

Infestations with the nematodes in domestic and laboratory rodents and lagomorphs

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

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

Keywords: rodents, lagomorphs, pinworms, nematodes.

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

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

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

Dawid Jańczak¹, Karolina Barszcz², Danuta Cielecka¹

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

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

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

Rodzaj *Syphacia*

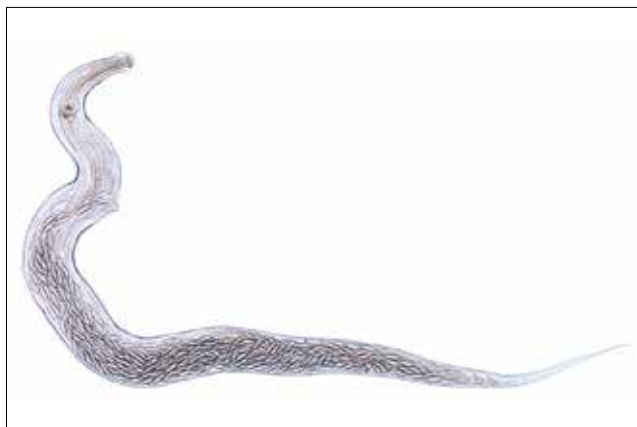
Dwa gatunki z rodziny Oxyuridae *Syphacia obvelata* i *S. muris* należą do najczęściej notowanych owsików u hodowanych gryzoni.

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

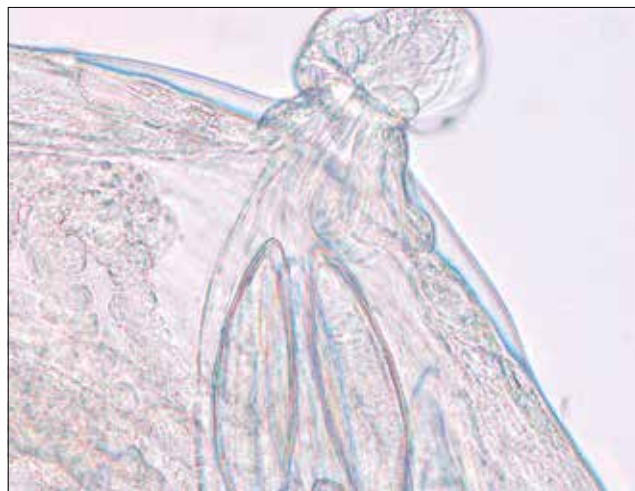
Ekstensywność inwazji może być wysoka, w przebadanych populacjach myszy laboratoryjnych sięgała powyżej 90% (8), a w przypadku chomików pochodzących ze sklepów zoologicznych wynosiła nawet 40% (9). Udowodniono eksperymentalnie, iż *S. obvelata* może przenosić się między różnymi gatunkami gryzoni (10).

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

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



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



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

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

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

Rodzaj *Aspiculuris*

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

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

Tabela 1. Gatunki nicieni z rodziny Oxyuridae i ich żywiciela

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

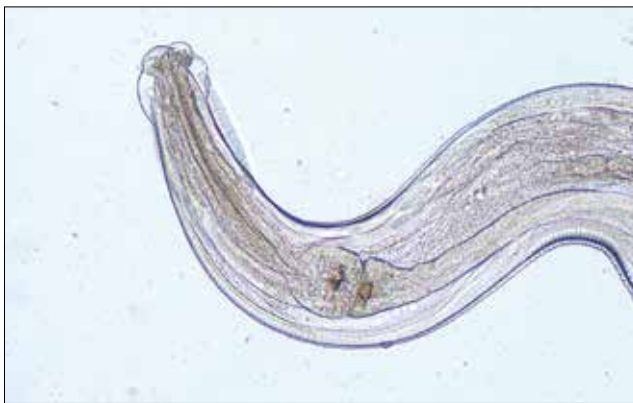
Samce dojrzewają w ciągu 20 dni, a samice 23 dni, zatem okres prepatentny wynosi 23 dni (11). Aby złożyć jaja, dojrzale samice przemieszczają się do okrężnicy zstępującej. Składanie jaj jest przerywane lub okresowe, jednakże nie odnotowano regularnej cykliczności. Najwięcej jaj samice rodzą tuż przed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

Rodzaj *Dentostomella*

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

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

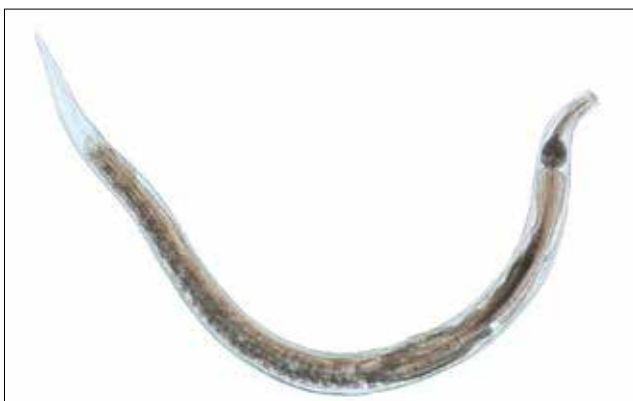
Cykl rozwojowy pasożyta jest prosty. Do zarażenia dochodzi poprzez zjedzenie inwazyjnych jaj, z których w jelicie cienkim wykluwają się larwy. Te, po osiągnięciu dojrzałości płciowej, przemieszczają się do okrężnicy, gdzie rodzą jaja. Okres prepatentny wynosi 25–29 dni (4, 5, 14). Jaja wydalane wraz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



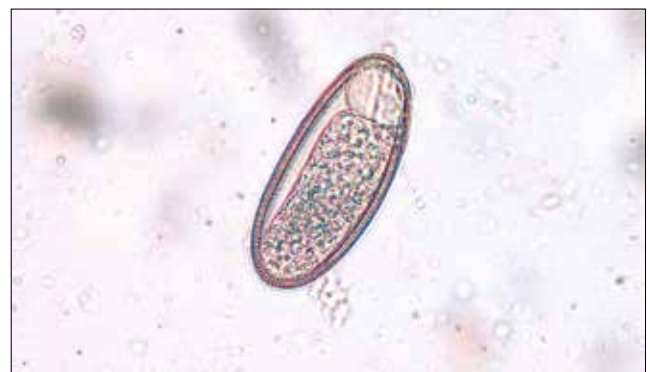
Ryc. 3. Część przednia ciała samicy *Syphacia obvelata*. Widoczny apikalnie położony otwór gębowy otoczony wargami oraz pęcherzykowatymi fałdami oskórka. Gardziel w tylnej części ma kuliste rozszerzenie (*bulbus*) (fot. Dawid Jańczak)



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



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



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



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

Rodzaj *Passalurus*

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

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

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

Objawy kliniczne

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

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

Diagnostyka

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

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

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

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

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

Tabela 3. Cechy morfologiczne jaj owsików oraz metody ich uzyskiwania

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

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

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

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

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

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

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

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

Profilaktyka i leczenie

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

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

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

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

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

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

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

Piśmiennictwo

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