniej stosowane są podłoża Sabourauda lub DTM (Dermatophyte Test Medium) (ryc. 19).



Ryc. 13. Badania w świetle lampy Wooda kota z dermatofitozą, widoczna fluorescencja zakażonych włosów.



Ryc. 15. Badanie mikroskopowe włosa, jajo *Cheyletiella* sp. przymocowane do trzonu włosa.



Ryc. 14. Badanie mikroskopowe włosa z przypadku mikrosporozy, widoczne zarodniki ułożone na powierzchni włosów.



Ryc. 16. Test z wilgotną bibułą, widoczna hemoglobina dyfundująca do bibuły wokół grudek kału pcheł.

Obecnie dostępne są również metody PCR umożliwiające znacznie szybszą identyfikację dermatofita (24).

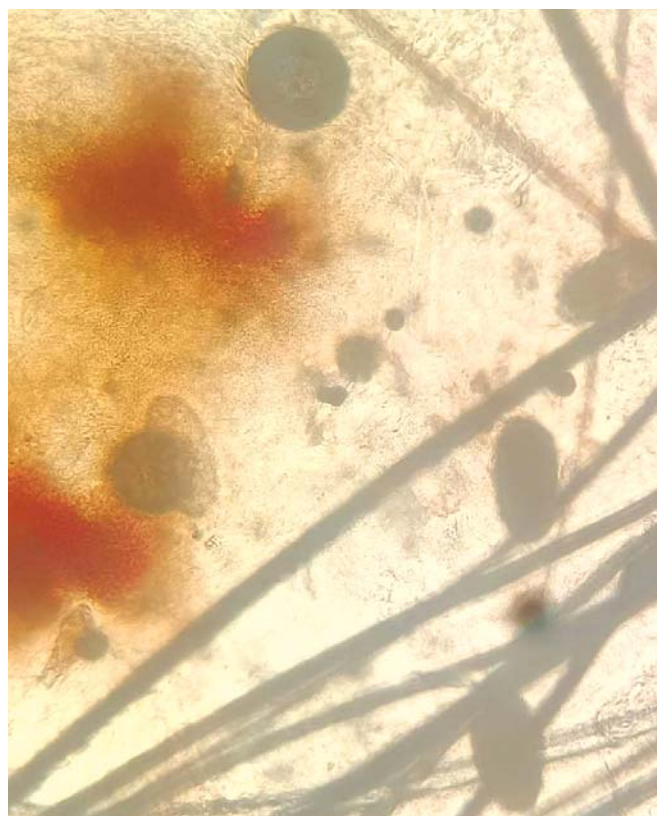
Badanie cytologiczne

Badanie to należy wykonać w przypadku obecności na skórze wykwitów. Najczęściej stosowaną metodą pobrania materiału jest metoda odciskowa. Materiał pobierany jest, o ile to możliwe z wykwitów pierwotnych (np. pęcherzyki, krosty), a w przypadku wykwitów przebiegających z ubytkiem tkanek (nadżerki i wrzody) z dna i brzegów wykwitu. Wykonanie preparatu polega na przyciśnięciu szkiełka podstawowego do wykwitu. Najlepiej jest wykonać kilka odcisków z tego samego

