

Parasitic nematodes – emerging problem in bird spiders (Theraphosidae) breedingSkomorucha Ł.¹, Skarżyńska Z.², Ostoja and Ostoja Salvat Surgeries in Warsaw¹, Veterinary Surgeries in Jelenia Góra²

This article aims at the presentation of health problem of the invertebrate pets. Theraphosid spiders (*Theraphosidae*), are the largest family of all known spiders. Their size, charismatic appearance, longevity and – in many species – contrasting coloration, makes them very interesting pets. Although theraphosids are one of the most popular captive held invertebrates, professional knowledge about their health problems still remains rather poor. One of the emerging difficulties in these spiders breeding are infestations with oral nematodes belonging to the family *Panagrolaimidae*. The disease is inevitably fatal and till today – incurable. In this article known facts about nematodes infestation of spiders, theraphosids in particular, were summarized and presented.

Keywords: *Theraphosidae*, oral nematodes, *Panagrolaimidae*.

Medycyna bezkręgowców, mimo ich nieprzebranej różnorodności, jest bardzo słabo rozwiniętą dziedziną. Tylko nieliczne gatunki doczekały się szerszego opracowania. Dotyczy to głównie organizmów wykorzystywanych przez człowieka – pszczoły miodnej (*Apis mellifera*), jedwabnika morwowego (*Bombyx mori*) oraz małży z rodziny ostrygowatych (*Ostreidae*). W stosunku do bezkręgowców utrzymywanych hobbystycznie dane weterynaryjne są bardzo skąpe lub brak ich w ogóle, a piśmiennictwo ogranicza się do nielicznych tytułów (1). Nie zmienia to faktu, że liczba gatunków bezkręgowców utrzymywanych w domowych kolekcjach wciąż rośnie. Wymienić należy chociażby drobne organizmy akwariowe – ślimaki („świderki” – *Melanoides tuberculata*, *Tylomelania* spp., *Pomacea* spp. i wiele innych), krewetki (*Caridina multidentata*, *Atya gabonensis*), raki (*Procambarus* spp., *Cherax* spp.), ukwiały i koralowce w akwariach morskich, bardzo liczne owady z rzędu straszaków (*Phasmida*), chrząszczy (*Coeloptera*), modliszek (*Mantodea*), karaczanów (*Blattodea*), prostoskrzydłych (*Orthoptera*), pajęczaków (skorpiony, pająki, spawęki), wije – różnorodne skolopendry (*Scolopendromorpha*) i krocionogi (*Julidae*) oraz lądowe ślimaki olbrzymie z rodziny *Achatinidae* i wiele innych.

Współcześnie rząd pająków (*Araneae*) obejmuje około 44 000 gatunków podzielonych na dwa podrzędy: najbardziej pierwotne *Mesothelae* (niespełna 100 gatunków) oraz *Opisthothelae*. Te drugie dzieli się na dwa infrazędy – pająki „niższe”,

Pasożytnicze nicienie – nowy problem w hodowli ptaszników (Theraphosidae)Łukasz Skomorucha¹, Zofia Skarżyńska²z Przychodni Weterynaryjnej Salvat i Ostoja Salvat w Warszawie¹ oraz Całodobowego Pogotowia Weterynaryjnego 4 Łapy w Jeleniej Górze²

czyli *Mygalomorphae*, oraz „wyższe” – *Araneomorphae*. Chociaż *Araneomorphae* grupuje zdecydowaną większość spośród współcześnie żyjących pająków (około 93 rodzin, 3400 rodzajów i 37 000 gatunków), to do *Mygalomorphae* należą najpowszechniej hodowane pająki – ptaszniki (*Theraphosidae*). Rodzina ta obejmuje 10 podrodziny, 128 rodzajów i 962 gatunki (stan na koniec marca 2015 r.; 2), jednak wciąż odkrywane i opisywane są kolejne gatunki (3, 4, 5, 6, 7, 8, 9), a nawet rodzaje (10). *Theraphosidae* jest więc najliczniejszą w gatunki rodziną w obrębie całego infrazędu, chociaż geologiczne szczątki jej przedstawicieli są zaskakująco rzadkie – obecnie znanych jest jedynie dwóch kopalnych przedstawicieli (11). Zasadlają one praktycznie wszystkie kontynenty, z wyjątkiem Antarktydy, w tym również południową Europę, gdzie spotyka się reprezentantów dwóch rodzajów – *Chaetopelma* na wschodzie i *Ischnocolus* na zachodzie obszaru śródziemnomorskiego (12). Zdecydowanie najliczniej jednak zasiedlają strefę klimatu równikowego. Większość z nich to gatunki naziemne, znani są jednak liczni przedstawiciele prowadzący nadzwyczajny tryb życia. *Theraphosidae* spotkać można zarówno w środowisku półpustynnym, jak i w tropikalnych lasach deszczowych, znane są nawet gatunki trogllobiontyczne (5).

Znaczna liczba gatunków cechuje się dużymi rozmiarami ciała, kontrastowym ubarwieniem, a także długowiecznością – samice niektórych gatunków potrafią osiągać wiek około 20 lat (13), co zwiększa ich atrakcyjność jako zwierząt hodowanych hobbystycznie (ryc. 1). Porównując rozstaw odnóży krocnych współczesnych pająków, ptasznik *Theraphosa blondi* nieznacznie ustępuje tylko należącemu do infrazędu *Araneomorphae* i rodziny spachaczowatych (*Sparassidae*) *Heteropoda maxima* (14). Jednak to *T. blondi* jest zdecydowanie bardziej masywny, a co za tym idzie – cięższy od *H. maxima*. Wiele nieścisłości i błędnych przekonań związanych jest z ptasznikami, w tym natury nomenklaturowej. Jedną z nich jest chociażby określanie ich mianem „tarantula”. Wprawdzie w anglojęzycznych opracowaniach nazwa „tarantulas” jest przypisana rodzinie *Theraphosidae*, jednak w języku polskim termin zarezerwowany jest dla przedstawicieli

