

Lekooporność nicieni żołądkowo-jelitowych kóz. Część I. Epidemiologia, przebieg kliniczny i rozpoznawanie inwazji

Marcin Mickiewicz¹, Michał Czopowicz¹, Agata Moroz¹, Olga Szaluś-Jordanow², Tomasz Nalbert¹, Iwona Markowska-Daniel¹, Jarosław Kaba¹

z Samodzielnego Zakładu Epidemiologii i Ekonomiki Weterynaryjnej¹ oraz Katedry Chorób Małych Zwierząt z Kliniką² Instytutu Medycyny Weterynaryjnej SGGW w Warszawie

Inwazje pasożytnicze są jednym z głównych czynników odpowiedzialnych za straty ekonomiczne w chowie i hodowli kóz na całym świecie. Główne gatunki robaków pasożytniczych występujące u kóz należą do przywr (np. *Fasciola hepatica*), tasiemców (np. *Moniezia* spp.) i nicieni (np. nicienie żołądkowo-jelitowe z rodziny Trichostrongylidae; 1). Inwazje przez nie powodowane są istotnym ograniczeniem dla wydajnej produkcji związanej z chowem i hodowlą kóz w Europie i na świecie (2). Pasożyty mogą mieć niekorzystny wpływ na spożycie paszy, wzrost zwierząt, użytkowość wełnistą, masę i skład tuszy, płodność i wydajność mleczną oraz upadkowość (3).

Epidemiologia inwazji nicieni żołądkowo-jelitowych u kóz

W Europie przeprowadzono liczne badania epidemiologiczne dotyczące występowania inwazji nicieni żołądkowo-jelitowych w stadach kóz. Prewalencja na poziomie stad wynosiła 100% w Czechach (4), ponad 90% w Bułgarii (5), Hiszpanii (6) i na Słowacji (7), ok. 80% w Danii (8), ok. 60% w Norwegii (9) i ok. 40% we Włoszech (10). Podobne badania epidemiologiczne przeprowadzono także poza Europą. W Stanach Zjednoczonych Ameryki prewalencja na poziomie stad wynosiła w zależności od regionu od 80 do 90% (11, 12). Zarówno w Meksyku, jak i w Brazylii prewalencja w badanych stadach wynosiła ok. 90% (13, 14). W krajach azjatyckich nicienie żołądkowo-jelitowe stwierdzano w 100% stad kóz w Tajlandii (15), ok. 80% w Chinach (16) i Birmie (17) oraz od 50 do 90% zależnie od badanego regionu w Indiach (18, 19, 20).

Dane epidemiologiczne dotyczące występowania nicieni żołądkowo-jelitowych u kóz w Polsce są nieliczne. W 2004 r. wykryto obecność nicieni żołądkowo-jelitowych u 60% z 180 przebadanych kóz pochodzących ze stad znajdujących się w 4 województwach (21). Natomiast badanie przeglądowe przeprowadzone w stadach kóz w Polsce przez Samodzielny Zakład Epidemiologii i Ekonomiki Weterynaryjnej w latach 2018–2019 wykazało obecność nicieni żołądkowo-jelitowych u kóz w 100% przebadanych stad (22).

Najczęściej występujące gatunki nicieni żołądkowo-jelitowych u kóz

Największe znaczenie w chowie małych przeżuwaczy w Europie (w tym w Polsce) mają nicienie żołądkowo-jelitowe z rodziny Trichostrongylidae,

Resistance to anthelmintics in gastro-intestinal nematodes in goats. Part I. Epidemiology, clinical course and infection recognition

Mickiewicz M.¹, Czopowicz M.¹, Moroz A.¹, Szaluś-Jordanow O.², Nalbert T.¹, Markowska-Daniel I.¹, Kaba J.¹, Division of Veterinary Epidemiology and Economics¹, Department of Small Animal Diseases with Clinic², Institute of Veterinary Medicine, Warsaw University of Life Sciences – SGGW

This article presents the major genera and species of gastrointestinal nematodes found in goats, along with appropriate diagnostic methods. Many health problems in goat herds are related to the infection gastrointestinal nematodes. In Poland, the most common goat nematodes belong to the species *H. contortus* and to genera *Trichostrongylus* and *Teladorsagia*. The clinical signs of infection are non-specific and include diarrhoea, pale mucous membranes, oedema of soft tissues, and weight loss. Diagnosis is based on qualitative (simple flotation), and quantitative (McMaster's method), and larvoscopic methods (Baermann's method). Differentiation of the species and genus of gastrointestinal nematodes is carried out using invasive larvae culture methods and molecular biology (PCR) methods.

