

WĘGORCZYCA (*STRONGYLOIDOSIS*). CZĘŚĆ VIII. DIAGNOSTYKA PARAZYTOLOGICZNA

WIESŁAW SOROCZAN

Katedra i Zakład Biologii i Parazytologii, Akademia Medyczna,
ul. Radziwiłłowska 11, 20-080 Lublin

ABSTRACT. Strongyloidosis. Part VIII. Parasitological diagnosis. The effectiveness and safety of the methods of detecting *Strongyloides stercoralis*, by passing larvae from the faeces to water, in duodenal fluid (duodenal intubation, Enterotest), in sputum and other body fluids, have been estimated. The author recommend Baermann technique for detecting *S. stercoralis* in individual examinations and Dancescu technique in mass field examinations. The detection of *S. stercoralis* larvae by the two methods ought to be checked by Fülleborn agar Petri dish technique in order to identify parasite to the species level.

Key words: methods of detection, parasitological diagnosis, *Strongyloides stercoralis*, strongyloidosis.

WSTĘP

Diagnostyka pasożytów opiera się na ocenie wyników badań klinicznych i laboratoryjnych. Rozpoznawanie kliniczne większości zarażeń człowieka jest trudne ze względu na brak charakterystycznych objawów chorobowych. Analiza danych klinicznych, epidemiologicznych, odchyłek w wynikach ogólnych badań laboratoryjnych i serologicznych, może nasunąć jedynie podejrzenie choroby inwazyjnej, lecz nie wystarczy do jej rozpoznania; wysunięte podejrzenie powinno być poparte (nie zawsze jest to możliwe) wykryciem czynnika etiologicznego. Rozpoznawanie chorób pasożytniczych opiera się więc głównie na bezpośrednim wykryciu pasożyta i udowodnieniu, że jego obecność jest przyczyną obserwowanych objawów. Z tego względu w diagnostyce laboratoryjnej chorób inwazyjnych decydujące znaczenie ma właściwy dobór metod dla poszczególnych jednostek chorobowych, zwłaszcza w węgorczy (strongyloidosis). Parazytologiczna diagnostyka węgorczy opiera się na znajomości biologii (Soroczan 1999) i charakterystycznych cech morfologiczno-anatomicznych (Soroczan 1997) postaci rozwojowych pokolenia pasożytniczego i wolno żyjącego węgorka jelitowego (*Strongyloides stercoralis*). Polega na poszukiwaniu najpierw nieinwazyjnych larw rąbitopodobnych pasożyta w kale, treści dwunastniczej, w żółci, w płwocinie w masywnej inwazji, i następnie na wyhodowaniu z nich inwazyjnych larw filariopodobnych i dorosłych postaci pokolenia wolno żyjącego, koniecznych do oznaczenia

przynależności gatunkowej pasożyta. Artykuł ten ma na celu przybliżenie czytelnikom metod wykrywania węgorka jelitowego w materiale pobieranym do badań oraz ocenę metod koproskopowych i innych, z punktu widzenia ich wydajności, bezpieczeństwa badającego, przydatności w rozpoznawaniu inwazji u pojedynczych osób, u których podejrzewa się zarażenie i w badaniach masowych w terenie.

DIAGNOSTYKA KOPROSKOPOWA

Najmniej uciążliwym i przykrym badaniem dla pacjenta jest pobranie kału. Do wykrywania węgorka jelitowego w kale nie nadają się jednak rutynowe metody zagęszczania pasożytów, takie jak flotacyjna metoda Fülleborna z wykorzystaniem nasyconego roztworu chlorku sodu i sedymentacyjno-flotacyjna metoda Fausta z użyciem 33% roztworu siarczanu cynku, ponieważ larwy nicieni w roztworach o takim stężeniu soli szybko giną i gwałtownie ulegają zniekształceniu, oraz sedymentacyjna metoda formalinowo-eterowa, która również zabija larwy. Na przykład Jones (1950), badając metodą Fausta 952 próbki kału 100 osób z węgorczyką, stwierdził larwy rabditopodobne węgorka tylko w 27% prób, co odpowiada wydajności preparatu bezpośredniego o grubym rozmazie. Niski odsetek wykrywalności larw węgorka, bo od 2,7% do 23% uzyskiwano metodą formalinowo-eterową (Speed i wsp. 1987, Koga i wsp. 1990, Assefa i wsp. 1991, Mahdi i wsp. 1993, Lindo i wsp. 1995).

Metody larwoskopowe i hodowlane

W larwoskopii metody koproskopowe wykrywania węgorka jelitowego oparte są na wywabianiu larw pokolenia pasożytniczego z kału do ciepłej wody. Dodatnią hydrotaksję i termotaksję larw węgorka stwierdził po raz pierwszy Looss (1905) i wykorzystał to zjawisko w diagnostyce laboratoryjnej węgorczyki. Ze świeżego kału otrzymuje się larwy rabditopodobne, z kału przy zaparciach i z kału przetrzymywanego w cieple (w zależności od temp. otoczenia) po 12–48 h larwy filariopodobne, natomiast w hodowlach kałowych w 3–5 dniu stwierdza się samice i samce oraz larwy rabditopodobne i filariopodobne pokolenia wolno żyjącego pasożyta (Soroczan 1979, 1980). W diagnostyce laboratoryjnej węgorczyki do wykrywania larw węgorka jelitowego w kale służy preparat bezpośredni o grubym rozmazie, dekantacja, szkiełkowa i płytkowa metoda Vajdy (1931, cyt. za Stefańskim i Żarnowskim 1971), metoda Baermanna (1917), która uległa różnym modyfikacjom (Kulev 1967, Juan 1971, Soroczan 1979, Assefa i wsp. 1991, De Kaminsky 1993) i Dancescu (1968), a do wyhodowania pokolenia wolno żyjącego pasożyta używa się agarowej metody Fülleborna (1921) i bibułowej Harada i Mori (1955). Efektywność wymienionych metod (po 200 prób) sprawdzili Bielak-Oleksy i Soroczan (1975). Do badań użyto kału chorej, w którym stale obecne były larwy *S. stercoralis*.

Badano zarówno kał świeży, w którym znajdowały się larwy rabditopodobne węgorka (kał był dostarczony do pracowni w czasie od 1 do 3 h od chwili wypróżnienia) oraz kał przechowywany w temp. 20–25°C przez 48 h, w którym były już larwy filariopodobne pasożyta.