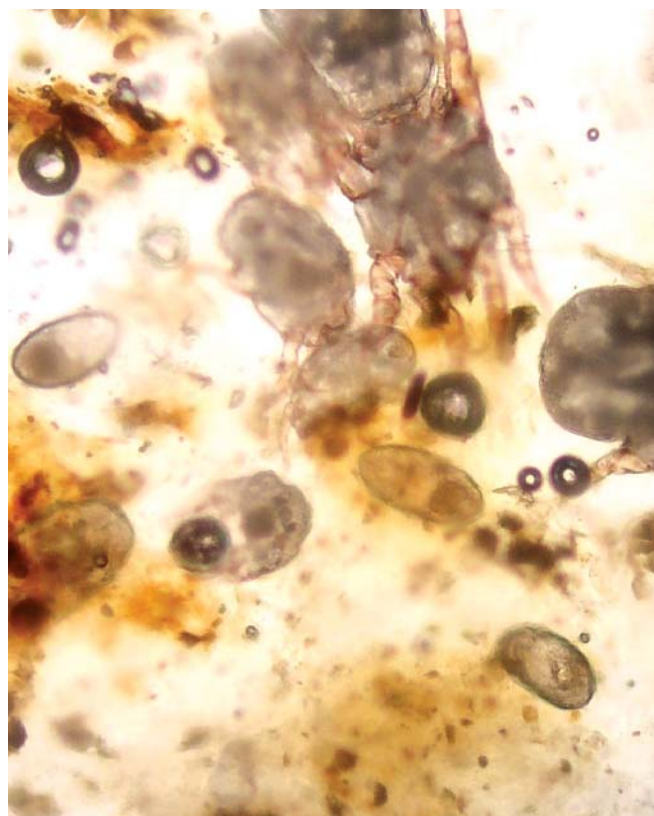
miejsca. Przygotowany preparat należy natychmiast wysuszyć. Wysuszony preparat jest utrwalany i barwiony. Najczęściej stosowaną metodą barwienia jest Diff-Quick, rzadziej używa się dłużej trwającej metody Pappenheima (15).

Badanie umożliwia rozpoznanie ropnych zapaleń skóry. Niemal w każdym przypadku są one wtórne do innych chorób i takie rozpoznanie nie rozstrzyga o ostatecznej przyczynie choroby (51). Znaczna liczba granulocytów kwasochłonnych obserwowana w preparacie może sugerować chorobę alergiczną, jak również inwazję ektopasożytniczą oraz zespół eozynofilowy (w tym idiopatyczny). Wyjątkowo w preparatach cytologicznych można stwierdzić spory lub strzępki der-

matofitów, co pozwala na rozpoznanie grzybic. W przypadku malasseziozy, rzadko występującej u kotów, w preparatach widoczna jest znaczna liczba (do kilku w polu widzenia) komórek drożdżaków. Malassezioza również jest dermatozą wtórną i jej rozpoznanie nie rozstrzyga o pierwotnej przyczynie choroby (ryc. 20). Obecność akantolitycznych keratynocytów z kolei wskazuje na choroby autoimmunologiczne, najczęściej na pęcherzycę liściastą (ryc. 21). W pewnych przypadkach badanie cytologiczne pozwala również na rozpoznanie chorób nowotworowych (jak np. guza z komórek tłuszcznych) lub przynajmniej na stwierdzenie cech nowotworowych w komórkach. Przy chłdnikach skóry w preparatach odciskowych



Ryc. 17. Jaja świerzbowca *Sarcoptes scabiei* w zeszkrobieniu pobranej od kota z sarcoptozą.



Ryc. 18. *Otodectes cynotis* w preparacie mikroskopowym z materiału z woszczyzny usznej.

mogą być widoczne liczne limfocyty. W przypadku zmian o charakterze rozrostowym (guzków i guzów) badanie cytologiczne wykonywane jest za pomocą biopsji aspiracyjnej cienkoigłowej.

Dieta eliminacyjna

Przeprowadzenie diety eliminacyjnej jest w ścisłym rozumieniu dodatkowym badaniem dermatologicznym. Jest to procedura (właściwie metoda dochodzenia do rozpoznania – rozpoznanie na podstawie dłuższej obserwacji) pozwalająca na określenie czynników odpowiedzialnych za rozwój uczulenia w przypadku podejrzenia alergii pokarmowej. Jak dotychczas jest to jedyna metoda, która umożliwia pewne rozpoznanie tej choroby. Metody diagnostyki serologicznej, chociaż dostępne, na obecnym etapie charakteryzują się zbyt niską czułością, by były wykorzystywane do rozpoznania alergii pokarmowej. Ich wyniki mogą być natomiast stosowane w doborze odpowiednich składników do wykonania diety eliminacyjnej (1). Ponieważ alergja pokarmowa jest częstą przyczyną świądu u kotów, metoda ta powszechnie jest stosowana w przypadku podejrzenia tej choroby (44, 4, 10). Czas stosowania diety to zwykle około 6 tygodni, niekiedy konieczne jest jej przedłużenie do nawet 10-13 tygodni. Literatura po-