Keywords: anthelmintics resistance, gastrointestinal nematodes, goats.

głównie *Haemonchus contortus*, *Teladorsagia* spp. i *Trichostrongylus* spp. (2). Występowanie różnych gatunków nicieni żołądkowo-jelitowych jest zależne od panującej w danym regionie temperatury i wilgotności (23, 24). Nicienie z rodzajów *Teladorsagia* i *Trichostrongylus* są typowe dla krajów z chłodnymi i wilgotnymi zimami, gdzie larwy inwazyjne są w stanie przeżyć na pastwisku w niższych temperaturach (24). Nicienie należące do rodzajów *Teladorsagia* lub *Trichostrongylus* odnotowano jako dominujące pasożyty przewodu pokarmowego u kóz w Grecji (25), Włoszech (26), Norwegii (9), Turcji (27) i w Polsce (21, 22). Gatunek *H. contortus* jest szybko i intensywnie się rozmnażającym pasożytem żywiącym się krwią, dominującym na obszarach tropikalnych i subtropikalnych, takich jak południowo-wschodnia Azja, południowe Indie, środkowa Afryka i Ameryka oraz północne obszary Ameryki Południowej (24). Nicienie z tego gatunku mogą również przetrwać zimę w chłodniejszych regionach ze względu na zdolność do przechodzenia w stan wstrzymania rozwoju larw czwartego stadium (L4) w błonie śluzowej trawieńca żywiciela (28). Nicienie *H. contortus* odnotowano w Europie m.in. w stadach kóz w Danii (8), Grecji (29), Szwajcarii i Niemczech (30), Słowacji (7), na Litwie (31) oraz w Polsce (21, 22).

Cykl rozwojowy nicieni żołądkowo-jelitowych z rodziny Trichostrongylidae

Nicienie żołądkowo-jelitowe z rodziny Trichostrongylidae występują powszechnie u owiec i kóz na całym świecie. W zależności od lokalnych warunków klimatycznych regionalnie mogą przeważać różne gatunki. Wszystkie mają prosty cykl życiowy, który jest podobny u każdego z gatunków i umożliwia łatwe przenoszenie inwazji między zwierzętami (32). Dla każdego gatunku okres prepatentny wynosi ok. 20 dni. Dorosłe pasożyty żyją w trawieńcu lub jelicie cienkim. Samice składają jaja, które są wydalone do środowiska wraz z kałem. W odpowiednich warunkach z jaja wykułwa się larwa pierwszego stadium (L1), a następnie linieje do kolejnych stadiów (L2 i L3). Żywiciel zaraża się, spożywając inwazyjne larwy trzeciego stadium (L3) podczas wypasu na pastwisku. Larwy te migrują do ostatecznego miejsca bytowania w układzie pokarmowym żywiciela, gdzie rozwijają się larwy czwartego stadium (L4), a następnie dorosłe samice lub samce pasożytów. W odpowiednich warunkach wilgotności i temperatury jaja i stadia rozwojowe L1-L3 mogą przetrwać na pastwisku wiele miesięcy (33). Nagromadzenie jaj nicieni żołądkowo-jelitowych na pastwiskach może być znaczne, zwłaszcza gdy pastwisko jest licznie obsadzone zarażonymi zwierzętami. Podatni żywiele wypasani na tym samym pastwisku mogą być narażeni na ciężkie inwazje z powodu spożycia dużej liczby inwazyjnych larw (L3) wraz z runią (32).



Ryc. 1. Bładość błon śluzowych u kozy w przebiegu inwazji nicieni *H. contortus*



Ryc. 2. Wychudzenie u kozy spowodowane intensywną inwazją nicieni żołądkowo-jelitowych

Przebieg kliniczny inwazji nicieni żołądkowo-jelitowych z rodziny Trichostrongylidae u kóz

Zarażenie nicieniami z rodziny Trichostrongylidae może powodować u kóz trichostrongylozę. Choroba spowodowana jest głównie przez inwazje mieszane spowodowane przez różne gatunki nicieni żołądkowo-jelitowych z tej rodziny. Przebieg inwazji zależy od gatunków i liczby spożytych pasożytów, ogólnego stanu zdrowia i odżywienia, jak również odporności oraz wieku zwierzęcia. Zwykle głównymi objawami są niedokrwistość (ryc. 1), wyniszczenie organizmu, uporczywa biegunka i utrata masy ciała (34). Zanik kosmków jelitowych skutkuje zaburzeniami trawienia i zmniejszonym wchłanianiem składników odżywczych, prowadząc do zmniejszonego przyrostu masy ciała, spadku produkcji mleka oraz obniżenia zdolności reprodukcyjnej, a zatem ma poważny negatywny wpływ na zdrowie i produktywność zwierząt (35).

Przebieg kliniczny inwazji nicieni *Haemonchus contortus* u kóz

Haemonchus contortus jest bardzo powszechnym pasożytem, występującym u kóz i owiec na obszarach o klimacie subtropikalnym i umiarkowanym, gdzie ciepłe i wilgotne warunki sprzyjają przetrwaniu na pastwisku wolno żyjących larw inwazyjnych tego gatunku (36). Dorosłe nicienie przyczepiają się do błony śluzowej trawieńca i żywią się krwią. Prowadzi to do postępującej niedokrwistości i ostatecznie może doprowadzić do śmierci, co czyni ten gatunek nicieni jednym z najbardziej patogennych dla małych przeżuwaczy (37). Ponadto gatunek ten posiada zdolność szybkiego nabywania oporności na leki przeciw pasożytnicze (38).

Dorosłe samice osiągają 18–30 mm długości i mogą składać ponad 5 tys. jaj dziennie. Dorosłe samce osiągają 10–16 mm długości i są cieńsze niż samice. Są to robaki z małą torebką gębową, trzema wargami i smukłym zębem. Otwór płciowy znajduje się w tylnej połowie ciała, przykryty płatem oskórkowym (33). Białe jajniki mają charakterystyczny wygląd, układają się spiralnie wokół czerwonego jelita (39).