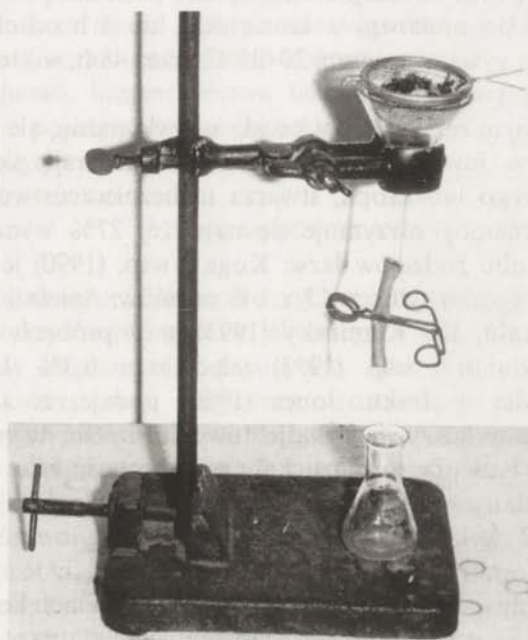
Preparat bezpośredni o grubym rozmazie jest prosty w wykonaniu, ale przy możliwości występowania larw inwazyjnych, które zwykle zbierają się na brzegach szkiełka nakrywkowego lub kropli, stwarza niebezpieczeństwo dla badającego. Przy użyciu tej metody otrzymuje się najwyżej 27% wyników dodatnich z niewielką liczbą obu rodzajów larw; Koga i wsp. (1990) jednoznacznie wykryli węgorka tylko u 13 z 148 uczniów, Assefa i wsp. (1991) w 22% z 125 prób kału, De Kaminsky (1993) w 9 próbach kału pobranych od 70 osób, a Mahdi i wsp. (1993) zaledwie w 0,3% wśród przebadanej populacji ludności w Iraku. Jones (1950) podaje, że u 20 pacjentów, u których stwierdzono larwy węgorka jelitowego w treści dwunastniczej, wyniki pięciokrotnego badania rozmazu kału na obecność larw były ujemne, a jeden pacjent był badany nawet 23 razy. Inaczej mówiąc, próbki kału były dodatnie w 27% z 952 wykonanych badań u 100 osób, o których wiadano, że są zarażone *S. stercoralis*.

Metoda dekantacji mająca duże znaczenie w rutynowych badaniach kopro-skopowych, przy wykrywaniu węgorka jelitowego jest mało przydatna. Uzyskuje się 30% wyników dodatnich, przy niewielkiej liczbie larw.

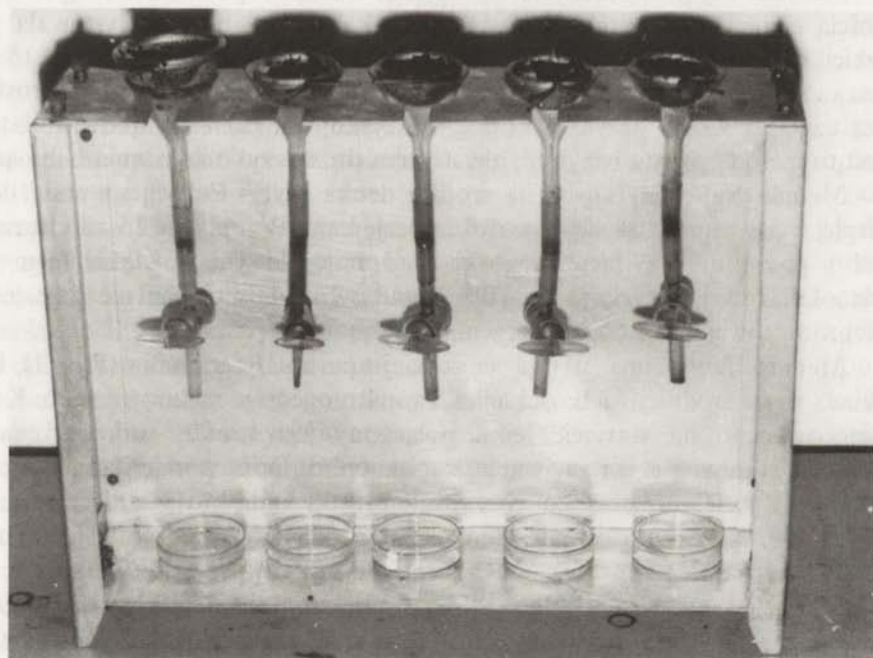
Metoda Vajdy szkiełkowa: na środku szkiełka przedmiotowego z małą ilością ciepłej wody umieszcza się kulkę kału, tak aby nie wystawała poza szkiełko, a w razie wysychania preparatu należy go podkraplać. Po 15 min. usuwa się kał i szuka się larw węgorka pod małym powiększeniem mikroskopu bez użycia szkiełka przykrywkowego. Uzyskuje się 50% wyników dodatnich. Jest to metoda prosta i szybka, ale stwarza duże ryzyko zarażenia badającego.

Metoda Vajdy płytkowa: na środku denka płytki Petriego z małą ilością ciepłej wody umieszcza się dość dużą porcję kału. Po upływie 15 min usuwa się kał i poszukuje się larw węgorka pod największym powiększeniem lupy binokularowej. Uzyskuje się 70% wyników dodatnich, co nie daje jednak stuprocentowej pewności wykrycia larw.

Metoda Baermanna: używa się w niej aparatu Baermanna (Rys. 1), który składa się ze średniej wielkości lejka, zaopatrzonego w metalowe sitko. Koniec umocowanego na statywie lejka połączony jest krótką rurką szklaną za pomocą gumowej rurki zaciśniętej zaciskaczem. Dużą porcję kału kładzie się na sitko wyścielone gazą, co zatrzymuje cząstki kału, które zanieczyszczałyby izolowane larwy. Po wypełnieniu lejka wodą o temp. 45°C do połowy wysokości kału, pozostawia się aparat na 3 h; w przypadku badania kału biegunkowego miesza się go z mąką kukurydzianą. Larwy zbierają się w wodzie na dnie lejka, można je jeszcze zagęścić przez odwirowanie. Natomiast w używanym w modyfikacji własnej zestawie lejków umocowanych na wspólnym stelarzu (Rys. 2), zamiast zaciskaczy wmontowano krany