daje różne zalecane czasy stosowania diety eliminacyjnej. Można się spotykać z opiniami o istotnej poprawie już po 3 tygodniach leczenia (49, 50, 18, 28, 27), a nawet po 2 tygodniach stosowania diety. Jednak w wielu wypadkach tak krótki czas nie jest wystarczający do zaobserwowania poprawy i może ona wystąpić jedynie u 25 % psów (31), a u kotów często poprawa widoczna jest po znacznie dłuższym czasie – dopiero po 6 tygodniach (46). Autorzy w przypadku kotów obserwowali poprawę u części kotów nie wcześniej niż po 3-4 tygodniach stosowania diety, ale u wielu niezbędne było przedłużenie diety do około 8 tygodni (41, 39). Zwierzę należy stopniowo przyzwyczajać do nowego pokarmu. Nową dietę powinno się wprowadzać stopniowo przez okres 3-5 dni w celu uniknięcia powikłań ze strony układu trawiennego (37). W przypadku diet komercyjnych najskuteczniejsze będą diety oparte na białku całkowicie hydrolizowanym, tego typu produkty są dostępne dla kotów w Polsce. W przypadku, jeżeli stosowanie diety doprowadzi do poprawy i ustania świądu, dalszym postępowaniem jest prowadzenie prób prowokacyjnych w celu ustalenia konkretnego składnika odpowiedzialnego za rozwój uczulenia. W tym celu należy kolejno i pojedynczo wprowadzać te składniki pokarmowe, które zwierzę jadło wcześniej. Objawy kliniczne związane z alergią

pokarmową pojawiają się u zwierząt uczulonych na dany składnik pokarmowy najczęściej w czasie od 2 do 48 godzin po jego ponownym wprowadzeniu do diety. Należy jednak obserwować zwierzę przez okres około 2 tygodni, w związku z tym, że za pewne formy alergii pokarmowej mogą być odpowiedzialne reakcje typu opóźnionego. Podanie następnego badanego składnika powinno się przeprowadzić nie wcześniej niż 10-14 dni od poprzedniego.

Kontrola pcheł

W przypadku podejrzenia uczulenia na alergen pchli, ostatecznym sposobem potwierdzenia choroby jest jej ustąpienie oraz brak nawrotów po zastosowaniu profilaktyki przeciwpchlel. U zwierząt uczulonych na alergeny pchle objawy APZS ustępują po kilku tygodniach od rozpoczęcia stosowania profilaktyki (od 4 do 6 tygodni). Po okresie diagnozowania choroby zaleca się, by profilaktyka była podawana częściej niż w przypadku zalecenia producenta tj. co 2 tygodnie w przypadku większości produktów typu spot-on (34). Koty wychodzące powinny w tym okresie przebywać w domu w celu ograniczenia kontakt z pchłami. Ponadto wskazane jest przeprowadzenie dezynsekcji w miejscu przebywania kotów w związku z rozwojem pcheł poza zwierzęciem.



Ryc. 19. Wzrost *Microsporum* na podłożu DTM.

Diagnostyka alergologiczna – ustalenie czynnika odpowiedzialnego za rozwój uczulenia

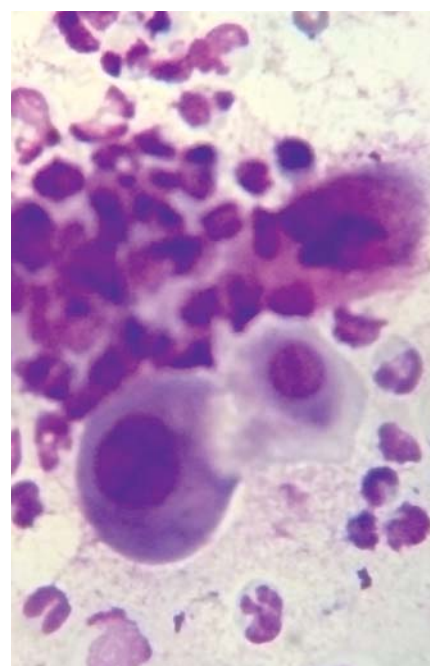
Ustalanie czynnika uczulającego może być użyteczne w przypadku uczulenia na alergeny pszczoły oraz pełnić pomocniczą rolę w rozpoznawaniu zespołu atopowego i ich wyniki nie powinny być stosowane jako jedyna metoda mająca na celu rozpoznanie choroby (33). Czynnikiem uczulającym może być ustalony u kotów dwoma metodami: za pomocą testów śródskórnych lub oznaczania przeciwciał swoistych. Metody te mają jednak swoje ograniczenia, co należy brać pod uwagę w przypadku interpretacji ich wyników. Testy śródskórne u kotów są dużo trudniejsze do wykonania i interpretacji, niż ma to miejsce u psów. Problemem w przypadku kotów jest brak standaryzowanych dla tego gatunku zestawów do diagnostyki. Powszechnie w tym celu używane są zestawy przeznaczone dla psów, jednak w opinii niektórych autorów stosowane tam koncentracje alergenów, szczególnie odnośnie traw, drzew i chwastów nie są właściwe, co może być przyczyną nieprawidłowych, fałszywie ujemnych reakcji (35, 11).