Głównymi objawami klinicznymi ostrej hemonchozy są błądzenie błon śluzowych (ryc. 1), obrzęk tkanek miękkich o różnym stopniu nasilenia, otępienie, ciemne zabarwienie kału i zaburzenia wzrostu wełny. Przewlekłe inwazje skutkują postępującą utratą masy ciała (ryc. 2), osłabieniem, wyniszczeniem organizmu oraz śmiercią (40). W badaniu epidemiologicznym przeprowadzonym w latach 2018–2019 w Polsce występowanie nicieni z gatunku *H. contortus* stwierdzono u kóz w 98% przebadanych stad (22).

Przebieg kliniczny inwazji nicieni *Trichostrongylus* spp. i *Teladorsagia* spp. u kóz

W przeciwieństwie do gatunku *Haemonchus contortus* nicienie z rodzajów *Trichostrongylus* i *Teladorsagia* nie odżywiają się krwią. Składniki krwi mogą być jednak stopniowo tracone przez zarażone zwierzę w procesie żerowania pasożytów, szczególnie podczas

przewlekłej lub intensywnej inwazji. W takich przypadkach niedokrwistość nie występuje nagle lub nie osiąga nasilenia obserwowanego w trakcie inwazji powodowanej przez *H. contortus*. Rozróżnienie gatunku będącego przyczyną niedokrwistości w przypadku inwazji nicieni żołądkowo-jelitowych może być utrudnione, ponieważ często występują mieszane inwazje powodowane przez pasożyty żywiące i nieżywiące się krwią (40). W porównaniu z *H. contortus* inwazje *Trichostrongylus* spp. i *Teladorsagia* spp. mogą wykazywać łagodniejsze objawy kliniczne. Obserwuje się zmniejszenie apetytu i masy ciała oraz biegunkę prowadzącą do wyniszczenia. W przypadku bardzo intensywnych inwazji, szczególnie u zwierząt niedożywionych, choroba może zakończyć się śmiercią (41).

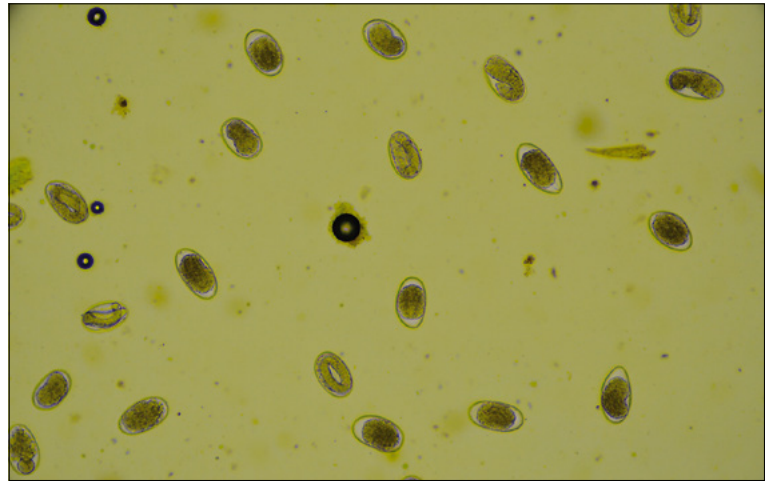
Nicenie z rodzaju *Trichostrongylus* są bardzo małe, osiągają mniej niż 7 mm długości. Praktycznie nie posiadają torebki policzkowej, a ich szczecinki kopulacyjne są krótkie, skręcone i zwykle spiczaste. Liczba składanych jaj rzadko przekracza 5000 dziennie (33). Inwazyjne larwy *Trichostrongylus axei* podobnie jak *H. contortus* rozwijają się do postaci dorosłych w błonie śluzowej trawieńca, gdzie się odżywiają i prowadzą do uszkodzenia nabłonka, nieżyłowego zapalenia, przekrwienia, obrzęku i biegunki. Utrata osocza spowodowana uszkodzeniem błony śluzowej przyczynia się do postępującej hipoproteinemii (42).

Dorosłe postaci nicieni *T. colubriformis*, *T. vitrinus* i *T. rugatus* bytują w jelicie cienkim pod nabłonkiem śluzówki, gdzie odżywiają się i powodują zanik kosmków jelitowych. Uszkodzenie błony śluzowej jelita prowadzi do enteropatii z utratą białka, której towarzyszy biegunka. W trakcie inwazji obserwuje się kliniczne objawy niedożywienia, utraty masy ciała i odwodnienia (42, 43).

Dorosłe postaci nicieni z rodzaju *Teladorsagia* zwykle osiągają do 14 mm długości i posiadają szeroką torebkę policzkową. Posiadają 2- lub 3-dzielne, krótkie szczecinki kopulacyjne (33). Gatunek *T. circumcincta* uważany jest za przeważający w inwazjach nicieni żołądkowo-jelitowych u małych przeżuwaczy na obszarach o klimacie umiarkowanym (44, 45, 46, 47).

Teladorsagia circumcincta jest pasożytem trawieńca, jednak w przeciwieństwie do *H. contortus* gatunek ten nie żywi się głównie krwią, a samice nie są tak płodne. Dorosłe osobniki *T. circumcincta* rozwijają się i odżywiają w gruczołach żołądkowych w trawieńcu. Uszkodzenie gruczołów żołądkowych prowadzi do powstania licznych, widocznych guzków na powierzchni błony śluzowej trawieńca. W przebiegu inwazji dochodzi do ciężkiego zapalenia żołądka, w trakcie którego zmniejsza się wydzielanie kwasu solnego i wzrasta pH treści żołądkowej (40). Podczas intensywnych inwazji u kóz i owiec może rozwinąć się biegunka, niedokrwistość lub hipoproteinemii, a w ciężkich przypadkach może dochodzić do śmierci (48). Podczas sekcji zarobaczonych zwierząt widoczne są liczne guzki na powierzchni błony śluzowej trawieńca, ale same nicienie są trudne do zaobserwowania i często pozostają niezauważone (49).