Rys. 1. Aparat Baermanna

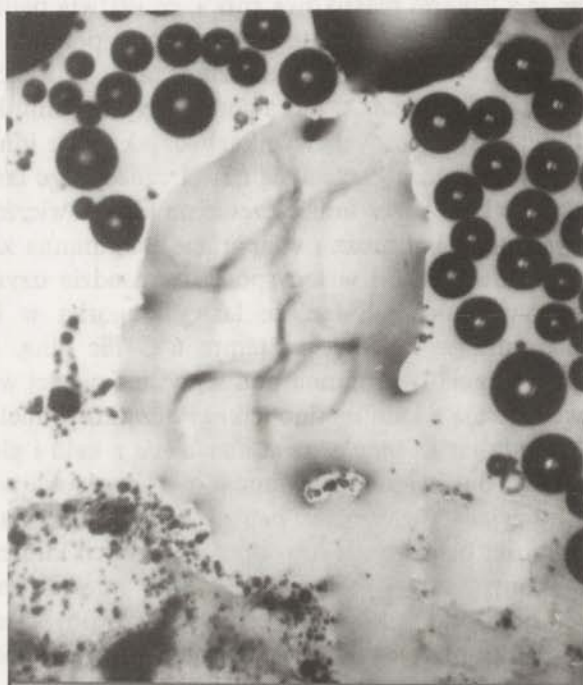


Rys. 2. Zmodyfikowany aparat Baermanna

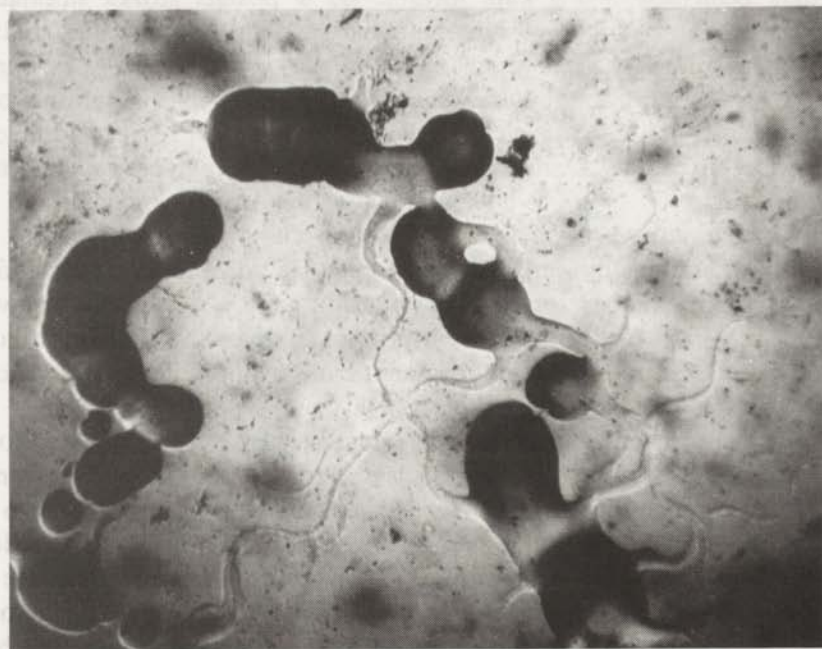
z biurety analitycznej, łącząc je z lejkami plastikową rurką, co ułatwia badanie i mycie urządzenia po dezynfekcji, a wmontowanie kranu pozwala na izolowanie larw w pojedynczych kroplach. W okresie rozmnażania się węgorka metoda ta daje 100% wyników dodatnich. Jest niezawodna przy badaniu kału o małym nagromadzeniu larw; przy ujemnych wynikach uzyskanych innymi metodami, stosując metodę Baermanna wykrywa się nawet pojedyncze larwy. W tropiku zaleca się ochładzanie kału przez umieszczenie na jego powierzchni kawałka lodu, natomiast wyschnięty kał można w aparacie Baermanna zalać ciepłą wodą na 30 min., płyn odwirować i w ten sposób w osadzie uzyskać martwe i nieliczne żywe larwy. Należy dodać, że larwy węgorka w kale przechowywanym przez kilka dni w lodówce w temp. 6°C nie giną, lecz zapadają w stan anabiozy; w aparacie Baermanna pod wpływem ciepłej wody larwy uaktywniają się i wywędrują z kału na dno lejka. Początkowo metoda Baermanna służyła do izolowania larw *Ancylostoma duodenale* z kału i gleby; okazało się z biegiem czasu, że może być stosowana do wykrywania wielu innych pasożytniczych i wolno żyjących gatunków nicieni. Metoda Baermanna służy także do oceny skuteczności działania leku u bezobjawowych klinicznie rekonwalescentów (badania kontrolne), u których w kale po leczeniu mogą pojawiać się jeszcze larwy rąbitopodobne pasożyta (dopiero próby ujemne świadczą o wyleczeniu), i do badań przesiewowych w bezobjawowo przebiegającej węgorczyicy (Dreyer i wsp. 1996).

Metoda Dancescu: 5–6 g kału formuje się w postaci stożka sięgającego wieczka w szczelnym i przezroczystym opakowaniu plastikowym o średnicy 5 cm i 2 cm wysokości, przetrzymywanym w cieplarni w temp. 37°C. W okresie wydalania larw rąbitopodobnych węgorka, po 12–24 h larwy filariopodobne pasożyta zbierają się w kroplach rosy (Rys. 3), które tworzą się z parującego kału na wieczku kamery Dancescu. Metoda ta daje 100 wyników dodatnich, umożliwia ciągłą obserwację larw i zachowanie prób w całości, co ma zasadnicze znaczenie przy masowych badaniach w terenie; ponadto kał znajduje się w zamkniętej komorze, którą spala się po zakończeniu badań, co gwarantuje całkowite bezpieczeństwo. W badaniach własnych zastosowano sprowadzone z PZH nieduże, szczelne i przezroczyste opakowania plastikowe, które nie matowieją pod wpływem działania środków dezynfekujących, można więc używać ich wielokrotnie.

Metoda agarowa Fülleborna: na 1,5% agarze, grubości 2–3 cm, na środku zamkniętej płytki Petriego umieszcza się dużą porcję kału zmieszanego z węglem drzewnym lub zwierzęcym (chroni hodowlę od nadmiernego zakwaszenia przez grzyby) tak, aby nie dotykała wieczka płytki. Po 48 h hodowli w temp. 20–25°C na wolnej od kału powierzchni agaru obserwuje się charakterystyczne smugi wzrostu kolonii bakterii (Soroczan 1979, Panosian i wsp. 1986), które zaznaczają drogę larw filariopodobnych pełzających po agarze (Rys. 4). Spłukuje się hodowlę wodą przy pomocy tryskawki, zebrany pipetą płyn odwirowuje się i w osadzie otrzymuje się zagęszczone larwy. W ten



Rys. 3. Krople wody z larwami filariopodobnymi *S. stercoralis* w urządzeniu Dancescu, pow. 50×



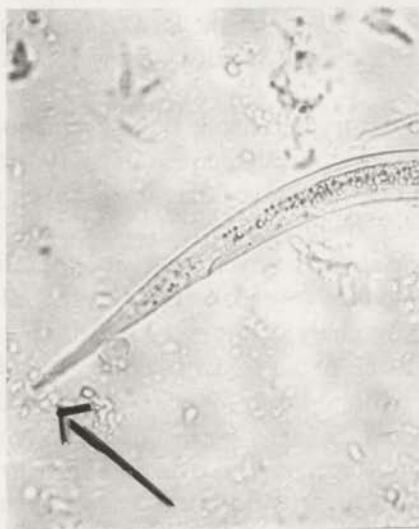
Rys. 4. Kolonie bakterii na agarze w hodowli kałowej Fülleborna po wędrujących larwach filariopodobnych *S. stercoralis*, pow. 200×

sposób nie wywabia się jednak wszystkich larw; można je otrzymać przenosząc całą zawartość hodowli Fülleborna na 3 h do aparatu Baermanna. W 3–5 dniu hodowli w tworzących się na agarze „kałużach” pojawiają się wolno żyjące samice i samce węgorka, a po upływie kolejnych 2 dni larwy rabditopodobne i filariopodobne tego pokolenia. Dorosłe postacie pasożyta izoluje się igłą preparacyjną, natomiast larwy przy pomocy cienkiej pipety. W okresie czynnej parazytologicznie węgorczycy hodowlana metoda agarowa Fülleborna daje 100 wykrywalności i zapewnia bezpieczeństwo badającemu (Arakaki i wsp. 1990; Koga i wsp. 1990, 1991, 1992; De Kaminsky 1993). Larwy filariopodobne żyją do 3 tygodni, można więc badania przeprowadzać w dowolnym czasie, co ma zasadnicze znaczenie przy masowych badaniach terenowych; można również izolować postacie rozwojowe węgorka bez niszczenia próby.