Interpretacja ich wyników jest trudna ze względu na często bardzo słabo widoczne reakcje po podaniu alergenu, nawet w miejscu podania kontroli dodatniej. Dodatkowym problemem jest konieczność sedacji zwierzęcia. Zalecanym środkiem do jej



Ryc. 20. Preparat cytologiczny z przypadku malasseziozy, widoczne pojedyncze, butelkowatego kształtu komórki drożdżaków (barwienie Diff-Quick, pow. 1000x).

przeprowadzenia jest medetomidyna (30). Sedacja u kotów jest konieczna w celu uspokojenia zwierzęcia oraz by zmniejszyć stres (wzrost poziomu endogennego kortyzolu może wpływać na wyniki testów ograniczając reaktywność skóry) (33). Przed przeprowadzeniem testów należy zaprzestać podawania u kota leków mogących mieć wpływ na ich wyniki, jak leki przeciwhistaminowe, glikokortykosteroidy (szczególnie o przedłużonym działaniu), o ile to możliwe również cyklosporyny, której wpływ na wynik testów jest jednak (33) mniejszy niż leków sterydowych (37). Odczyt i interpretację testów śródskórnych przeprowadza się po 5 i 20 minutach od podania alergenów (37). Wcześniejszy odczyt testów niż w przypadku psów związany jest z tym, że reakcje w wielu przypadkach powstają szybko i zanikają już po 10 minutach. W opinii niektórych autorów odczytu testów należy dokonać po 15 minutach (14). W przypadku reakcji dodatnich, które są dużo słabsze niż u psów, zwykle widoczny jest rumień, a bąble obserwuje się jedynie wyjątkowo. Z tej przyczyny zwykle nie interpretuje się wyników testów w skali półilościowej, tak jak u psów (choć w literaturze można spotkać tego typu interpretację) (30, 33). U kotów opracowano ponadto metodę ułatwiającą interpretację wyników poprzez dożylną podanie fluoresceiny przed wykonaniem testów lub bezpośrednio po ich wykonaniu



Ryc. 21. Preparat cytologiczny z przypadku pęcherzycy liściastej, widoczne akantolityczne keratynocyty oraz granulocyty obojętnochłonne (barwienie Diff-Quick, pow. 1000x).

(5-10 mg/kg m.c. w 10 % roztworze NaCl). Podczas odczytu używa się lampy Wooda jako źródła światła ultrafioletowego. Miejsca reakcji dodatnich widoczne są wówczas w jej świetle jako fluoryzujące. Dzięki tej metodzie interpretacja jest łatwiejsza, za dodatnie uważa się wyniki większe niż w miejscu kontroli dodatniej (33).

Drugą metodą umożliwiającą ustalenie czynnika uczulającego jest oznaczanie mian przeciwciał swoistych. Wpływ leków na wyniki oznaczeń przeciwciał jest niższy niż w przypadku testów śródskórnych, ale i w tym wypadku zaleca się zaprzestanie podawania glikokortykosteroidów około 2 tygodnie przed pobraniem krwi do badań (6). Należy brać pod uwagę ograniczanie metody, która nie wykazuje się pełną zgodnością z wynikami testów oraz szczególnie wysoką czułością. Zgodność pomiędzy testami śródskórnymi i oznaczaniem mian przeciwciał swoistych wynosi od 63 % do ponad 90 % zależnie od badanego alergenu, ale niektórzy autorzy twierdzą, że korelacja pomiędzy poziomem specyficznych przeciwciał IgE badanych metodą ELISA, a wynikami testów śródskórnych jest słaba (12, 19). Często obserwowano występowanie podwyższonych mian przeciwciał swoistych w stosunku do alergenów środowiskowych u kotów niemających objawów, co utrudnia interpretację wyników. Brak jest zgodności co do użyteczności tych metod,