W badaniu epidemiologicznym przeprowadzonym w latach 2018–2019 w Polsce występowanie nicieni



Ryc. 3. Jaja nicieni z rodziny Trichostrongylidae (pow. 20×)

z rodzajów *Teladorsagia* oraz *Trichostrongylus* stwierdzono odpowiednio u kóz z 33 i 88% przebadanych stad (22).

Diagnostyka laboratoryjna inwazji nicieni żołądkowo-jelitowych u kóz

Podstawową metodą laboratoryjną stosowaną w diagnostyce inwazji pasożytów przewodu pokarmowego jest badanie kału metodą flotacji, która umożliwia wykrycie jaj pasożytów (ryc. 3). Ciężar właściwy większości jaj pasożytów (oraz niektórych larw) jest niższy niż gęstość używanego roztworu, np. nasycony roztwór chlorku sodu. W efekcie jaja pasożytów (oraz niektóre larwy) wypływają na powierzchnię roztworu flotacyjnego (50). Nicenie z rodziny Trichostrongylidae mają jaja o podobnym wyglądzie i rozmiarach, przez co nie można łatwo ich odróżnić (48). W próbkach kału identyfikowane są do poziomu rodziny lub rodzaju. Aby zidentyfikować gatunki, wymagane jest zastosowanie metod hodowlanych i identyfikacja larw inwazyjnych stadium trzeciego (L3). Wyjątkiem są jaja nicieni z gatunku *Nematodirus*, które są znacznie większe i zawierają charakterystyczne blastomery (51).

Praktycznie wszystkie małe przeżuwacze wypasane na pastwisku są zarażone różnymi nicieniami przewodu pokarmowego. Z tego powodu prosta procedura flotacji, która prowadzi jedynie do wykrycia obecności jaj pasożytów, ma ograniczoną wartość. Najbardziej użytecznymi technikami do diagnostyki intensywności inwazji są metody ilościowe, oparte na zliczaniu jaj pasożytów. Oszacowanie liczby jaj w kale można wykorzystać do oceny skuteczności programów zwalczania pasożytów, monitorowania poziomu potencjalnego zanieczyszczenia pastwisk pasożytami i oceny skuteczności leków (51). Ponieważ u małych przeżuwaczy liczba jaj przekracza często kilkaset na gram kału, najbardziej praktyczną techniką ilościową jest metoda McMastera. Wymaga ona użycia specjalnej komory zliczającej, którą wypełnia się określoną objętością roztworu flotacyjnego zmieszanego z badaną próbką kału. Metoda McMastera została opracowana w laboratorium McMaster na Uniwersytecie w Sydney i jest najpowszechniej stosowaną techniką ilościową w parazytologii weterynaryjnej (52).



Ryc. 4. Larwy inwazyjne (L3) nicieni z rodziny Trichostrongylidae uzyskane za pomocą technik hodowli (pow. 20×)

Zmodyfikowaną technikę McMastera można również stosować w teście redukcji liczby w kale jaj w celu sprawdzenia skuteczności działania leków przeciw pasożytniczych w stadzie (53, 54).

Różnicowanie gatunków larw nicieni żołądkowo-jelitowych z rodziny Trichostrongylidae

Duże różnice w patogenności powszechnie występujących nicieni żołądkowo-jelitowych powodują, że niezbędna jest wiedza, które z nich są odpowiedzialne za występowanie klinicznych objawów choroby u kóz. Obecnie jedyną dostępną metodą rutynowego laboratoryjnego oszacowania proporcji rodzajów lub gatunków nicieni obecnych w żywym zwierzęciu jest identyfikacja larw, które znajdują się w świeżym kale (głównie larw nicieni płucnych) lub tych, które rozwijają się w kale w trakcie hodowli (nicienie żołądkowo-jelitowe; 55).

Metody hodowli larw nicieni żołądkowo-jelitowych z rodziny Trichostrongylidae

Istnieje wiele różnych technik hodowli kału w celu uzyskania larw inwazyjnych nicieni żołądkowo-jelitowych (53, 55, 56, 57, 58). Procedura hodowli larw jest podobna dla wszystkich nicieni żołądkowo-jelitowych. W pierwszej kolejności grudki kału kruszy się, a następnie miesza z odpowiednią ilością wermikulitu, trocin lub włókna kokosowego. Uzyskuje się kruchą mieszaninę, którą należy lekko ubić w szklanym naczyniu o szerokim otworze i pojemności ok. 1. W środku hodowli pozostawia się niewielkie zagłębienie, a mieszanina wokół niego powinna być lekko ubita. Naczynie z materiałem do hodowli inkubuje się w ciemności w temperaturze 26–28°C przez 5–7 dni. Hodowla przez cały okres inkubacji powinna być odpowiednio wilgotna (wilgotność ok. 80%). Po okresie inkubacji wewnątrz naczynia spryskuje się niewielką ilością wody i umieszcza w świetle, które stymuluje larwy inwazyjne (L3) do migracji w górę wewnętrznych powierzchni ścian naczynia. Hodowlę zbiera się

wielokrotnie w ciągu kilku dni, trzymając naczynie skośnie z otworem skierowanym w dół, a następnie spryskując wewnętrzne ściany wodą, pozwalając zawiesinie larw spłynąć do naczynia zbierającego (58). Alternatywną metodą izolacji larw z hodowli kału jest zastosowanie metody larwoskopowej Baermanna po zakończeniu inkubacji hodowli (57).