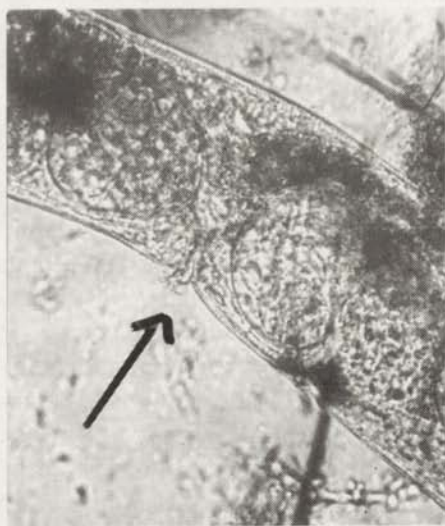
Metoda bibułowa Harada i Mori: w probówce o długości 18–20 cm i średnicy 3 cm umieszcza się pasek bibuły filtracyjnej o długości 16 cm i szerokości 2 cm, na którym uprzednio rozciera się grubą warstwę badanego kału. Kał należy roztrzeć bagietką w części środkowej paska tak, aby jego końce na długości 2 cm były wolne od kału. Dno próbki z umieszczonym w niej rozmazem zalewa się wodą do wysokości 2 cm i wstawia do ciepłarki o temp. 24–28°C na 3–5 dni. Wyhodowane postacie rozwojowe węgorka gromadzą się w wodzie na dnie próbki, larwy filariopodobne po 48 h, a samice i samce pokolenia wolno żyjącego pasożyta w 3–5 dniu hodowli. Badanie niszczy jednak hodowlę, należy więc nastawiać oddzielnie próby w celu uzyskania larw i postaci dorosłych węgorka. Mimo 100% wykrywalności siewców larw węgorka, metodę tę niechętnie poleca się ze względu na duże niebezpieczeństwo zarażenia się (Cross i Baseca-Sevilla 1981, Koga i wsp. 1990, Mahdi i wsp. 1993). Początkowo służyła do uzyskiwania larw *Ancylostoma duodenale* i *Necator americanus*; Hsieh (1963) wprowadził ją do wykrywania larw *S. stercoralis*.

W parazytologicznej diagnostyce laboratoryjnej strongyloidozy niepokój budzi sposób wykrywania węgorka jelitowego i określanie jego przynależności gatunkowej. Wiele opisywanych przypadków węgorczycy diagnozowanych jest przypadkowo przy okazji badania treści dwunastniczej, żółci i kału na pasożyty, diagnozę stawia się na podstawie stwierdzonych larw rabditopodobnych nicienia, co nie daje pewności, że są to larwy węgorka jelitowego. Należy bowiem zdawać sobie sprawę z tego, że charakterystyczna gardziel rabditopodobna z przednim i tylnym (bulbus) rozszerzeniem i przewężeniem gardzieli występuje nie tylko u larw rabditopodobnych pokolenia pasożytniczego i wolno żyjącego *S. stercoralis* i *S. fuelleborni* (pasożyta małp i człowieka), a także u larw rabditopodobnych nicieni z rodzaju *Trichostrongylus*, *Ancylostoma*, *Necator* i *Rhabditis*. Różnice morfologiczne są jednak trudno dostrzegalne i nie wystarczają do określenia przynależności gatunkowej węgorka jelitowego. Jak wobec tego powinna odbywać się prawidłowa i bezpieczna dla badającego koproscopowa diagnostyka węgorczycy, żeby

uniknąć pomyłki i jej następstw? W czynnym parazytologicznie okresie węgorzczy wykrywalność 100% larw rabditopodobnych (w świeżym kale) i filariopodobnych (badanie kału po 12–48 h) węgorza jelitowego daje bezpieczna metoda Baermanna, za pomocą której bada się pojedyncze osoby oraz metoda Dancescu w badaniach masowych do otrzymywania larw filariopodobnych. Wynik ujemny wymaga jednak zawsze kilkakrotnego powtórzenia badań, gdyż mogło być ono wykonane w okresie prepatentnym inwazji węgorza jelitowego i wówczas faza negatywna wydalania z kałem larw rabditopodobnych pasożyta wynosi 17–28 dni (Soroczan 1999). Stąd w praktyce jednorazowym badaniem kału metodą Baermanna nie zawsze uzyskiwano 100% wyników dodatnich, np. larwy rabditopodobne węgorza u zarażonych nim osób wykrywano w 98% (Assefa i wsp. 1991), w 96% (Geftner 1942, cyt. za: Shablovskaja 1986), w 90,6% (Coutinho i wsp. 1952), w 33% (De Kaminsky 1993) i jeszcze niższych odsetkach (Pereira-Lima i Delgado 1961). Natomiast larwy są częściej wykrywane u osób, u których występuje autoinwazja węgorza, co zwiększa intensywność inwazji pasożyta (Eveland i wsp. 1975). Po wykryciu larw rabditopodobnych jakiegos nicienia należy koniecznie w każdym przypadku z reszty kału założyć hodowlę na agarze według metody Fülleborna. Przy jej pomocy, w wypadku zarażenia węgorciem jelitowym, z larw rabditopodobnych otrzymuje się po 48 h larwy filariopodobne z wcięciem na ogonie (Rys. 5), występującym tylko u larwy inwazyjnej tego gatunku węgorza. W 3–5 dniu hodowli pojawiają się samice, u których wulwa (otwór płciowy) posiada wyróżniający je od innych gatunków nicieni charakterystyczny guzek (Rys. 6), i samce pokolenia wolno żyjącego pasożyta z zagiętym



Rys. 5. Wcięcie ogona (strzałka) larwy filariopodobnej *S. stercoralis*, pow 200×



Rys. 6. Otwór płciowy z guzkiem (strzałka) samicy wolno żyjącej *S. stercoralis*, pow 200×

brzusznie ogonem i wysuniętą ze steku parą szczecinek kopulacyjnych (spikule). W hodowlach obserwuje się samce leżące „bocznie” w pozycji przypominającej literę „J” (Rys. 7). Dopiero na tej podstawie można z całą pewnością określić przynależność gatunkową węgorka jelitowego. Dlatego Nielsen i Mojon (1987) do wykrywania węgorka jelitowego przy podejrzeniu o węgorczycę i do kontroli pacjentów po leczeniu zalecają przeprowadzenie 7 kolejnych badań kału, wykorzystując do tego celu wszechstronność hodowlanej metody agarowej Fülleborna ze względu na pojawianie się postaci rozwojowych obu pokoleń pasożyta. W ten sposób uzyskuje się możliwość odróżnienia *S. stercoralis* od wolno żyjących nicieni, przede wszystkim z rodzaju *Rhabditis*, które okresowo mogą przebywać w przewodzie pokarmowym jako endopasożyty rzekome (Soroczan 1987) lub mogą znaleźć się przypadkowo w naczyniu z kałem pacjenta, oraz od nicieni pasożytniczych z rodzaju *Trichostrongylus* i *Ancylostoma duodenale*, z którymi w naszej szerokości geograficznej należy się liczyć. Świadczą o tym rodzime przypadki trichostrongylozy (Płotkowiak 1973) u dzieci w byłym województwie szczecińskim i ancylostomozy (Burakiewicz 1968, Żegleń i Podlaski 1968) wśród górników w Zagłębiu Górnośląskim oraz inwazje zawleczone tęgoryjców u osób powracających i przybywających do Polski z krajów zwrotnikowych i podzwrotnikowych (Zwierz i wsp. 1967, Pawłowski i wsp. 1971, Kotłowski i wsp. 1994). W koproscopowej diagnostyce węgorczycy zasadnicze znaczenie ma więc właściwy wybór metod ze względu na ich wydajność w uzyskiwaniu larw rabsditopodobnych i filariopodobnych pokolenia pasożytniczego węgorka jelitowego oraz samic i samców pokolenia wolno żyjącego pasożyta, a przy określaniu przynależności gatunkowej znajomość charakterystycznych cech morfologiczno-anatomicznych postaci rozwojowych obu pokoleń pasożyta (Soroczan 1977), wyizolowanych i opisanych także w naszej szerokości geograficznej (Soroczan 1976). Przeglądając preparat należy mieć jednak na uwadze, że resztki niestrawionego pokarmu roślinnego, w postaci różnego rodzaju włókien i włosków, swoim wyglądem zewnętrznym i budową wewnętrzną przypominają martwe larwy rabsditopodobne i filariopodobne węgorka jelitowego, larwy filariopodobne przypominają zwłaszcza włoski skórki brzoskwiń i moreli.