kilku gatunków z rodziny pogońcowatych (*Lycosidae*), m.in. tarantuli włoskiej (*Lycosa tarantula*) i tarantuli ukraińskiej (*L. singoriensis*). Bardzo często przesadnie demonizowana jest siła jadu ptaszników. W rzeczywistości porównując toksyczność jadu *Theraphosidae* i niektórych pająków „wyższych” (czarnych wdów z rodzaju *Latrodectus*, pustelników *Loxosceles* spp. czy wałęsaków *Phoneutria* spp.), okazują się one praktycznie niegroźne. W większości przypadków zarejestrowanych ukąszeń ludzi (enwenomacji) dochodziło jedynie do nieznacznych objawów porównywanych do użądlenia pszczoły (uczucie świądu, ból, obrzęk, rzadziej wymioty, gorączka), często zlokalizowanych tylko w miejscu wprowadzenia jadu. Pewnym wyjątkiem wydają się ukąszenia azjatyckich *Poecilotheria* spp., które często wywołują utrzymujące się kilka dni bolesne skurcze mięśni szkieletowych całego ciała, silny ból, gorączkę i tachykardię. Podobne objawy opisywano jako wynik działania jadu pająków z rodzaju *Lampropelma* i *Pterinochilus* (15, 16). Nie istnieją w pełni potwierdzone doniesienia o śmierci spowodowanej działaniem jadu ptaszników u ludzi, za to wykazują wysoką wrażliwość na ich jad barakuzę niektórych zwierzęta, w tym psy (do 100% śmiertelności; 17, 18). Większym zagrożeniem dla ludzi zdają się być włoski drażniące (sześć różnych typów) pokrywające ciało większości gatunków amerykańskich (do 10 000 na mm²). W momencie zagrożenia są one (w szczególności typ III) „wyczesywane” za pomocą odnoży krocnych w stronę napastnika. Z racji zaostrego kształtu mogą one wbijać się w ciało napastnika, powodując miejscowe stany zapalne skóry (19), podrażnienia oczu (od niewielkiego zapalenia spojówek po zespół określany jako *ophthalmia nodosa*; 20, 21, 22), błony śluzowej jamy nosowej do reakcji anafilaktycznych włącznie (23). Jednak przy prawidłowym obchodzeniu się ze zwierzęciem i zachowaniem środków ostrożności, ptaszniki okazują się ciekawym i stosunkowo niekłopotliwym obiektem hodowli. Jedynie przedstawiciele rodzaju *Brachypelma* oraz dwa gatunki z rodzaju *Aphonopelma* – *A. albiceps* i *A. pallidum* – objęte są konwencją o międzynarodowym handlu dzikimi zwierzętami i roślinami gatunków zagrożonych wyginięciem (CITES).

Pająki są gospodarzami wielu pasożytów, chociaż ich parazytofauna jest dosyć słabo poznana. Szczątki kopalne (syninkluzyje w bursztynie) dostarczają dowodów na zależności pająków i ich pasożytów sięgające kilkudziesięciu milionów lat wstecz (24, 25, 26, 27). Ogólnie znanymi pasożytami pająków są błonkówki z rodziny nastecznikowatych (Pompilidae). Polują one na pająki, które paraliżują przez wprowadzenie jadu do ich organizmu. Unieruchomiona zdobycz jest deponowana w wykopanej wcześniej norce w ziemi, stanowiącej „komorę legową” dla rozwijającej się larwy. Niektóre nastecznikowate (przedstawiciele rodzajów *Pepsis* i *Hemipepsis*) zyskały nawet anglojęzyczne miano „tarantula hawk” (hawk po angielsku znaczy jastrząb). Również w Polsce występują przedstawiciele tej rodziny. Dotychczas wykazano u nas 89 spośród 284 europejskich gatunków (28). Błonkówkami będącymi pasożytami pająków są także niektóre gąsieniczniki (Ichneumonidae). Nie paraliżują one pająków, a ich larwy jako ektopasożyty odżywiają się hemolimfą (29, 30). Pasożytami pająków są grzebaczowate (Sphecidae; rozwój podobny jak u Pompilidae), a także niektóre muchówki, np. Acroceridae, zaradrowate (Phoridae) i część rączycowatych (Tachinidae; 31). Owady mogą atakować nie tylko dorosłe pajęczaki, ale także pasożytować wewnątrz kokonów jajowych, jak przedstawiciele rodzajów *Gelis*, *Idris*, *Eurytoma* czy *Baeus* (32, 33). Wśród pasożytów pająków często wymieniane są również różne roztocze. Należy jednak zwrócić uwagę, iż w znacznej części przypadków są to raczej powiązania foretyczne niż pasożytnicze (34), choć przy nadmiernym namnożeniu mogą one faktycznie negatywnie wpływać na gospodarza przez mechaniczne drażnienie lub zatykanie płucotchawek. Prawdziwe powiązania pasożytnicze między pająkami a roztoczami są rzadko opisywane w literaturze i dotyczą głównie przedstawicieli rodzin Trombididae (rodzaje *Trombidium*, *Clinotrombium*, *Allothrombium*), Erythraeidae (*Lasioerythraeus* spp., *Charletonia* spp.) oraz Laelapidae (35). Pojedyncze doniesienia wykazują również możliwość pasożytności na pająkach nitnikowców (Nematomorpha; 36).

Spśród pasożytniczych nicieni od dawna znane i często opisywane są przypadki inwazji u pająków przedstawicieli rodziny Mermithidae (rząd Mermithida, zwane struńcami). Są to stosunkowo duże nicienie (samice osiągają długość ciała ponad 20 cm), pasożyty wewnętrzne stawonogów – głównie owadów, rzadziej pajęczaków (37), skorpionów, kosarzy (38, 39), zaleszczotków (40)), jak również mięczaków, pierścienic i skorupiaków (41). Wyróżnia je obecność stichosomu (tylnej, gruczołowej części gardzieli) oraz fakt, że w miarę

rozwoju osobniczego gardziel traci łączność z jelitem środkowym. To ostatnie pełni zresztą rolę narządu kumulującego materiał odżywczy (trofosom), który wykorzystywany jest przez niepobierające pokarmu formy „postpasożytnicze”. Prewalencja zarażeń struńcami u niektórych gatunków może sięgać 8% populacji (42). Mermithidae znane są zarówno z Mygalomorphae, jak i Araneomorphae (43). Bennett i Penney (44) wymieniają listę 59 gatunków pająków, przedstawicieli 21 rodzin, stwierdzonych jako żywicieli tych nicieni, z czego najwięcej doniesień dotyczy rodziny pogońcowatych (Lycosidae). Wciąż jednak pojawiają się doniesienia o występowaniu struńców u kolejnych gatunków (45). Cztery spośród wymienionych rodzin należą do podrzędu Mygalomorphae (Antrrodiaetidae, Hexathelidae, Idiopidae oraz Nemesiidae), jednak w dostępnej autorom literaturze brak jest danych na temat inwazji struńców u Theraphosidae.

Z racji osiąganych przez pasożyta rozmiarów (Meyer [46] donosi o niezidentyfikowanym gatunku długości 19 cm opuszczającym pająka o odwłoku długości 3 mm), zarażony pająk wykazuje zazwyczaj wyraźne deformacje ciała. Najczęściej można stwierdzić powiększony obrys odwłoku (*opisthosoma*), deformacje płytki płciowej (*epigynum*), nogogłaszczków (*pedipalpus*) i odnóży krocnych. Czasami nicien jest na tyle duży, że częściowo umiejscawia się także w głowotułowiu (*prosona*). Wzrost pasożyta powoduje uwstecznięcie i zanik narządów wewnętrznych żywiciela. Dochodzi też do zmian w zachowaniu pająków, które zdecydowanie częściej przebywają w pobliżu zbiorników wodnych, niezbędnych pasożytowi do zamknięcia cyklu życiowego. Po opuszczeniu żywiciela (co wiąże się z jego śmiercią) młodociane formy żyją w środowisku wodnym – przechodzą linienie do postaci dorosłych, kopulują i składają jaja. W przypadku *Aranimermis giganteus* izolowanego od Mygalomorphae z Nowej Zelandii – jaja są połykane przez prowadzące wodny tryb życia postaci młodociane owadów, w których osadzają się w jamie ciała (*hemocoel*) i otorbijają do momentu, aż żywiciel pośredni zostanie zjedzony przez pająka (47). Złożony cykl rozwojowy wykazano jeszcze u *Pheromermis* spp., pasożytów mrówek i os; pozostałe Mermithidae cechuje prosty cykl rozwojowy.