w literaturze można się spotkać z opiniami o ich nieprzydatności w diagnostyce (8, 43, 1). Badania Baxley i wsp. wykazały, że w przypadku przeciwciał przeciwko *D. farinae* występują istotne różnice w mianach przeciwciał pomiędzy kotami alergicznymi a zdrowym, nie zaobserwowano jednak takiej prawidłowości w stosunku do innych badanych alergenów (2).

Biorąc pod uwagę przedstawione powyżej uwarunkowania, przede wszystkim niską czułość, metoda może być jedynie w ograniczonym stopniu użyteczna jako jeden z dodatkowych elementów diagnostycznych skórno-żylowego zespołu atopowego u kotów.

O ile przydatność metod serologicznych w diagnostyce skórno-żylowego zespołu atopowego jest ograniczona, oznaczanie poziomów przeciwciał swoistych może być użyteczne do diagnostyki APZS. Publikowane przez Bond i wsp. (2006) wyniki badań wykazały czułość wynoszącą 88 % i specyficzność 77 % tych metod w przypadku APZS (3). Podobnie badania Belova i wsp. z roku 2012 potwierdziły, że metoda ta wykazuje wysoką czułość (87 %) i specyficzność (74 %) w rozpoznawaniu alergii pchlej.

Tak jak nadmieniono w części dotyczącej diety eliminacyjnej, diagnostyka serologiczna nie jest przydatna w diagnostyce czynników uczulających w przypadku alergii pokarmowej u kotów (1). ●