Rys. 7. Samiec wolno żyjący *S. stercoralis* w pozycji „J”; stek i parzyste szczecinki kopulacyjne (strzałka), pow. 200 ×

BADANIE TREŚCI DWUNASTNICZEJ I ŻÓŁCI

Larw rabditopodobnych węgorka jelitowego poszukuje się również w porcjach treści dwunastniczej i żółci pobranych zgłębnikiem do probówek. Otrzymane porcje miesza się z taką samą ilością wody, wiruje, osad przenosi się na szkiełko przedmiotowe i przegląda pod mikroskopem. Największą liczbę larw stwierdza się w porcjach treści dwunastniczej i żółci wątrobowej (żółc A), mniej i rzadziej w żółci pęcherzykowej (żółc B). Do dalszych badań diagnostycznych pobiera się kał od pacjenta i zakłada hodowlę według agarowej metody Fülleborna w celu otrzymania larw filariopodobnych *S. stercoralis* oraz samic i samców pokolenia wolno żyjącego pasożyta o wyróżniających je od innych gatunków nicieni cechach morfologiczno-anatomicznych. Należy jednak mieć na uwadze, że zgłębnikowanie dwunastnicy może być stosowane w zasadzie tylko w warunkach szpitalnych, głównie u osób dorosłych i młodzieży, zabieg jest czasochłonny zarówno dla personelu medycznego jak i pacjenta, a dla tego ostatniego uciążliwy i nieprzyjemny.

Deschiens i Taillandier (1925) wydają się być pierwszymi, którzy opisali obecność larw rabditopodobnych węgorka jelitowego w treści sondy dwunastniczej. Tą metodą Jones (1950) na 71 przebadanych osób larwy wykrył u 65 (91%), Bezjak (1972) tylko u 39% pacjentów, a Bras i wsp. (1964), Peralta i Rodrigues (1978) i Scowden i wsp. (1978) stwierdzali je sporadycznie; larwy rabditopodobne węgorka wykrywano także w treści sondy żołądkowej (Peralta i Rodrigues 1978, Avagnina i wsp. 1980, Yassin i Garret 1980). Jones i Abadie (1954) przeprowadzili porównawcze badania nad częstością wykrywania larw węgorka w treści sondy dwunastniczej i w kale metodą Baermanna, stwierdzając larwy pasożyta w 88% przypadków w treści dwunastniczej i 72% w kale, Coutinho i wsp. (1953–1954) odpowiednio w 36% i 57%, Goka i wsp. (1990) w 76% i 33%, i w związku z tym zalecają stosowanie obu metod równocześnie. Natomiast według Shablovskiej (1986) wydajność metody Baermanna i badanie zawartości dwunastniczej w przybliżeniu wynosi 93–95%, i dlatego uzasadnione jest pominięcie nieprzyjemnego dla pacjenta zgłębnikowania, a badanie kału metodą Baermanna przy ujemnym wyniku może być powtórzone wielokrotnie.

Inną metodą, opracowaną przez Beala i wsp. (1970), pozwalającą na uzyskanie treści dwunastniczej w warunkach ambulatoryjnych i u dzieci, a eliminującą potrzebę intubacji, jest tzw. „sznurkowy” Enterotest. Składa się on z 140 cm nylonowej nitki zakończonej ołowianym ciężarkiem o masie 1 g, zwiniętej w kłębek wewnątrz żelatynowej kapsuły. Wysunięty na zewnątrz drugi koniec nitki przytwierdza się przyklepcem do policzka pacjenta. Popijana małą ilością wody połknięta na czczo kapsuła rozpuszcza się w żołądku, a obciążona nitka przenoszona ruchami perystaltycznymi przedostaje się do dwunastnicy i jelita czczego. Po 4 h wyciąga się nitkę z zebraną w ten sposób wydzielaną i po wyciśnięciu jej do płytki Petriego poszukuje się larw rabdito-

podobnych węgorka jelitowego. Okazało się, że Enterotest, wysoce przydatny w diagnostyce lambliozy, jest o wiele mniej sprawny w rozpoznawaniu węgorzycy, mimo że Beal i wsp. (1970) wykryli larwy węgorka u 51 z 56 osób, które podejrzewano o tę nematodozę. Przykładowo Kocięcka i wsp. (1976) larwy węgorka wykryli w jednym przypadku spośród czterech zdiagnozowanych przy pomocy hodowlanej metody bibułowej Harada i Mori. Grove (1980) podaje, że gdy próbowano postawić diagnozę na podstawie zarówno badań kału jak i treści dwunastniczej u 160 byłych wojskowych, z których u 44 (28%) ostatecznie udowodniono inwazję *S. stercoralis*, ustalono ją dopiero na podstawie larwoskopii kału u 2/3 pacjentów w pierwszej próbie i w trakcie następnych dwóch i kolejnych badań u 84% pacjentów, przy czym larwy węgorka zostały wykryte przy pomocy Enterotestu w pierwszej próbie tylko u 32% i w kolejnych próbach u 39% z tych 44 osób. Enterotestem stwierdzano jednak larwy węgorka przy ujemnych wynikach badań koproskopowych (Bezjak 1972, Goldsmid i Davies 1978, Vighi i wsp. 1989). Pacjenci polykają na ogół bez trudności kapsułkę, ale podczas wyjmowania nici często występuje wyraźny opór, uczucie strachu i dławienia, ślinotok i kaszel, podobnie jak przy wprowadzaniu i usuwaniu zgłębnika dwunastniczego.

BADANIE PLWOCINY

Badanie plwociny na obecność larw rabditopodobnych węgorka jelitowego przeprowadza się przy podejrzeniu płucnej postaci węgorzycy z obecnością samic pasożyta. Sporządza się preparat bezpośredni lub zebraną dobową porcję bada się przy użyciu metody Baermanna. Najbardziej dogodny sposób badania plwociny, zwłaszcza ropnej, polega na zmieszaniu jej w równej objętości z 0,5% roztworem wodorotlenku sodu, wytrząsaniu w ciągu 5 min. i wirowaniu; w osadzie w takim wypadku stwierdza się larwy pasożyta.

Opisano rzadkie przypadki obecności różnych postaci rozwojowych pokolenia pasożytniczego węgorka jelitowego w plwocinie. Przykładowo w masywnej płucnej postaci węgorzycy stwierdzano samice, jaja i larwy rabditopodobne (Wang i wsp. 1980), jaja i larwy rabditopodobne (Shiroma 1964, Nwokolo i Imohiosen 1973, Kenny i Webber 1974, Smith i wsp. 1985) i same larwy rabditopodobne (Yassin i Garret 1980) tego pasożyta. Gage (1911) jako pierwszy wykrył autoinwazyjne larwy filariopodobne węgorka w plwocinie alkoholika z zapaleniem płuc. W następnych latach stwierdzano je u osób immunosupresjonowanych i z rozsianą węgorczyką (Page i Reeves 1973, Liepman 1975, Scoggin i Call 1977, Bradley i wsp. 1978, Scowden i wsp. 1978, Meltzer i wsp. 1979, Chaudhuri i wsp. 1980, Harris i wsp. 1980, Venizelos i wsp. 1980, Ford i wsp. 1981, Panosian i wsp. 1986, Kramer i wsp. 1990, Takayanagui i wsp. 1995) bezpośrednim badaniem plwociny i jej osadu, w rozmazach barwionych metodą Grama i Papanicolaou. Natomiast samice, jaja, larwy rabditopodobne i filariopodobne węgorka wykryli Humpherys i Hieger (1979).