Nicienie określane jako entomopatogenne osiągają zdecydowanie mniejsze rozmiary ciała. Najlepiej znani są przedstawiciele rodzin Steinernematidae oraz Heterorhabditidae (48). Choć nie są ze sobą blisko spokrewnione, ich cykl rozwojowy jest do siebie bardzo zbliżony. Wykazano bardzo szeroką wrażliwość przedstawicieli rzędu Insecta na inwazję pasożytów – sumując

preferencje poszczególnych nicieni, wrażliwe na zakażenie nimi są owady należące do 10 różnych rzędów, między innymi chrząszczy, muchówek, motyli i wciornastków (49). Niektóre mają bardzo szeroki zakres gatunkowy żywicieli, inne wykazują znaczną specyficzność względem gatunku atakowanego owada. Na przykład *Steinernema scapterisci* jest inwazyjny wyłącznie względem południowoamerykańskich turkucy z rodzaju *Scapteriscus*, kuzynów naszego turkucia podjadka (*Grylotalpa grylotalpa*; 50). Nicienie te wykorzystuje się także do zwalczania kleszczy (51). Znane są już ze skamieniałości sięgających 100 mln lat (52).

Mechanizm działania nicieni Steinernematidae i Heterorhabditidae jest inny niż w przypadku Mermithidae. Inwazyjne formy larwalne (L3) wyszukują, prawdopodobnie za pomocą zmysłu powonienia (53), dogodny gatunek stawonoga-żywiciela (zależnie od gatunku poprzez aktywne poszukiwania lub metodą „z zasadzki”), wnikają do jego organizmu poprzez naturalne otwory ciała (między innymi przetchlinki; Steinernematidae) lub aktywnie penetrując jego chitynowy oskórek (Heterorhabditidae). Po wnikięciu do ciała żywiciela umiejscawiają się w hemocelu i uwalniają zmagazynowane w przewodzie pokarmowym symbiotyczne bakterie z rodzaju *Xenorhabdus* (w przypadku Steinernematidae) lub *Photorhabdus* (w przypadku Heterorhabditidae; 54). Bakterie (Gram-ujemne laseczki z rodziny Enterobacteriaceae; 48) bardzo szybko się namnażają, doprowadzając do uogólnionego zakażenia organizmu żywiciela i jego śmierci zazwyczaj w przeciągu 24–48 godzin od wnikięcia nicieni. Jednocześnie wydzielane przez



Ryc. 1. Atrakcyjny wygląd ptaszników, np. *Chromatopelma cyanoapubescentis*, sprawia, że są one coraz powszechniej hodowane hobbystycznie

nie substancje konserwują jego ciało, co umożliwia rozwój nawet trzech kolejnych pokoleń nicieni żerujących na bakteriach i szczątkach owada. Gdy źródło pokarmu wyczerpuje się (7–10 dni w przypadku Steinernematidae, około 15 dni dla Heterorhabditidae), inwazyjne larwy L3 opuszczają zwłoki owada i wywędrówują do gleby, gdzie poszukują kolejnego żywiciela. Larwy są stosunkowo odporne na warunki środowiskowe i posiadają przystosowania do długiego przebywania poza organizmem żywiciela (wielowarstwowy oskórek, zamknięty otwór gębowy, brak połączenia gardzieli z jelitem, granule tłuszczowe stanowiące zapas substancji odżywczych). Doskonałe opracowanie trybu życia tych nicieni znaleźć można w pracy Lewis i wsp. (55).

Specyficzny tryb życia sprawił, iż nicienie te są powszechnie wykorzystywane jako „biopestycydy” – naturalne środki zwalczania szkodliwych gatunków owadów. W Polsce wykorzystuje się je głównie w walce z pędrakami chrabąszczy (*Melolontha* spp.), opuchlakami (*Otiorynchus sulcatus*) w uprawach leśnych, zieleni miejskiej i uprawach polowych, wciornastkami (Thysanoptera) w warunkach szklarniowych oraz ziemiórkami (Sciariidae) w pieczarkarniach. Istnieją także prace nad wykorzystaniem nicieni w zwalczaniu szkodliwych chrząszczy w hodowlach drobiarskich (56). Uznawane są za metodę bezpieczną zarówno dla środowiska, jak i zwierząt kregowych (57), stąd ich przewaga nad tradycyjnymi preparatami chemicznymi. Dodatkowo zwraca się uwagę, iż nicienie pasożytujące na stawonogach występują powszechnie w środowisku, również na terenach silnie zurbanizowanych, w tym wielkomiejskich (58). Jednak niektórzy badacze wskazują, że przy braku odpowiedniej znajomości biologii poszczególnych gatunków ich wykorzystanie może stanowić zagrożenie dla rzadkich i chronionych gatunków stawonogów, np. pachnicy dębowej (*Osmoderma eremita*; 59). Istnieją też pojedyncze doniesienia o możliwości wystąpienia zakażeń wywołanych przez bakterie *Photorhabdus* spp. u ludzi, w tym ograniczonych zakażeń skóry i tkanki podskórnej, jak również uogólnionych bakteriemii (60, 61). W co najmniej 3 przypadkach rany te wynikały z kontaktu z pająkiem (61, 62), jednak badania wykazały różnice między izolatami pochodzącymi z ran od tych pochodzących z nicieni entomopatogennych.

Dotychczas doniesienia o występowaniu Steinernematidae bądź Heterorhabditidae u pająków były bardzo rzadko odnotowywane. Bathon (63) wykazał inwazyjność *Heterorhabditis bacteriophora* w warunkach laboratoryjnych, z kolei w pracy Anes i Ganguly (64) wykazano, że nawet znaczna koncentracja nicieni

powoduje maksymalnie 30-proc. śmiertelność u narażonych na ekspozycję pająków *Neoscona theisi*. Poinar i Thomas (57, 65) wymieniają wśród gatunków wrażliwych nasosznika trzęsia (*Pholcus phalangioides*), czarną wdowę (*Latrodectus mactans*) i *Pirata* spp., przy czym w żadnym z tych żywicieli nie doszło do namnożenia się pasożytów. Kucharski i wsp. (66) donoszą o występowaniu Steinernematidae na ptasznikach utrzymywanych w krajowych hodowlach. Z obserwacji własnych jednego z autorów wynika, że różne gatunki ptaszników zdają się być także odporne na inwazję *Steinernema feltiae*, wykorzystywanych w biopreparatach do zwalczania ziemiórek.