Identyfikacja gatunków lub rodzajów nicieni żołądkowo-jelitowych z rodziny Trichostrongylidae za pomocą cech morfologicznych larw inwazyjnych stadium trzeciego (L3).

Uzyskane w trakcie hodowli larwy inwazyjne (L3) nicieni żołądkowo-jelitowych (ryc. 4) poddaje się identyfikacji pod mikroskopem poprzez porównanie cech morfologicznych charakterystycznych dla każdego z gatunków (58, 59). Krople zawiesiny larw umieszcza się na szkiełku mikroskopowym, a następnie dodaje się roztwór jodu w płynie Lugola. Jod zabija larwy oraz powoduje wybarwienie charakterystycznych struktur. Identyfikacja morfologiczna larw większości gatunków nicieni pasożytniczych opiera się głównie na różnicach w kształcie części tylnej i przedniej larwy oraz ich całkowitej długości. W niektórych przypadkach porównuje się również inne cechy, takie jak długość, kształt i liczba komórek przełyku i jelita lub obecność plamek w okolicy jamy policzkowej, które są charakterystyczne dla w niektórych gatunków nicieni żołądkowo-jelitowych (55, 58). Standardowo w procedurze różnicowania gatunków nicieni żołądkowo-jelitowych zlicza się i identyfikuje po mikroskopem pierwsze 100–200 napotkanych larw inwazyjnych. Następnie na podstawie liczb poszczególnych gatunków wylicza się ich proporcję w całej badanej próbce (54, 58).

Identyfikacja nicieni żołądkowo-jelitowych z rodziny Trichostrongylidae za pomocą metod biologii molekularnej

Techniki oparte na łańcuchowej reakcji polimerazy (PCR) znajdują ważne zastosowanie w parazytologicznej diagnostyce laboratoryjnej oraz badaniach naukowych. Dotychczas przeprowadzone badania wykazały ich przydatność do identyfikacji pasożytów, diagnostyki inwazji, charakterystyki genetycznej pasożytów, izolacji i charakterystyki genów podlegających ekspresji oraz wykrywania lekooporności (60, 61). Techniki biologii molekularnej umożliwiają obecnie wykorzystanie nowych narzędzi do identyfikacji wszystkich stadiów rozwojowych pasożytów (62, 63, 64). Większość z tych metod opiera się na łańcuchowej reakcji polimerazy (PCR) (60, 65). Identyfikacja poszczególnych gatunków opiera się na polimorfizmie miejsc restrykcyjnych RsaI w genie 1 izotypu β -tubuliny. Najpierw przeprowadza się dwie kolejne reakcje PCR (nested-PCR) na genie 1 izotypu β -tubuliny w celu amplifikacji wystarczającej ilości DNA. Następnie polimorfizm długości fragmentów restrykcyjnych (RFLP) powstałego fragmentu jest analizowany za pomocą różnic w RsaI w celu odróżnienia *T. circumcincta*, *H. contortus* i *T. colubriformis*. Metoda ta pozwala przezwyciężyć ograniczenia morfologicznej identyfikacji stadiów larwalnych gatunków nicieni

z rodziny Trichostrongylidae (54, 66). Metody biologii molekularnej wykorzystywane do identyfikacji nicieni żołądkowo-jelitowych są czasochłonne, kosztowne i zazwyczaj mają niską wydajność, a zatem nie są rutynowo stosowane w praktyce weterynaryjnej (67).

Podsumowanie

Wiele problemów zdrowotnych w stadach kóz wynika z występowania inwazji nicieni żołądkowo-jelitowych. Najczęściej występują w Polsce nicienie należące do gatunku *H. contortus* oraz rodzajów *Trichostrongylus* i *Teladorsagia*. Objawy kliniczne inwazji są niespecyficzne i obejmują biegunkę, bladeść błon śluzowych, obrzęki tkanek miękkich oraz spadek masy ciała. W diagnostyce inwazji stosowane są metody koproskopo- we jakościowe (prosta flotacja) i ilościowe (metoda McMastera wraz z jej modyfikacjami) oraz metody larwoskopowe (metoda Baermann). Różnicowanie gatunków oraz rodzajów nicieni żołądkowo-jelitowych jest skomplikowane i wymaga dużego doświadczenia. Wykonuje się je za pomocą metod hodowli larw inwazyjnych oraz metod biologii molekularnej (PCR).