INNE BADANIA

Larwy rabditopodobne węgorka jelitowego znajdowano także w wymiocinach (Shimura i Ogawa 1922), natomiast larwy filariopodobne w ziarniniakach skóry (Gordon i wsp. 1994) i we krwi (Onuigbo i Ibeachum 1991). Endoskopowo larwy rabditopodobne i filariopodobne węgorka wykrywano badaniem biopsyjnym wrzodu żołądka (Scowden i wsp. 1978), w śluzówkowych biopsjach pacjentów z zatokowym zapaleniem żołądka (Rivasi i Raisi 1981, Wurtz i wsp. 1994), w biopsjach śluzówki dwunastnicy (Hizawa i wsp. 1966, Milner i wsp. 1965, Royle i wsp. 1974, Dwork i wsp. 1975, Brasitus i wsp. 1980, Grove 1980, Choudhry i wsp. 1995), w biopsjach śluzówki dwunastnicy i jelita czczego (Rodrigues Da Silva i wsp. 1959), w oskrzelach dzięki bronchoskopii i „szczotkowaniu” oskrzeli (Rassiga i wsp. 1974, Chaudhuri i wsp. 1980, McNeely i wsp. 1980, Venizelos i wsp. 1980, Bruno i wsp. 1982, Kramer i wsp. 1990) oraz w tkance płucnej biopsją przezoskrzelową (McNeely i wsp. 1980, Venizelos i wsp. 1980, Kramer i wsp. 1990).

U pacjentów z rozsianą węgorczyką larwy filariopodobne węgorka jelitowego znajdowano w płynie mózgowo-rdzeniowym (Bradley i wsp. 1978, Meltzer i wsp. 1979, Takayanagui i wsp. 1995), puchliny brzusznej (Liepman 1975, Lintermans 1975, Avagnina i wsp. 1980) i opłucnej (Fróes 1930).

Laboratoryjna diagnostyka węgorczyki ma również praktyczne zastosowanie w ginekologii i urologii przy badaniu wymazów szyjkowo-pochwowych i osadu moczu na obecność larw nicieni. Larwy filariopodobne węgorka jelitowego stwierdzano u kobiet w moczu (Fürnara 1923, Skiba i wsp. 1968, Rifaat i wsp. 1973, Hoy i wsp. 1981), w którym przeżywają 4–5 dni (Soroczan 1977) oraz w moczu i narządzie rodnym (Whitethall i Miller 1944, Redewill 1949, Murty i wsp. 1994); mogły one z krwi przedostać się przez nerki do pęcherza moczowego i narządu rodnego. Stwierdzając larwy nicienia w moczu należy zawsze określać jego przynależność gatunkową metodą hodowlaną, ponieważ w moczu można znaleźć larwy saprobionta *Anguillula aceti*, który żyje w osadzie octu stołowego. Przy używaniu dopochwowych tamponów lub wlewek z octu można węgorka octowego przenieść do moczu i wydzieliny pochwowej (Tood i Sandford 1944). Natomiast badając mocz niecewnikowany i wydzielinę pochwową u kobiet z owsicą, należy się liczyć, i to w nieodosobnionych przypadkach, z obecnością larw *Enterobius vermicularis* (Soroczan i Gulanowska 1971), które po wykluciu się z jaj inwazyjnych w okolicy okołodobytniczej przy retroinwazji owsika ludzkiego, myląc drogę wpełzają do pochwy lub pełzają w okolicy odbytu, krocza i sromu. Do wykrywania larw nicieni w moczu stosuje się metody zagęszczające. W tym celu jednorazową porcję moczu odstawia się na 30–45 min., następnie 10–15 ml osadu wiruje i przegląda na szkiełku przedmiotowym pod mikroskopem, tak jak sporą porcję wydzieliny pochwowej w preparacie bezpośrednim.

UWAGI

Węgorzycza stanowi niejednokrotnie trudny problem diagnostyczny i terapeutyczny, szczególnie w ośrodkach nie posługujących się w codziennej praktyce wypróbowanymi metodami diagnostyki parazytologicznej lub nie dysponujących w pełni przeszkolonym personelem. Ponadto, u nas – mimo występowania rodzimej i zawleczonych przypadków węgorzycy (Soroczan 2000) – w rutynowych badaniach koproskopowych często pomija się larwoskopię i nie prowadzi się hodowli wyizolowanych larw nicieni. Dlatego też niezbędna staje się ścisła współpraca lekarza klinicysty i pracownika laboratoryjnego. Jednak dla wzajemnego zrozumienia się, oprócz znajomości biologii i morfologii postaci rozwojowych węgorzaka jelitowego, klinicyście potrzebna jest (przynajmniej teoretyczna) znajomość metod wykrywania i ich wartości, a analitykowi, oprócz rutyny w posługiwaniu się najbardziej efektywnymi i bezpiecznymi metodami wykrywania pasożyta, minimum wiedzy z kliniki i epidemiologii węgorzycy.

LITERATURA

- Arakaki T., Iwanaga M., Kinjo F., Saito A., Asato R., Ikeshiro T. 1990. Efficacy of agar plate culture in detection of *Strongyloides stercoralis* infection. *Journal of Parasitology* 76: 425–428.
- Assefa T., Woldemichael T., Seyoum T. 1991. Evaluation of the modified Baermann's method in the laboratory diagnosis of *Strongyloides stercoralis*. *Ethiopian Medical Journal* 29: 193–198.
- Avagnina M.A., Elsner B., Iotti R.M., Re R. 1980. *Strongyloides stercoralis* in Papanicolaou-stained smears of ascitic fluid. *Acta Cytologica* 24: 36–39.
- Baermann G. 1917. über Ankylostomiasis, deren Ausbreitungsbedingungen durch die Bodeninfektion und deren Bekämpfung. (Enthält Methode der Larvenanreicherung). *Geneeskundz Tijdschrift voor Nederlandsch Indie* 57: 579–583.
- Beal C.B., Viens P., Grant R.G. 1970. A new technique for sampling duodenal contents: demonstration of upper small bowel pathogens. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 19: 349–352.
- Bezjak B.A. 1972. Evaluation of a new technique for sampling duodenal contents in parasitologic diagnosis. *American Journal of Digestive Diseases* 17: 848–850.
- Bielak-Oleksy T., Soroczan W. 1975. Ocena metod wykrywania *Strongyloides stercoralis* Stiles et Hassall, 1902 w kale z punktu widzenia ich efektywności oraz bezpieczeństwa badającego. *Wiadomości Parazytologiczne* 21: 43–47.
- Bradley S.L., Dines D.E., Brewer N.S. 1978. Disseminated *Strongyloides stercoralis* in an immunosuppressed host. *Mayo Clinic Proceedings* 53: 332–335.
- Bras G., Richards R.C., Irvine R.A., Milner P.F., Ragbeer M.M. 1964. Infection with *Strongyloides stercoralis* in Jamaica. *Lancet* 11: 1257–1260.
- Brasitus R.A., Gold R.P., Kay R.H., Magun A.R., Lee W.M. 1980. Intestinal strongyloidiasis. A case report and review of the literature. *American Journal of Gastroenterology* 73: 65–69.
- Bruno P., McAllister K., Matthews J.I. 1982. Pulmonary strongyloidiasis. *Southern Medical Journal* 75: 363–365.
- Burakiewicz C. 1968. Występowanie pasożytów przewodu pokarmowego u górników w Zagłębiu Górnośląskim. *Medycyna Pracy* 19: 88–91.
- Chaudhuri B., Nanos S., Soco J.N., McGrew E.A. 1980. Disseminated *Strongyloides stercoralis* infestation detected by sputum cytology. *Acta Cytologica* 24: 360–362.