W ostatnich latach szczególnym zagrożeniem dla utrzymywanych w hodowlach ptaszników wydają się drobne (do 3 mm długości) nieoznaczone co do gatunku nicienie, zidentyfikowane jako przedstawiciele rodziny Panagrolaimidae (rząd Rhabditida). Należą do niej gatunki o bardzo szerokiej amplitudzie ekologicznej – spotyka się wśród nich formy wykazujące rozdzielność płciową, hermafrodytyzm, jak również rozmnażające się bezpłciowo (67). W większości są to wolno żyjące nicienie żywiące się bakteriami, znane są jednak gatunki entomopatogenne, związane z chrząszczami z podrodziny kornikowatych Scolytinae (rodzina ryjkowcowate Curculionidae; 68). Niektóre z nich cechuje wytrzymałość na ekstremalne warunki środowiskowe. Zasiadający antarktyczne tereny *Panagrolaimus davidi*, przechodząc w stan kryptobiozy jest w stanie przetrwać w środowisku o wilgotności względnej 0% (69). Gatunek ten jest również w stanie przetrwać całkowite zamarznięcie (70). *Halicephalobus mephisto* został odkryty w 2011 r. w datowanych na 12 tys. lat wodach kopalni złota pasma Witwatersrand w Republice Południowej Afryki na głębokości ponad 3,5 km pod powierzchnią ziemi, co czyni go najgłębiej występującym organizmem wielokomórkowym (71). Przedstawicielem rodziny jest też węgorek octowy (*Turbatrix acetii*), znany z możliwości przetrwania w środowisku o bardzo niskim pH.

Chyba najbardziej znanym z weterynaryjnego punktu widzenia przedstawicielem Panagrolaimidae jest występujący kosmopolitycznie *Halicephalobus gingivalis* – fakultatywny pasożyt koniowatych: koni (72, 73, 74, 75, 76, 77), zebr (78), osłów (72) i ludzi (79). Istnieją doniesienia sugerujące możliwość wystąpienia inwazji także u krów (80). Zazwyczaj jest nicieniem wolno żyjącym, zasiedlającym wilgotną glebę i sterty kompostu lub obornika, jednak w rzadkich przypadkach może wniknąć do organizmu ssaków, zapewne poprzez uszkodzoną błonę śluzową jamy ustnej lub nosowej. W ustroju rozprzestrzenia się najprawdopodobniej drogą

hematogeną, kolonizując niemal wszystkie narządy, głównie mózg i opony mózgowo-rdzeniowe, nerki, żuchwę, szczękę, gałki oczne, a także jądra, wątrobę, serce, przytarczycę, węzły chłonne czy skórę. W tkankach żywiciela nicienie namnażają się bardzo szybko drogą partenogenezy, powodując silne uszkodzenia opianowanego narządu. Objawy kliniczne uzależnione są od tego, które narządy zostały opianowane przez pasożyta, i obejmują najczęściej: różnego typu objawy neurologiczne, deformacje w obrębie kości żuchwy i szczęki oraz ślepotę. Histopatologicznie stwierdza się w zajętych tkankach bardzo liczne formy larwalne oraz dojrzałe samice długości 200–300 µm i szerokości 11–20 µm. Bardzo często diagnozę potwierdza się dopiero badaniem pośmiertnym. Należy zwrócić uwagę, że chociaż dotychczas opisano zaledwie kilka przypadków inwazji *Halicephalobus gingivalis* u ludzi, wszystkie zakończyły się śmiercią pacjentów (79). Skrajnie wysoka śmiertelność cechuje też inwazje u koniowatych – spośród blisko 70 opisanych w literaturze przypadków inwazji *Halicephalobus gingivalis*, w zaledwie trzech przypadkach inwazja nie zakończyła się śmiercią zwierzęcia (81, 82, 83). Wszystkie jednak dotyczyły miejscowych, ograniczonych inwazji, przy czym w przypadku ogiera, u którego inwazja przebiegała w postaci zapalenia napletka, nie udało się doprowadzić do pełnego wyleczenia i w pięć miesięcy po przeprowadzonej kuracji zmiany skórne nadal były obecne, a biopsja wykazała w nich obecność nicieni. Badania *in vitro* wykazały znaczną oporność *H. gingivalis* na iwermektynę i tiabendazol (84).

Przypadki inwazji nieoznaczonych dotychczas co do gatunku nicieni z rodziny Panagrolaimidae u ptaszników notuje się coraz częściej w hodowlach na całym świecie. Doniesienia pochodzą zarówno z Ameryki Północnej, jak i Europy. Praktycznie wszystkie gatunki wydają się wrażliwe na zakażenie – nematodozy opisano u gatunków wywodzących się zarówno z kontynentu amerykańskiego, jak i ptaszników azjatyckich czy afrykańskich, prowadzących naziemny, jak i nadrzewny tryb życia, u osobników od pokoleń rozmnażanych w hodowli, jak i u osobników pochodzących z odłwu ze środowiska naturalnego (88). Po wprowadzeniu zarażonego ptasznika do hodowli choroba może się szybko rozprzestrzeniać pomiędzy poszczególnymi terrariami. Nie jest znana droga zarażenia, najczęściej sugeruje się jednak, że żywicielem pośrednim lub po prostu mechanicznym wektorem mogą być muchówki z rodziny zadowatych (Phoridae), powszechnie występujące owady komensaliczne lub larwy mącznika młynarka (*Tenebrio molitor*), stosowane jako pokarm dla pająków.



Ryc. 2. *Lasiodora parachybana* ze schwytanym karaczanem. U pająków cierpiących z powodu inwazji nicieni z rodziny Panagrolaimidae szczękoczułki ulegają porażeniu, w związku z czym chwytanie zdobyczy staje się niemożliwe



Ryc. 3. Charakterystyczna biała wydzielina w okolicy otworu gębowego u *Brachypelma klaasi* porażonego przez nicienie

Zwracano również uwagę na zoonotyczny potencjał nicieni (biorąc pod uwagę opisanego poprzednio *H. gingivalis*), nie został on jednak dotychczas potwierdzony (Pizzi, komunikacja prywatna).

Nieznany jest okres prepatentny inwazji ani czas trwania cyklu rozwojowego interesujących nas nicieni. Z doświadczenia wiadomo, że okres od wprowadzenia osobnika podejrzanego o nosicielstwo do hodowli do wystąpienia pierwszych objawów inwazji u innych osobników waha się od kilku tygodni nawet do kilku miesięcy. W związku z domniemanym przenoszeniem nicieni przez muchówki, inwazja może bardzo szybko rozprzestrzenić się w pomieszczeniach hodowli i niekiedy nawet umieszczenie pająków w osobnych pokojach nie daje rezultatów. Dodatkowo sprzyja temu brak higieny w hodowli, rzadkie usuwanie resztek pokarmowych, niezbyt częste wymywanie podłoża oraz brak sterylizacji narzędzi używanych do obsługi i karmienia ptaszników.