Piśmiennictwo

- Charlier J., Van der Voort M., Kenyon F., Skuce P., Vercruyse J.: Chasing helminths and their economic impact on farmed ruminants. *Trends Parasitol.* 2014, 30, 61–67.
- Charlier J., Rinaldi L., Musella V., Ploeger H.W., Chartier C., Vineer H.R., Hinney B., von Samson-Himmelstjerna G., Băcescu B., Mickiewicz M., Mateus T.L., Martinez-Valladares M., Quealy S., Azaiz H., Sekovska B., Akkari H., Petkevicius S., Hektoen L., Höglund J., Morgan E.R., Bartley D.J., Claerebout E.: Initial assessment of the economic burden of major parasitic helminth infections to the ruminant livestock industry in Europe. *Prev. Vet. Med.* 2020, 182, 105103.
- Fitzpatrick J.L.: Global food security: the impact of veterinary parasites and parasitologists. *Vet. Parasitol.* 2013, 195, 233–248.
- Kyriánová I.A., Kopecký O., Šlosárková S., Vadlejš J.: Comparison of internal parasitic fauna in dairy goats at conventional and organic farms in the Czech Republic. *Small Rumin. Res.* 2019, 175, 126–132.
- Zurliński P., Rusev I.: Prevalence of gastro-intestinal strongylid nematodes among goats in Bulgaria. *Veterinarna Sbirka* 1990, 88, 45–46.
- Valcárcel F., García C., Romero C.: Prevalence and seasonal pattern of caprine trichostrongyles in a dry area of central Spain. *Zentralbl Veterinarmed B.* 1999, 46, 673–681.
- Babják M., Königová A., Urda-Dolinská M., Várady M.: Gastrointestinal helminth infections of dairy goats in Slovakia. *Helminthologia* 2017, 54, 211–217.
- Holm S.A., Sörensen C.R., Thamsborg S.M., Enemark H.L.: Gastrointestinal nematodes and anthelmintic resistance in Danish goat herds. *Parasite* 2014, 21, 37.
- Domke A.V., Chartier C., Gjerde B., Höglund J., Leine N., Vatn S., Stuen S.: Prevalence of anthelmintic resistance in gastrointestinal nematodes of sheep and goats in Norway. *Parasitol Res.* 2012, 111, 185–193.
- Lambertz C., Pouloupoulou I., Wuthijaree K., Gauly M.: Endoparasitic infections and prevention measures in sheep and goats under mountain farming conditions in Northern Italy. *Small Rumin Res.* 2018, 164, 94–101.
- Crook E.K., O'Brien D.J., Howell S.B., Storey B.E., Whitley N.C., Burke J.M., Kaplan R.M.: Prevalence of anthelmintic resistance on sheep and goat farms in the mid-Atlantic region and comparison of in vivo and in vitro detection methods. *Small Rum. Res.* 2016, 143, 89–96.
- Sylvester H.J., Griffith E.H., Jacob M.E., Foster D.M.: Factors associated with strongyle infection in goats at the individual and farm level. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 2018, 253, 907–917.
- Radavelli W.M., Pazinato R., Klauck V., Volpato A., Balzan A., Rossett J., Cazarotto C.J., Lopes L.S., Kessler J.D., Cucco D.C., Tonin A.A., Da Silva A.S.: Occurrence of gastrointestinal parasites in goats from the Western Santa Catarina, Brazil. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.* 2014, 23, 101–104.

RTGi^{erth}

jak w nazwie...

ULTRAKRÓTKIE CZASY EKSPOZYCJI
NAJWYŻSZE BEZPIECZEŃSTWO
BEZAWARYJNOŚĆ 20 lat < 1%

NIEMIECKA TECHNOLOGIA
JAPÓŃSKA PRODUKCJA

PONAD 800 LECZNIC W POLSCE
5 LAT GWARANCJI

APARATY RTG + WYPOSAŻENIE PRACOWNI



GIERTH POLSKA Sp. z o.o.