- Choudhry U., Choudhry R., Romeo D.P., Cammerer R.C., Gopalswamy N. 1995. Strongyloidiasis: new endoscopic findings. *Gastrointestinal Endoscopy* 42: 170-173.
- Coutinho J.O., Croce J., Campos R., Amato Neto V. 1952. Estudo comparativo entre a pesquisa de larvas de *Strongyloides stercoralis* no suco duodenal e nas fezes. Valor diagnóstico. *Folia Clinica e Biologica Sao Paulo* 18: 125-131.
- Coutinho J.O., Croce J., Campos R., Neto V.A., Fonseca L.C. 1953-1954. Contribuição para o conhecimento da estrogiloidase humana em São Paulo. *Folia Clinica e Biologica São Paulo* 20: 141-176; 21: 19-48, 94-120.
- Cross J.H., Baseca-Sevilla V. 1981. Intestinal parasitic infection in Southeast Asia. *Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health* 12: 262-274.
- Dancescu P. 1968. Investigation on the intensity of the infection in a *Strongyloides* focus, using the coal culture method. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine* 62: 490-495.
- De Kaminsky R.G. 1993. Evaluation of three methods for laboratory diagnosis of *Strongyloides stercoralis* infection. *Journal of Parasitology* 79: 277-280.
- Deschiens R., Taillandier O. 1925. Présence de larves rhabditoides de *Strongyloides stercoralis* (Bavay, 1877) dans le liquide doudénale recueilli pour tubage. *Bulletins de la Société de Pathologie Exotique et de ses Filiales* 18: 525.
- Dreyer G., Fernandes-Silva E., Alves S., Rocha A., Albuquerque R., Addiss D. 1996. Patterns of detection of *Strongyloides stercoralis* in stool specimens: implication for diagnosis and clinical trials. *Journal of Clinical Microbiology* 34: 2569-2571.
- Dwork K.G., Jaffe J.R., Lieberman H.D. 1975. Strongyloidiasis with massive hyperinfection. *New York State Medical Journal* 75: 1230-1234.
- Eveland L.K., Kenney M., Yermakov V. 1975. Laboratory diagnosis of autoinfection in strongyloidiasis. *American Journal of Clinical Pathology* 63: 421-425.
- Ford J., Reiss-Levy E., Clark E., Dyson A.J., Schonell M. 1981. Pulmonary strongyloidiasis and lung abscess. *Chest* 79: 239-240.
- Fróes H.P. 1930. Identification of nematode larvae in the exudate of a serohaemorrhagic pleural effusion. *Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 33: 118-119.
- Fülleborn F. 1921. Nachweis von Ankylostomen und *Strongyloides* durch Plattenkulturen. *Archives für Schiffs- und Tropen-Hygiene* 25: 121-126.
- Fürnara P. 1923. Un caso di ematuria da strongyloide intestinale. *Policlinico* 30: 75-80.
- Gage J.G. 1911. A case of *Strongyloides intestinalis* with larvae in the sputum. *Archives of Internal Medicine* 7: 561-579.
- Goka A.K., Rolston D.D., Mathan V.I., Farthing M.J. 1990. Diagnosis of *Strongyloides* and hookworm infections: comparison of faecal and duodenal fluid microscopy. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 84: 829-831.
- Goldsmid J.M., Davies N. 1978. Diagnosis of parasitic infections of small intestine by Enterotest duodenal capsule. *Medical Journal of Australia* 1: 519-520.
- Gordon S.M., Gal A.A., Solomon R.R., Bryan J.A. 1994. Disseminated strongyloidiasis with cutaneous manifestations in an immunocompromised host. *Journal of the American Academy of Dermatology* 31: 255-259.
- Grove D.I. 1980. Strongyloidiasis in Allied ex-prisoners of war in Southeast Asia. *British Medical Journal* 280: 598-601.
- Harada Y., Mori O. 1955. A new method for culturing hookworm. *Yonago Acta of Medicine* 1: 177-179.
- Harris R.A., Musher D.M., Fainstein V., Young E.J., Clarridge J. 1980. Disseminated strongyloidiasis. Diagnosis made by sputum examination. *Journal of the American Association* 244: 65-66.
- Hizawa K., Iida M., Aoyagi K., Kimura V., Eguchi K., Fujishima M. 1966. Early detection of strongyloidiasis using endoscopic duodenal biopsy: report of a case. *Journal of Clinical Gastroenterology* 22: 157-159.

- Hoy W.E., Roberts N.J., Bryson M.F., Bowles C., Lee J.C., Rivero A.J., Ritterson A.L. 1981. Transmission of strongyloidiasis by kidney transplant? Disseminated strongyloidiasis in both recipients of kidney allografts from a single cadaver donor. *Journal of the American Medical Association* 246: 1937-1939.
- Hsieh H.C. 1963. A test-tube filter-paper method for the diagnosis of *Ancylostoma duodenale*, *Necator americanus* and *Strongyloides stercoralis*. *WHO Technical Report Seria* 255: 27-30.
- Humpherys K., Hieger L.R. 1979. *Strongyloides stercoralis* in routine Papanicolaou-stained sputum smears. *Acta Cytologica* 23: 471-476.
- Jones C.A. 1950. Clinical studies in human strongyloidiasis. I Semeiology. *Gastroenterology* 16: 743-756.
- Jones C.A., Abadie S.H. 1954. Studies in human strongyloidiasis. II. A comparison of the efficiency of diagnosis by examination of faeces and duodenal fluid. *American Journal of Clinical Pathology* 24: 1154-1158.
- Juan C. 1971. Introduction of an efficient variation in the modified technic of Baermann to detect *Strongyloides stercoralis*. *Journal of Parasitology* 57: 62.
- Kenney M., Webber C.A. 1974. Diagnosis of strongyloidiasis in Papanicolaou-stained sputum smears. *Acta Cytologica* 18: 270-273.
- Kocięcka W., Kurczewska M., Pawłowski Z. 1976. Przydatność enterotestu w wykrywaniu lamblizy i strongyloidiozy. *Materiały XII Zjazdu PTP*. Białystok, 1976: 63.
- Koga K., Kasuya S., Khamboonruang C., Sukavat K., Nakamura Y., Tani S., Ieda M., Tomita K., Tomita S., Hattan N. 1990. An evaluation of the agar plate method for the detection of *Strongyloides stercoralis* in northern Thailand. *Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 93: 183-188.
- Koga K., Kasuya S., Khamboonruang C., Sukavat K., Teda M., Takatsuke N., Kita K., Ohtomo B. 1991. A modified agar plate method for detection of *Strongyloides stercoralis*. *Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 45: 518-521.
- Koga K., Kasuya S., Ohtomo H. 1992. How effective is the agar plate method for *Strongyloides stercoralis*? *Journal of Parasitology* 78: 155-156.
- Kotłowski A., Kierznikowicz B., Mirosław B., Handschke D., Dąbrowiecka M. 1994. Występowanie pasożytów przewodu pokarmowego u żołnierzy Polskich Sił UNTAC po powrocie z Kambodży. *Materiały XVII Zjazdu PTP*. Gdynia 15-17 września 1994: 23-24.
- Kramer M.R., Greeg P.A., Goldstein M., Llamas R., Krieger B.P. 1990. Disseminated strongyloidiasis in AIDS and non-AIDS immunocompromised hosts diagnosis by sputum and bronchoalveolar lavage. *Southeast Medicine Journal* 83: 1226-1229.
- Kulev N. 1967. Uproshchennyj metod Baermanna dlja diagnostiki strongiloidoza. *Laboratoryje Dielo* 6: 371-372.
- Liepmann M. 1975. Disseminated *Strongyloides stercoralis*. A complication of immunosuppression. *Journal of the American Medical Association* 231: 387-388.
- Lindo J.F., Robinson R.D., Terry S.I., Vogel P., Gam A.A., Neva F.A., Bundy D.A. P. 1995. Age-prevalence and household clustering of *Strongyloides stercoralis* infection in Jamaica. *Parasitology* 110: 97-102.
- Lintermans J.P. 1975. Fatal peritonitis, an unusual complication of *Strongyloides stercoralis* infection. *Clinical Pediatrics* 14: 974-975.
- Looss A. 1905. Die Wanderung der *Ancylostoma*-und *Strongyloides* Larven von der Haut nach dem Darm. *Comptes Rendus du 6. Congres Internationale de Zoologie*, Berne: 225-233.
- Mahdi N.K., Setrak S.K., Shiwaish S.M. 1993. Diagnostic methods for intestinal parasites in southern Iraq with reference to *Strongyloides stercoralis*. *Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health* 24: 685-691.
- McNeely D.J., Inouye T., Tam P.Y., Ripley S.D. 1980. Acute respiratory failure due to strongyloidiasis in polymyositis. *Journal of Rheumatology* 7: 745-750.