Pierwsze objawy inwazji są nieswoiste. Uwagę hodowcy zwracają pozostające

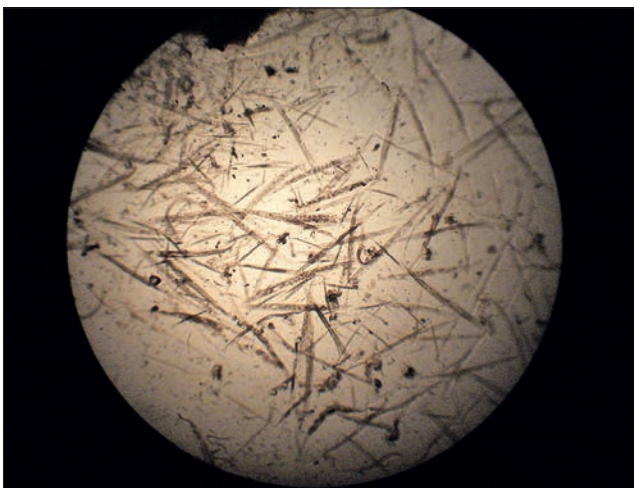
w terrarium żywe owady karmowe, jednak jest to objaw często bagatelizowany, ponieważ wiązany jest ze zbliżającą się wylinką. Obecność nicieni powoduje paraliż szczękoczułków (*chelicerae*), przez co pająk staje się niezdolny do polowania (**ryc. 2**). Prosty testem na odróżnienie paraliżu od anoreksji związanej z wylinką jest drażnienie zwierzęcia – ptasznik w pozycji obronnej wysuwa szczękoczułki. Jeśli pozostają one nieruchome może być to oznaką inwazji.

Kolejnym dość nieswoistym objawem jest podkurczanie nogogłaszczków. Zarażone okazy często podkurczają pierwszą i drugą parę odnóży krocnych pod siebie, jednak zdrowe ptaszniki często przyjmują podobną pozycję podczas czyszczenia kończyn. W takiej sytuacji wystarczy delikatnie potrząsnąć pojemnikiem z ptasznikiem. Zdrowy ptasznik zawsze opuści wszystkie kończyny, łącznie z nogogłaszczkami, w celu utrzymania równowagi.

Warto zaznaczyć, że zarażone zwierzę nie pobiera pokarmu przez dłuższy czas, co w zależności od wieku i gatunku prowadzi

do wyniszczenia w ciągu kilku tygodni do kilku miesięcy. Najbardziej charakterystyczny objaw pojawia się, niestety, w fazie terminalnej, gdy inwazja rozprzestrzeniła się już po całej hodowli. Wokół otworu gębowego ptasznika pojawia się biała wydzielina (**ryc. 3**), a w pojemniku (terrarium) charakterystyczny słodkawy zapach. Po przeprowadzeniu wydzieliny bezpośrednio na szkiełku podstawowym lub w kropli wody widoczne są nicienie osiągające długość od 0,5 do 3 mm (**ryc. 4, 5**). W badaniach mikroskopowych tkanek martwych pająków wykazuje się obecność wtórnych zakażeń bakteryjnych (89), jak również obecność nicieni w tkankach głowotułowia i płucotchawkach, które ulegają znacznemu uszkodzeniu (91).

Pierwsze upadki pojawiają się zazwyczaj po kilku tygodniach od wprowadzenia pająka-nosiciela do hodowli, a ze względu na niespecyficzne objawy inwazja zostaje zauważona dość późno. Może to skutkować ogromnymi stratami zwłaszcza w hodowlach profesjonalnych, które mają powyżej kilkudziesięciu samic.



Ryc. 4. Bardzo liczne nicienie widoczne po rozcięczeniu na szkiełku wydzieliny pobranej od pająka z ryc. 3



Ryc. 5. Widok dwu nicieni; warto zwrócić uwagę na różnicę wielkości

Do tej pory nie opracowano i nie opublikowano żadnego skutecznego leczenia. W internecie można znaleźć artykuły, których autorzy przedstawiają nieliczne doniesienia o próbach zwalczania inwazji przy użyciu chemioterapeutyków i leków przeciwpasożytniczych. Jak dotąd nieskuteczne okazało się stosowanie oksfendazolu, fenbendazolu, enrofloksacyny i trimeprimu (88), potwierdziły to także nasze osobiste doświadczenia i obserwacje przeprowadzone między innymi na zarażonych samicach z gatunków *Ephobopus murinus* i *Brachypelma klaasi*. Istnieje doniesienie z 2011 r. o udanej terapii samicy z gatunku *Grammostola rosea* zakładające stosowanie cefotaksymu w połączeniu z fenbendazolem stosowane wokół otworu gębowego przez 3–5 dni (<http://giantspiders.com/article12/>).

W związku z brakiem potwierzonego skutecznego leczenia, jedynym sposobem zatrzymania inwazji jest uśmiercenie ptaszników wykazujących objawy i usunięcie ich szczątków z hodowli, a następnie dokładna dezynfekcja wszystkich terrariów oraz wymiana podłoża. Jako humanitarny sposób eutanazji Pizzi (89) zaleca najpierw znieczulenie pająka gazem anestetycznym (np. izofluranem) w komorze, a następnie zatopienie go w 70-proc. roztworze etanolu. Metoda ta umożliwia uzyskanie zdalnych do badania próbek w przypadku ewentualnych późniejszych badań histopatologicznych.

Zapobieganie inwazji jest stosunkowo proste, lecz pracochłonne. Pierwszą podstawową zasadą jest ograniczenie populacji muchówek, będących wektorami dla nicieni. Jak zauważyliśmy, chorobie często towarzyszy duża liczba muchówek w pomieszczeniach hodowlanych. Przedstawiciele rodziny zadrowatych żerują na resztkach pokarmu pozostawionych przez ptaszniki, tak więc podstawową zasadą jest utrzymanie higieny w pojemnikach hodowlanych i regularne usuwanie resztek. Niedopuszczalne natomiast jest przekładanie niezjedzonej „karmówki” do innych terrariów. Przydatne są również lepy na muchy. Drugim krokiem jest zachowanie minimum dwumiesięcznej kwarantanny nowych osobników w hodowli, co, niestety, jest trudne w przypadku krótko żyjących dorosłych samców. Nowo przybyłe ptaszniki należy umieścić w odizolowanym pomieszczeniu, a do ich obsługi używać oddzielnych narzędzi. Wówczas skuteczność zapobiegania inwazji nicieni jest stosunkowo wysoka i pozwala na rozwój hodowli zarówno profesjonalnej, jak i hobbystycznej.

Nie wszystkie nicienie związane z pacjentami użnać należy za ich pasożyty. Przedstawiciele rodzaju *Rhabditophanes* są wolno żyjącymi, saprofitycznymi nicieniami, których larwy przetrwalnikowe (dauer

larva) przyczepiają się do powierzchni ciała stawonogów i są przez nie przenoszone na znaczne odległości (91, 92).