50-264 Wrocław | ul. Kilińskiego 24

Hotline 601 842 333 | E-mail: kontakt@gierth.pl | www.gierth.pl



14. Olivas-Salazar R., Estrada-Angulo A., Mellado M., Aguilar-Caballero A.J., Castro-Pérez B.I., Gutiérrez-Blanco E., Ruiz-Zárate F.: Prevalence of gastrointestinal nematode infections in goat flocks on semi-arid rangelands of northeastern Mexico. *Trop. Anim. Health Prod.* 2018, **50**, 807–813.
15. Ratanapob N., Arunvipas P., Kasemsuwan S., Phimpraphai W., Panneum S.: Prevalence and risk factors for intestinal parasite infection in goats raised in Nakhon Pathom Province, Thailand. *Trop. Anim. Health Prod.* 2012, **44**, 741–745.
16. Yang X., Gasser R.B., Fang R., Zeng J., Zhu K., Qi M., Zhang Z., Tan L., Lei W., Zhou Y., Zhao J., Hu M.: First survey of parasitic helminths of goats along the Han River in Hubei Province, China. *Acta Parasitol.* 2016, **61**, 602–606.
17. Win S.Y., Win M., Thwin E.P., Htun L.L., Hmoon M.M., Chel H.M., Thaw Y.N., Soe N.C., Phyo T.T., Thein S.S., Khaing Y., Than A.A., Bawm S.: Occurrence of Gastrointestinal Parasites in Small Ruminants in the Central Part of Myanmar. *J. Parasitol. Res.* 2020, 8826327.
18. Yadav A.K., Tandon V.: Gastrointestinal nematode infections of goats in a sub-tropical and humid zone of India. *Vet. Parasitol.* 1989, **33**, 135–142.
19. Tariq K.A., Chishti M.Z., Ahmad F.: Gastrointestinal nematode infections in goats relative to season, host sex and age from the Kashmir valley, India. *J. Helminthol.* 2010, **84**, 93–97.
20. Shakya P., Jayraw A.K., Jamra N., Agrawal V., Jatav G.P.: Incidence of gastrointestinal nematodes in goats in and around Mhow, Madhya Pradesh. *J. Parasit. Dis.* 2017, **41**, 963–967.
21. Górski P., Niznikowski R., Strzelec E., Popielarczyk D., Gajewska A., Wędrychowicz H.: Prevalence of protozoan and helminth internal parasite infections in goat and sheep flocks in Poland. *Arch. Tierz.* 2004, **47**, 43–49.
22. Mickiewicz M., Czopowicz M., Moroz A., Potárniche A.V., Szalusz-Jordanow O., Spinu M., Górski P., Markowska-Daniel I., Várady M., Kaba J.: Prevalence of anthelmintic resistance of gastrointestinal nematodes in Polish goat herds assessed by the larval development test. *BMC Vet. Res.* 2021, **17**, 19.
23. Manfredi M.T.: Biology of gastrointestinal nematodes of ruminants. *Parassitologia.* 2006, **48**, 397–401.
24. O'Connor L.J., Walkden-Brown S.W., Kahn L.P.: Ecology of the free-living stages of major trichostrongylid parasites of sheep. *Vet. Parasitol.* 2006, **142**, 1–15.
25. Papadopoulos E., Arsenos G., Coles G.C., Himona C.: Gastrointestinal nematode infection pattern of Greek dairy goats reared under extensive husbandry conditions and treated with anthelmintics at different times during the year. *Small Rumin Res.* 2007, **69**, 68–73.
26. Zanzani S.A., Gazzonis A.L., Di Cerbo A., Varady M., Manfredi M.T.: Gastrointestinal nematodes of dairy goats, anthelmintic resistance and practices of parasite control in Northern Italy. *BMC Vet. Res.* 2014, **10**, 114.
27. Umur S., Yukari B.A.: Seasonal activity of gastro-intestinal nematodes in goats in Burdur region, Turkey. *Turki J. Vet. Anim. Sci.* 2005, **29**, 441–448.
28. Waller P.J.: Sustainable nematode parasite control strategies for ruminant livestock by grazing management and biological control. *Anim. Feed Sci. Technol.* 2006, **126**, 277–289.
29. Gallidis E., Papadopoulos E., Ptochos S., Arsenos G.: The use of targeted selective treatments against gastrointestinal nematodes in milking sheep and goats in Greece based on parasitological and performance criteria. *Vet. Parasitol.* 2009, **164**, 53–58.
30. Scheuerle M.C., Mahling M., Pfister K.: Anthelmintic resistance of *Haemonchus contortus* in small ruminants in Switzerland and Southern Germany. *Wien Klin Wochenschr.* 2009, **121**, Suppl 3, 46–49.
31. Stadalienė I., Höglund J., Petkevičius S.: Seasonal patterns of gastrointestinal nematode infection in goats on two Lithuanian farms. *Acta Vet. Scand.* 2015, **57**, 16.
32. Sykes A.R., Poppi D.P., Elliot D.C.: Effect of concurrent infection with *Ostertagia circumcincta* and *Trichostrongylus colubriformis* on the performance of growing lambs consuming fresh herbage. *J. Agric. Sci.* 1988, **110**, 531–541.
33. Bowman D.: *Georgis' parasitology for veterinarians*. 10th Edition, Elsevier Inc., 2013, 159–172.
34. van Houtert M.F., Sykes A.R.: Implications of nutrition for the ability of ruminants to withstand gastrointestinal nematode infections. *Int. J. Parasitol.* 1996, **26**, 1151–1167.
35. Fox M.T.: Pathophysiology of infection with gastrointestinal nematodes in domestic ruminants: recent developments. *Vet. Parasitol.* 1997, **72**, 285–297; discussion 297–308.
36. Besier R.B., Kahn L.P., Sargison N.D., Van Wyk J.A.: Diagnosis, treatment and management of *Haemonchus contortus* in small ruminants. *Adv. Parasitol.* 2016, **93**, 181–238.
37. Emery D.L., Hunt P.W., Le Jambre L.F.: *Haemonchus contortus*: the then and now, and where to from here? *Int. J. Parasitol.* 2016, **46**, 755–769.
38. Coles G.C., Rhodes A.C., Wolstenholme A.J.: Rapid selection for ivermectin resistance in *Haemonchus contortus*. *Vet. Parasitol.* 2005, **129**, 345–347.