Piśmiennictwo

- Belova S., Wilhelm S., Linek M., Beco L., Fontaine J., Bergvall K., Favrot C.: Factors affecting allergen-specific IgE serum levels in cats. „Can J Vet Res.” 2012, 6, 45-51.
- Bexley J., Hogg J. E., Hammerberg B., Halliwell R. E. W.: Levels of house dust mite-specific serum immunoglobulin E (IgE) in different cat populations using a monoclonal based anti-IgE enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA). „Vet. Dermatol.” 2009, 20, 562-568.
- Bond R., Hutchinson MJ, Loeffler A.: Serological, intradermal and live flea challenge tests in the assessment of hypersensitivity to flea antigens in cats (*Felis domesticus*). „Parasitol Res.”, 2006, 99, 392-7.
- Bryan JI, Frank LA. J: Food allergy in the cat: a diagnosis by elimination. „Feline Med Surg.”, 2010, 12, 861-6.
- Cadiergues M. C., Cabaret-Mandini C., Solatges C.: Comparison of Two Techniques for the Detection of Flea Faeces in Canine and Feline Coat Brushings. „World J.”, 2014, ID 292085, <http://dx.doi.org/10.1155/2014/292085>
- Chang C-H, Lee-Fowler TM, DeClue AE: The impact of oral versus inhaled glucocorticoids on allergen specific IgE testing in experimentally asthmatic cats. Vet Immunol Immunopathol 2011, 144, 437-441.
- Curtis C.: Diagnostic Techniques and Sample Collection. „Clinical Techniques in Small Animal Practice”, 2001, 16, 199-206.
- Diesel A., DeBoer D. J.: Serum allergen-specific immunoglobulin E in atopic and healthy cats: comparison of a rapid screening immunoassay and complete-panel analysis. „Vet. Dermatol.”, 2010, 22, 39-45.
- Draghici A. K.: Aspects concerning the diagnosis by direct microscopic examination of the samples in cats. „Scientia Parasitologica”, 2006, 3-4, 85-91.
- Gaschen F. P., Merchant S. R.: Adverse food reactions in dogs and cats. „Vet Clin North Am Small Anim Pract.”, 2011, 2, 361-79.
- Gentry C. M., Messinger L.: Comparison of intradermal and percutaneous testing to histamine, saline and nine allergens in healthy adult cats. „Vet Dermatol.”, 2016, 27, 370-e92.
- Gilbert S., Halliwell R. E.: Feline immunoglobulin E: induction of antigen-specific antibody in normal cats and levels in spontaneously allergic cats. „Vet. Immunol. Immunopathol.”, 1998, 63, 235-52.
- Goldberg H.: Brush technique in animals: finding contact sources of fungus diseases. „Arch. Dermatol.”, 1965, 92, 103.
- Guaguere E., Prelaud P.: A practical guide to feline dermatology. Merial 1999
- Hill P. B.: Small Animal Dermatology. A Practical Guide to the Diagnosis and Management of the Skin Diseases in Dogs and Cats. Butterworth Heinemann 2002.
- Hnilica K. A., Paterson A. P.: Small Animal Dermatology: A Color Atlas and Therapeutic Guide. Elsevier 2016.
- Hobi S., Linek M., Marignac G., Olivry T., Beco L., Nett C., Fontaine J., Roosje P., Bergvall K., Belova S., Koebrich S., Pin D., Kovalik M., Meury S., Wilhelm S., Favrot C.: Clinical characteristics and causes of pruritus in cats: a multicentre study on feline hypersensitivity-associated dermatoses. „Vet Dermatol.”, 2011, 5, 406-13.
- Jeffers J. G., Shanley K. J., Meyer E. K.: Diagnostic testing of dogs for food hypersensitivity. „J Am Vet. Med. Assoc.”, 1991, 198, 245-250.
- Kadoya M., Momoi Y., Iwasaki T.: Comparison of intradermal test and antigen-specific IgE test in 22 cases of feline allergic dermatitis. „Vet. Dermatol.”, 2004, 15 (1), 20-40.
- Ketzis JKI, Dundas J2, Shell LG.: Lynxacarus radovskyi mites in feral cats: a study of diagnostic methods, preferential body locations, co-infections and prevalence. „Vet Dermatol.”, 2016, 5, 425-e108.
- Kurnatowska A., Kurnatowski P.: Metody diagnostyki laboratoryjnej stosowane w mikologii. „Wiadomości Parazytologiczne”, 2008, 54, 177-185.
- Leistra M., Willemsse T.: Double-blind evaluation of two commercial hypoallergenic diets in cats with adverse food reactions. „J. Feline Med. Surgery”, 2002, 4, 185-188.
- Moriello K. A.: Diagnostic Techniques for Dermatophytosis. „Clinical Techniques in Small Animal Practice”, 2001, 16, 219-224.
- 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. „Veterinary Dermatology”, 2017, 28, 266-e268.
- Mueller R. S.: Diagnosis of ectoparasitic skin disease in small animal practice. [w:] 50^o Congresso Nazionale Multisala SCIVAC, Italia, Rimini 2005.