Piśmiennictwo

- Lewbart G.A.: *Invertebrate Medicine*. Blackwell Publishing, 2006.
- Bond J.E., Hendrixon B.E., Hamilton Ch.A., Hedin M.: A Reconsideration of the Classification of the Spider infraorder Mygalomorphae (Arachnida: Araneae) Based on Three Nuclear Genes and Morphology. *Plos. One* 2012, 7.
- Sanap R.V., Mirza Z.A.: A new iridescent tarantula of the genus *Thrigmopoeus* Pocock 1899 from Western Ghats, India. *C. R. Biol.* 2014, 337, 480–486.
- Mendoza Marroquin J.L.: *Psalmopoeus victori*, the first arboreal theraphosid spider described for Mexico (Araneae: Theraphosidae: Aviculariinae). *Rev. Mex. Biodiv.* 2014, 85, 728–735.
- Bertani R., Bichuette M.E., Pedroso D.R.: *Tmesiphantes hypogaeus* sp.nov. (Araneae, Theraphosidae), the first troglodytic tarantula from Brazil. *Ann. Acad. Bras. Cienc.* 2013, 85, 235–243.
- Gonzalez-Filho H.M.O., Brescovit A.D., Lucas S.M.: A new species of *Tmesiphantes* (Araneae, Theraphosidae) from the state of Pará, Brazil. *Iheringia. Sér. Zool.* 2014, 104, 223–227.
- Bertani R., Huff J.: *Avicularia rickwesti* sp.nov. a remarkable new species of Avicularia (Theraphosidae: Aviculariinae) from Dominican Republic. *Zoologia* 2013, 30, 333–337.
- Raven R.J.: A new tarantula species from northern Australia (Araneae, Theraphosidae). *Zootaxa* 2005, 1004, 15–28.
- Ferretti N., Barneche J.: Description of two new species of *Plesiopelma* (Araneae, Theraphosidae, Theraphosinae) from Argentina. *Iheringia Sér. Zool.* 2013, 103, 374–380.
- Siliwal M., Gupta N., Raven R.: A new genus of the family Theraphosidae (Araneae, Mygalomorphae) with description of three new species from the Western Ghats of Karnataka, India. *J. Threatened Taxa* 2012, 14, 3233–3254.
- Dunlop J.A., Harms D., Penney D.: A fossil tarantula (Araneae: Theraphosidae) from Miocene Chiapas amber, Mexico. *Rev. Iber. Aracnol.* 2008, 15, 9–17.
- Decae A.E.: Patterns of distribution and diversity in European mygalomorph spiders. *Proceedings of the 24th European Congress of Arachnology*, Brno, 2008.
- Ibler B., Michalik P., Fischer K.: Factors affecting lifespan in bird-eating spiders (Arachnida: Mygalomorphae, Theraphosidae) – A multi-species approach. *Zoologischer Anzeiger – J. Comp. Zool.* 2013, 253, 126–136.
- Jaeger P.: A new species of *Heteropoda* (Araneae, Sparassidae, Heteropodinae) from Laos, the largest huntsman spider? *Zoosystema*. 2001, 23, 461–465.
- Fuchs J., von Dechend M., Mordasini R., Ceschi A., Nentwig W.: A verified spider bite and a review of the literature confirm Indian ornamental tree spiders (Poecilotheria species) as underestimated theraphosids of medical importance. *Toxicon*. 2014, 77, 73–77.
- Ahmed N., Pinkham M., Warrell D.A.: Symptom in search of a toxin: muscle spasms following bites by Old World tarantula spiders (*Lampyris nigerrima*, *Pterinochilus murinus*, *Poecilotheria regalis*) with review. *QJM*. 2009, 102, 851–857.
- Isbister G.K., Seymour J.E., Gray M.R., Raven R.J.: Bites by spiders of the family Theraphosidae in humans and canines. *Toxicon*. 2003, 41, 519–524.
- Srugo I., Aroch I., Bruchim Y.: Anaphylactic reaction to a spider (*Chaetopelma aegyptiaca*) bite in a dog. *Isr. J. Vet. Med.* 2009, 64, 84–87.
- Hsu Ch.-K., Hsu M.M.-L., West R.C., Chu Y.-I: Skin injury caused by urticating hair of tarantula. *Dermatol. Sinica*. 2007, 25, 232–235.
- Blaikie A.J., Ellis J., Sanders R., MacEwen C.J.: Eye disease associated with handling pet tarantulas: three case reports. *BMJ*. 1997, 314, 1524–1525.
- McAnena L., Murphy C., O'Connor J.: "Tarantula Keratitis" a case report. *Ir. J. Med. Sci.* 2013, 182, 349–350.
- Sandboe F.D.: Spider keratouveitis. A case report. *Acta Ophthalmol. Scand.* 2001, 79, 531–532.
- Castro F.E., Antila M.A., Croce J.: Occupational allergy caused by urticating hair of Brazilian spider. *J. Allergy. Clin. Immunol.* 1995, 95, 1282–1285.
- Wunderlich J.: Fossil jumping spiders (Araneae: Salticidae) in Baltic and Dominican amber with remarks on Salticidae subfamilies. *Beitrage fur Araneologie*. 2004, 3B, 1761–1819.
- Poinar G.O. jr.: New fossil nematodes in Dominican and Baltic amber. *Nematology*. 2012, 14, 483–488.
- Poinar G.O. jr.: *Heydenius araneus* n.sp. (Nematoda: Mermithidae), a parasite of a fossil spider; with an examination of helminths from extant spiders (Arachnida: Araneae). *Inv. Biol.* 2000, 119, 388–393.