39. Selemon M.: Review on Control of *Haemonchus contortus* in Sheep and Goat. *J. Vet. Med. Res.* 2018, **5**, 1139.
40. Smith M.C., Sherman D.M.: *Goat medicine*, 2 ed., Wiley-Blackwell, 2009, 441–464.
41. Tan T.K., Panchadcharam C., Low V.L., Lee S.C., Ngui R., Sharma R.S., Lim Y.A.: Co-infection of *Haemonchus contortus* and *Trichostrongylus* spp. among livestock in Malaysia as revealed by amplification and sequencing of the internal transcribed spacer II DNA region. *BMC Vet. Res.* 2014, **10**–38.
42. Craig T.M.: Helminth parasites of the ruminant gastrointestinal tract – Chapter 22. W: *Food Animal Practice* (5th Ed), Wiley-Blackwell Saunders, 2009, 78–91.
43. Dias E., Silva T.P., Ventoso Bompadre T.F., Danasekaran D.K., Sakita G.Z., Abdalla Filho A.L., Jimenez C.R., de Campos Fonseca Pinto A.C.B., do Amarante A.F.T., McManus C., Louvandini H.: *Trichostrongylus colubriformis* infection: impact on digesta passage rate and lamb performance. *Vet. Parasitol.* 2019, **272**, 17–22.
44. Chartier C., Reche B.: Gastrointestinal helminths and lungworms of French dairy goats: prevalence and geographical distribution in Poitou-Charentes. *Vet. Res. Commun.* 1992, **16**, 327–335.
45. Chartier C., Etter E., Hoste H., Pors I., Mallereau M.P., Broqua C., Mallet S., Koch C., Massé A.: Effects of the initial level of milk production and of the dietary protein intake on the course of natural nematode infection in dairy goats. *Vet. Parasitol.* 2000, **92**, 1–13.
46. Vlassoff A., McKenna P.B.: Nematode parasites of economic importance in sheep in New Zealand. *N.Z.J. Zool.* 1994, **21**, 1–8.
47. Molina J.M., Gutiérrez A.C., Rodríguez-Ponce E., Viera J.A., Hernández S.: Abomasal nematodes in goats from the subtropical island of Grand Canary (Spain). *Vet. Res.* 1997, **28**, 259–270.
48. Zajac A.M.: Gastrointestinal nematodes of small ruminants: life cycle, anthelmintics, and diagnosis. *Vet. Clin. North Am. Food Anim. Pract.* 2006, **22**, 529–541.
49. Levine N.: *Trichostrongyles. W: Nematode parasites of domestic animals and of man*. Minneapolis: Burgess Publishing Company; 1980: 135–221.
50. Zajac A.M., Johnson J., King S.E.: Evaluation of the importance of centrifugation as a component of zinc sulfate fecal flotation examinations. *J. Am. Anim. Hosp. Assoc.* 2002, **38**, 221–224.
51. Zajac A.M., Conboy G.A.: Fecal Examination for the diagnosis of parasitism. W: *Veterinary Clinical Parasitology*, 7th edition. Ames: Blackwell Publishing; 2003, 3–142.
52. Vadlejch J., Petrtyl M., Zaichenko I., Cadková Z., Jankovská I., Langrová I., Moravec M.: Which McMaster egg counting technique is the most reliable? *Parasitol Res.* 2011, **109**, 1387–1394.
53. Coles G.C., Bauer C., Borgsteede F.H., Geerts S., Klei T.R., Taylor M.A., Waller P.J.: World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.) methods for the detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. *Vet. Parasitol.* 1992, **44**, 35–44.
54. Coles G.C., Jackson F., Pomroy W.E., Prichard R.K., von Samson-Himmelstjerna G., Silvestre A., Taylor M.A., Vercruyssen J.: The detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. *Vet. Parasitol.* 2006, **136**, 167–185.
55. van Wyk J.A., Cabaret J., Michael L.M.: Morphological identification of nematode larvae of small ruminants and cattle simplified. *Vet. Parasitol.* 2004, **119**, 277–306.
56. Hubert J., Kerboeuf D.: A new method for culture of larvae used in diagnosis of ruminant gastrointestinal strongylosis: comparison with fecal cultures. *Can. J. Comp. Med.* 1984, **48**, 63–71.
57. Ministry of Agriculture Fisheries and Food: *Manual of veterinary parasitological laboratory techniques*. HMSO, London, 1986, 1–152.
58. van Wyk J.A., Mayhew E.: Morphological identification of parasitic nematode infective larvae of small ruminants and cattle: a practical lab guide. *Onderstepoort J. Vet. Res.* 2013, **80**, 539.
59. McMurtry L.W., Donaghy M.J., Vlassoff A., Douch P.G.: Distinguishing morphological features of the third larval stage of ovine *Trichostrongylus* spp. *Vet. Parasitol.* 2000, **90**, 73–81.
60. Gasser R.B.: PCR-based technology in veterinary parasitology. *Vet. Parasitol.* 1999, **84**, 229–258.
61. Silvestre A., Cabaret J.: Mutation in position 167 of isotype 1 beta-tubulin gene of *Trichostrongylid* nematodes: role in benzimidazole resistance? *Mol. Biochem. Parasitol.* 2002, **120**, 297–300.
62. Smits H.L., Hartskeerl R.A.: PCR amplification reactions in parasitology. *J. Microbiol. Methods.* 1995, **23**, 41–54.
63. Weiss J.B.: DNA probes and PCR for diagnosis of parasitic infections. *Clin. Microbiol. Rev.* 1995, **8**, 113–130.
64. Comes A.M., Humbert J.F., Cabaret J., Elard L.: Using molecular tools for diagnosis in veterinary parasitology. *Vet. Res.* 1996, **27**, 333–342.
65. Prichard R.: Application of molecular biology in veterinary parasitology. *Vet. Parasitol.* 1997, **71**, 155–175.
66. Silvestre A., Humbert J.F.: A molecular tool for species identification and benzimidazole resistance diagnosis in larval communities of small ruminant parasites. *Exp. Parasitol.* 2000, **95**, 271–276.
67. COMBAR, COST CA16230: *Research priorities for helminth control in ruminants*. Press Release 2020.

Dr Marcin Mickiewicz
e-mail: marcin_mickiewicz@sggw.edu.pl