- Mueller R. S.: Quick tests in veterinary dermatology – we can do this here and now? Proceedings of the 33rd World Small Animal Veterinary Congress Dublin, Ireland 2008.
- Mueller R. S., Olivry T.: Critically appraised topic on adverse food reactions of companion animals (4): can we diagnose adverse food reactions in dogs and cats with in vivo or in vitro tests? „BMC Vet Res.”, 2016 (1), 12, 12, 9.
- Mueller R. S., Tsohalis J.: Evaluation of serum allergen-specific IgE for the diagnosis of food adverse reactions in the dog. „Vet. Dermatol.”, 1998, 9, 167-171.
- Paterson S.: Skin diseases of the cat. Blackwell Science 2000.
- Ravens P. A., Xu B. J., Vogelneist L. J.: Feline atopic dermatitis: a retrospective study of 45 cases (2001-2012). „Vet Dermatol.”, 2014, 25, 95-102, e27-8.
- Rosser, E. J.: Diagnosis of food allergy in dogs. „J. Am. Vet. Med. Assoc.”, 1993, 203, 259-262.
- Sampaio K. O., de Oliveira L. M. B., Burmann P. M., Sousa R. P. F., Evangelista J., Cunha M.: Acetate tape impression test for diagnosis of notoedric mange in cats. „J. Fel. Med. Surg.”, 2016, DOI: 10.1177/1098612X16632279 jfms.com
- Santoro D., Pucheu-Haston C. M., Prost C., Mueller R. S., Jackson H.: Clinical signs and diagnosis of feline atopic syndrome: detailed guidelines for a correct diagnosis. „Vet Dermatol.”, 2021, 32, 26-e6.
- Schenker R., Tinembart O., Humbert-Droz E., Cavaliero T., Yerly B.: Comparative speed of kill between nitenpyram, fipronil, imidacloprid, selamectin and cythoate against adult *Ctenocephalides felis* (Bouché) on cats and dogs. „Vet Parasitol.”, 2003, 112, 249-54.
- Scholz F. M., Burrows A. K., Griffin C. E.: Determination of threshold concentrations of plant pollens in intradermal testing using fluorescein in clinically healthy nonallergic cats. „Vet Dermatol.”, 2017, 28, 351-e68.
- Scott D. W., Miller W. H.: Erythema multiforme in dogs and cats: literature review and case material from the Cornell University College of veterinary Medicine (1988-96). „Vet. Dermatol.”, 1999, 10, 297-309.
- Scott D. W., Miller W. H. Griffin C. E.: Small Animal Dermatology. W. B. Saunders Company, Philadelphia 2001.
- Sparkes A., Robinson A., MacKay A.: A study of the efficacy of topical and systemic therapy for the treatment of feline *Microsporium canis* infection. „J. Feline Med. Surg.” 2000, 2, 135-142.
- Szczepanik M., Ciszewska J.: Zastosowanie hipoaergicznego diety Brit Veterinary Diet Ultra-Hypoallergenic w rozpoznawaniu i leczeniu alergii pokarmowej u psów i kotów. „Magazyn Weterynaryjny”, Monografia 2023, 51-58.
- Szczepanik M., Pomorska D., Wilkolek P.: Diagnostic approach to atopy in cats. „Bulet Vet Inst Pul”, 2008, 52, 477-480.
- Szczepanik M. P., Golyński M., Wilkolek P., Kalisz G.: Evaluation of a hydrolysed salmon and pea hypoallergenic diet application in dogs and cats with cutaneous adverse food reaction. „Pol J Vet Sci.”, 2022, 25, 67-73.
- Szczepanik M., Wilkolek P., Kalisz G., Szczepanik K.: Feline sarcoptic mange in Poland: A case series of three cats. „Vet Med Sci.”, 2024, 10, 4, e1500.
- Taglinger A., Helpsa C. R., Daya M. J., Foster A. P.: Measurement of serum immunoglobulin E (IgE) specific for house dust mite antigens in normal cats and cats with allergic skin disease. „Vet. Immunol. Immunopathol.”, 2005, 105, 85-93.
- Verlinden A., Hesta M., Millet S., Janssens G. P.: Food allergy in dogs and cats: a review. „Crit Rev Food Sci Nutr.”, 2006, 46, 259-73.
- Virga V.: Behavioral dermatology. „Clinical Techniques in Small Animal Practice”, 2004, DOI: 10.1053/j.ctsap.2004.10.006.
- Vogelneist L. J., Cheng K. Y.: Cutaneous adverse food reactions in cats: retrospective evaluation of 17 cases in a dermatology referral population (2001-2011). „Aust Vet J.”, 2013, 91, 443-51.
- Wagner R., Stallmeister N.: Cheyletiella dermatitis in humans, dogs and cats B. „J. of Dermatol.”, 2000, 143, 1110.
- Wall R. L., Shearer D.: Veterinary Ectoparasites: Biology, Pathology and Control. John Wiley & Sons 2008.
- Walton, G. S.: Skin Responses in the Dog and Cat to Ingested Allergens. „Vet. Rec.”, 1967, 81, 709-713.
- White S. D.: Food hypersensitivity in 30 dogs. „J. Am. Vet. Med. Assoc.”, 1986, 188, 695-698.
- Yu H. W., Vogelneist L. J.: Feline superficial pyoderma: a retrospective study of 52 cases (2001-2011). „Vet Dermatol.”, 2012, 23, 448-e86.

Marcin Szczepanik,
e-mail: kryll@poczta.onet.pl