- Poinar G.O.: Fossil evidence of spider parasitism by Ichneumonidae. *J. Arachnol.* 1986, 14, 399–400.
- Wiśniowski B.: *Spider-hunting wasps (Hymenoptera: Pompilidae) of Poland*. Ojców National Park Poland, 2009.
- Korenko S., Pekár S.: Parasitoid Wasp induces Overwintering Behaviour in its Spider Host. *PLoS One*. 2011, 6.
- Eberhard W.G.: Recovery of spiders from the effects of parasitic wasps: implications for fine-tuned mechanisms of manipulation. *Animal Behaviour*. 2010, 79, 375–383.
- Vincent, L.S.: The first record of a tachinid fly as an internal parasitoid of a spider (Diptera: Tachinidae; Araneae: Aradidae). *Pan-Pacific Entomologist*, 1985, 61, 224–235.
- Fernando M.C.: Some parasites of spider eggs. *Journal of Arts Science and Letters*. 1985, 13, 111–124.
- Kessler A., Fokkinga A.: Hymenopterous parasites in egg sacs of spiders of the genus *Pardosa* (Araneae, Lycosidae). *Tijdschrift Voor Entomologie*. 1973, 116, 43–61.
- Welbourn W.C., Young O.P.: Mites parasitic on spiders with a description of a new species of *Eutrombidium* (Acari, Eutrombididae). *J. Arachnol.* 1988, 16, 373–385.
- Maśán P., Simpson Ch., Perotti M.A., Braig H.R.: Mites parasitic on Australian and African spiders found in the pet trade; a re-description of *Ijungiha pullei* Womersley. *PLoS One*. 2012, 7.
- Błaszczak Cz., Skoracki M.: *Typ: Nitnikowce – Nematomorpha W: Błaszczak Cz.: Zoologia. Bezkręgowce. Tom 1 cz. 1. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa 2014.*
- Vandergast A.G., Roderick G.K.: Mermithid parasitism of Hawaiian Tetragnatha spiders in a fragmented landscape. *J. Invertebr. Pathol.* 2003, 84, 128–136.
- Poinar G.O.: Mermithid (Nematoda) parasites of spiders and harvestmen. *J. Arachnol.* 1985, 13, 121–128.
- Poinar G.O., Čurčić B.P.M., Karaman I.M., Cokendolpher J.C., Mitov P.G.: Nematode parasitism of harvestmen. *Nematology*. 2000, 2, 587–590.
- Poinar G.O., Čurčić B.P.M.: Parasitism of pseudoscorpions (Arachnida) by Mermithidae (Nematoda). *J. Arachnol.* 1992, 20, 64–66.
- Poinar G. jr., Latham A.D.M., Poulin R.: *Thaumamermis zealandica* n.sp. (Mermithidae: Nematoda) parasitising the intertidal marine amphipod *Talorchestia quoyana* (Talitridae: Amphipoda) in New Zealand, with a summary of mermithids infecting amphipods. *Systematic Parasitology*. 2002, 53, 227–233.
- Allard C., Robertson M.W.: Nematode and dipteran endoparasites of the wolf spider *Pardosa milvina* (Araneae, Lycosidae). *J. Arachnol.* 2003, 31, 139–141.
- Rodrigues T., Álvares É.S.S., Machado É.O., Maria M.: New records of the family Mermithidae (Nematoda) as parasitoids of spiders (Arachnida: Araneae) in Brazil and Peru. *Revista Iberica de aracnologia*. 2005, 12, 119–120.
- Penney D., Bennett S.P.: First unequivocal Mermithid-Linyphiid (Araneae) parasite-host association. *J. Arachnol.* 2006, 34, 273–278.
- Zamani A.: First report of a mermithid nematode parasitizing the crab spider *Heriades spinipalpus* (Araneae: Thomisidae). *Acta Arachnol.* 2014, 63, 63–64.
- Meyer M.: New record of a parasitoid worm (Mermithidae, Nematoda) in a spider of the genus *Trochsa* (Lycosidae). *Arachnologische Mitteilungen*. 2014, 48, 13–15.
- Poinar G.O. jr., Early J.W.: *Aranimeris giganteus* n.sp. (Mermithidae: nematode), a parasite of New Zealand mygalomorph spiders (Araneae: Arachnida). *Revue Nématol.* 1990, 13, 403–410.
- Stock S.P., Blair H.G.: Entomopathogenic nematodes and their bacterial symbionts: the inside out of a mutualistic association. *Symbiosis*. 2008, 46, 65–75.
- Dzięgielewska M., Erlichowski T.: Wykorzystanie nicieni owadobójczych do biologicznego zwalczania szkodników glebowych w uprawach rolniczych. *Ziemiak Polski*. 2010, 4, 31–34.
- Nguyen K.B., Smart G.C. jr.: *Steinernema scapterisci* n. sp. (Rhabditida: Steinernematidae). *J. Nematol.* 1990, 22, 187–199.
- Monteiro C.M.O., Matos R.S., Araújo L.X., Perinotto W.M.S., Bittencourt V.R.E.P., Dolinski C., Prata M.C.A.: First report of pathogenicity of entomopathogenic nematodes of the genus *Heterorhabditis* on partially engorged females of *Dermatocentor nitens* (Acari: Ixodidae). *Biological Control* 2014, 69, 78–81.
- Poinar G.O. jr.: Evolutionary History of Terrestrial Pathogens and Endoparasites as Revealed in Fossils and Subfossils. *Advances in Biology*, 2014.

53. Dillman A.R., Guillermin M.L., Lee J.H., Kim B., Sternberg P.W., Hallem E.A.: Olfaction shapes host-parasite interactions in parasitic nematodes. *Proc. Natl. Acad. Sci. U S A.* 2012, **109**, 2324–2333.
54. Kowalska J.: Wzajemne powiązania pomiędzy nicieniami owadobójczymi, owadami i bakteriami oraz ich wykorzystanie w praktyce. *Wiad. Parazytol.* 2006, **52**, 93–98.
55. Lewis E.E., Campbell J., Griffin Ch., Kaya H., Peters A.: Behavioral ecology of entomopathogenic nematodes. *Biological Control* 2006, **38**, 66–79.
56. Pezowicz E.: Nicienie owadobójcze jako czynnik zmniejszający liczebność populacji pleśniakowca lśniącego (*Alphitobius diaperinus* Panzer) w brojlerniach. Rozpr. Nauk. Monogr. Wyd. SGGW, Warszawa 2005.
57. Poinar G.O. jr.: Non-insect hosts for the entomogenous rhabditoid nematodes Neoplectana (Steinernematidae) and Heterorhabditis (Heterorhabditidae). *Revue Nématol.* 1989, **12**, 423–428.
58. Dziegielewska M.: Nicienie owadobójcze (Steinernematidae, Heterorhabditidae) jako naturalny czynnik oporu środowiska w warunkach miejskich. *Proceedings of EC Opole.* 2008, **2**, 433–437.
59. Kucharska K., Kucharski D., Pezowicz E.: Entomopathogenic nematodes in agriculture-potential threat to protected beetle species. *Annals of Warsaw University of Life Sciences – SGGW. Animal Science.* 2009, **46**, 205–209.
60. Gerrard J.G., McNevin S., Alfredson D., Forgan-Smith R., Fraser N.: Photorhabdus species: bioluminescent bacteria as emerging human pathogen? *Emerg. Infect. Dis.* 2003, **9**, 251–254.
61. Peel M.M., Alfredson D.A., Gerrard J.G., Davis J.M., Robson J.M., McDougall R.J., Scullie B.L., Akhurst R.J.: Isolation, identification and molecular characterization of strains of Photorhabdus luminescens from infected humans in Australia. *J. Clin. Microbiol.* 1999, **37**, 3647–3653.
62. Farmer J.J. 3rd, Jorgensen J.H., Grimont P.A., Akhurst R.J., Poinar G.O. jr, Ageron E., Pierce G.V., Smith J.A., Carter G.P., Wilson K.L.: Xenorhabdus luminescens (DNA Hybridization Group 5) from Human Clinical Specimens. *J. Clin. Microbiol.* 1989, **27**, 1594–1600.
63. Bathon H.: Impact of entomopathogenic nematodes on non-target hosts. *Biocontrol Science and Technology.* 1996, **6**, 421–434.
64. Anes K.M., Ganguly S.: Effect of Entomopathogenic Nematodes (Nematoda: Rhabditida) on Earthworms, Spiders and ants. *Res. J. Agric. Forest. Sci.* 2015, **3**, 19–22.
65. Poinar G.O. jr, Thomas G.M.: Laboratory infection of spiders and harvestmen (Arachnida: Araneae and Opiliones) with Neoplectana and Heterorhabditis Nematodes (Rhabditoidea). *J. Arachnol.* 1985, **13**, 297–302.
66. Kucharski D., Kucharska K., Pezowicz E., Skowronek J., Drożdżał T.: Stwierdzenie pasożytniczych nicieni w krajowych hodowlach pajaków. *II Ogólnopolska Konferencja Młodych Naukowców ARTHROPOD, Katowice*, 2013.
67. Lewis S.C., Dyal L.A., Hilburn C.F., Weitz S., Liau W.S., LaMunyon C.W., Denver D.R.: Molecular evolution in Panagrolaimus nematodes: origins of parthenogenesis, hermaphroditism and the antarctic species P.davidi. *BMC Evolutionary Biology.* 2009, **9**.
68. Varaprasad K.S., Balasubramanian S., Diwakar B.J., Rao C.V. R.: First report of an entomogenous nematode, Panagrolaimus sp., from coffee-berry borer, Hypothenemus gampei (Ferrari) from Karnataka, India. *Plant Protection Bulletin.* 1994, **46**, 34.
69. Wharton D.A., Barclay S.: Anhydrobiosis in the free-living antarctic nematode Panagrolaimus davidi (Nematoda: Rhabditida). *Fundam. Appl. Nematol.* 1993, **16**, 17–22.
70. Wharton D., Ferns D.: Survival of intracellular freezing by the antarctic nematode Panagrolaimus davidi. *J. Exp. Biol.* 1995, **198**, 1381–1387.
71. Borgonie G., García-Moyano A., Litthauer D., Bert W., Bester A., van Heerden E., Möller C., Erasmus M., Onstott T.C.: Nematoda from the terrestrial subsurface of South Africa. *Nature.* 2011, **474**, 79–82.
72. Fonderie P., de Vries C., Verryken K., Ducatelle, Moens T., van Loon G., Bert W.: Maxillary Granulomatous Inflammation caused by Halicephalobus gingivalis (Nematoda) in a Connemara Mare in Belgium. *J. Equine Vet. Sci.* 2013, **33**, 186–190.
73. Henneke Ch., Jespersen A., Jacobsen S., Nielsen M.K., McEvoy E., Jensen H.E.: The distribution pattern of Halicephalobus gingivalis in a horse is suggestive of a haematogenous spread of the nematode. *Acta Vet. Scand.* 2014, **56**.
74. Berrocal A., Oliveira J.B.: Halicephalus gingivalis in two horses from Honduras and Costa Rica. *Vet. Pathol.* 2011, **48**, E16.
75. Kinde H., Mathews M., Ash L., Leger J.S.: Halicephalobus gingivalis (H.deletrix) infection in two horses in southern California. *J. Vet. Diagn. Invest.* 2000, **12**, 162–165.
76. De Sant' Ana F.J.F. et al.: Granulomatous meningoencephalitis due to Halicephalobus gingivalis in a horse. *Braz. J. Vet. Pathol.* 2012, **5**, 12–15.
77. Gracia-Calvo L.A., Martín-Cuervo M., Durán M.E., Viéitez V., Serrano F., Jiménez J., Ezquerro L.J.: Maxillary osteomyelitis due to Halicephalobus gingivalis and fatal dissemination in a horse. *Arch. Med. Vet.* 2014, **46**, 407–411.
78. Isaza R., Schiller C.A., Stover J., Smith P.J., Greiner E.C.: Halicephalus gingivalis (Nematoda) infection in Gravys zebra (Equus grevyi). *J. Zoo. Wildl. Med.* 2000, **31**, 77–81.
79. Papadi B., Boudreaux C., Tucker J.A., Mathison B., Bishop H., Eberhard M.E.: Halicephalobus gingivalis: A Rare Cause of Fatal Meningoencephalomyelitis in Humans. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 2013, **88**, 1062–1064.
80. Montgomery D., O'Toole D.: Neurologic disease in a cow in Big Horn Basin due to a free-living nematode. *Wyoming State Veterinary Laramie: Laboratory Newsletter.* 2006, 3–4.
81. Pearce S.G., Bouré L.P., Taylor J.A., Peregrine A.S.: Treatment of a granuloma caused by Halicephalobus gingivalis in a horse. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 2001, **219**, 1735–1738.
82. Muller S., Grzybowski M., Sager H., Bornand V., Brehm W.: A nodular granulomatous posthitis caused by Halicephalobus sp. in a horse. *Vet. Dermatol.* 2008, **19**, 44–48.
83. Berrocal A., Aguilar Chavarria A., Oliveira J.B.: Unusual nodular cutaneous presentation of Halicephalobus gingivalis in a mare. *Annual Meeting American Veterinary Pathology.* Montreal, Canada. 2013.
84. Fonderie P., Bert W., Hendrickx F., Houthoofd V., Moens T.: Anthelmintic tolerance in free-living and facultative parasitic isolates of Halicephalobus (Panagrolaimidae). *Parasitology.* 2012, **139**, 1301–1308.
85. Mayer J., Donelly T.M.: *Clinical Veterinary Advisor, Birds and Exotic Pets.* Saunders. 2013.
86. Noordam A.P., Samson R.A., Sudhaus W.: Fungi and nematoda on Centromerus sylvaticus (Araneae, Linyphiidae). *Proceedings of the 17th European Colloquium of Arachnology,* Edinburgh 1997.
87. Curčić B.P., Sudhaus W., Dimitrijević R.N., Makarov S.E., Tomić V.T.: Rhabditophanes schneideri (Rhabditida) phoretic on a cave pseudoscorpion. *J. Invertebr. Pathol.* 2008, **99**, 254–256.
88. Pizzi R. Parasites of Tarantulas (Theraphosidae). *J. Ex. Pet. Med.* 2009, **18**, 282–288.
89. Pizzi R., Carta L., George S.: Oral nematode infection of tarantulas. *Vet. Rec.* 2003, **22**, 695.
90. Tansley G.: Nematodes Worms and Tarantulas. *British Tarantula Society Journal* 2003, **18**, 118–122.
91. Noordman A.P., Samson R.A., Sudhaus W.: Fungi and nematoda on Centromerus sylvaticus. *Proceedings of the 17th European Colloquium of Arachnology,* 1997, Edinburgh.
92. Curčić B.P., Sudhaus W., Dimitrijević R.N., Makarov S.E., Tomić V.T.: Rhabditophanes schneideri (Rhabditida) phoretic on a cave pseudoscorpion. *J. Invertebr. Pathol.* 2008, **99**, 254–256.