- Meltzer R.S., Singer C., Armstrong D., Mayer K., Knapper W.H. 1979. Antemortem diagnosis of central nervous system strongyloidiasis. *American Journal of the Medical Sciences* 277: 91-98.
- Milner P.E., Irvine R.A., Barton C.J., Bras G., Richards R. 1965. Intestinal malabsorption in *Strongyloides stercoralis* infection. *Gut* 6: 574-581.
- Murty D.A., Luthra W.K., Sehgal K., Sodhani P. 1994. Cytologic detection of *Strongyloides stercoralis* in a routine cervicovaginal smear. A case report. *Acta Cytologica* 38: 223-225.
- Nielsen P.B., Mojon M. 1987. Improved diagnosis of *Strongyloides stercoralis* by seven consecutive stool specimens. *Zentralblatt für Bakteriologie, Mikrobiologie und Hygiene* 263: 616-618.
- Nwokolo C., Imohiosen E.A. 1973. Strongyloidiasis of respiratory tract presenting as „asthma”. *British Medical Journal* 11: 153-154.
- Onuigbo M.A.C., Ibeachum G.I. 1991. *Strongyloides stercoralis* larvae in peripheral blood. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 85: 97.
- Page F.T., Reeves D.S. 1973. Accelerated autoinfection with *Strongyloides* species complicating terminal carcinomatosis. *Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health* 4: 256-259.
- Panosian K.J., Marone P., Edberg S.C. 1986. Elucidation of *Strongyloides stercoralis* by bacterial-colony displacement. *Journal of Clinical Microbiology* 24: 86-88.
- Pawłowski Z., Karlewiczowa R., Rauhut W. 1971. Przydatność metod Harada i Mori oraz Dancescu w rozpoznawaniu inwazji tęgoryjca. *Wiadomości Parazytologiczne* 17: 59-63.
- Peralta N.R., Rodrigues M.A. 1978. *Strongyloides stercoralis* larvae in gastric and duodenal aspirates. *Acta Cytologica* 22: 61-62.
- Pereira-Lima J., Delgado P.G. 1961. Diagnosis of strongyloidiasis: importance of Baermann's method. *American Journal of Digestive Diseases* 6: 899-904.
- Plotkowiak J. 1973. Strongyloidoza i trichostrongyloidoza wśród mieszkańców woj. Szczecińskiego. *Materiały XI Zjazdu PTP*. Poznań, 10-12 maja 1973: 139.
- Rassiga A.L., Lowry J.L., Forman W.B. 1974. Diffuse pulmonary infection due to *Strongyloides stercoralis*. *Journal of the American Association* 230: 426-427.
- Redewill F. 1949. *Strongyloides stercoralis* involving the genito-urinary tract. *Urological and Cutaneous Review* 53: 609-614.
- Rifaat M.A., Ghanam N.S., Kaneshy M.H., Kholi E.S., Hegazi M.M., Ali M.M. 1973. A case of genito-urinary strongyloidiasis. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 67: 722-723.
- Rivasi F., Raisi O. 1981. Diagnosis of gastric strongyloidiasis by brush cytology. Report of two cases. *Italian Journal of Gastroenterology* 13: 40-42.
- Rodrigues Da Silva J., Escostegny J.A., Erthal A., De Paola D., Dias L.B. 1959. Biopsia duodenal e jejunal em algumas parasitoses intestinais. *Boletim do Hospital dos Servidores do Estado* 11: 502.
- Royle G., Fraser-Moodie A., Wansbrough J.M. 1974. Hyperinfection with *Strongyloides stercoralis* in Great Britain. *British Journal of Surgery* 61: 498-500.
- Shablovskaja E. A. 1986. Strongyloidoz. *Medicina*, Moskva.
- Scoggin C.H., Call N.B. 1977. Acute respiratory failure due to disseminated strongyloidiasis in renal transplant recipient. *Annals of Internal Medicine* 87: 456-458.
- Scowden E.B., Schaffner W., Stone W.J. 1978. Overwhelming strongyloidiasis; an unappreciated opportunistic infection. *Medicine (Baltimore)* 57: 527-544.
- Shimura S., Ogawa T. 1922. On the filariform larvae found in vomit of a patient infested with *Strongyloides*. Abstracted in *Tropical Diseases Bulletin* 19: 223.
- Shiroma Y. 1964. Studies on human strongyloidiasis on Okinawa. *Ryukyu Kagoshima Medicine Journal* 34: 243-246.
- Skiba W., Lenda K., Poks-Skiba E. 1968. Analiza kliniczna 15 przypadków zakażenia węgorkiem jelitowym. *Polskie Archiwum Medycyny Wewnętrznej* 40: 645-650.

- Smith B., Verghese A., Guitierrez C., Dralle W., Berk S.L. 1985. Pulmonary strongyloidiasis: diagnosis by sputum Gram stain. *American Journal of Medicine* 79: 633-666.
- Soroczan W. 1976. Badania nad morfologią postaci rozwojowych *Strongyloides stercoralis* Stiles et Hassall, 1902 (*Nematoda, Strongyloididae*) w klimacie umiarkowanym. *Annales Universitatis Mariae Curie-Skłodowska Lublin-Polonia, Sectio C*: 31: 281-289.
- Soroczan W. 1977. Przeżywalność i ruch postaci rozwojowych *Strongyloides stercoralis* Stiles et Hassall, 1902 (*Nematoda, Strongyloididae*) w środowisku zewnętrznym. *Folia Societatis Scientiarum Lubliniensis, Biologia* 19: 47-52.
- Soroczan W. 1979. Koproskopowa diagnostyka węgorkczy (strongyloidosis). *Diagnostyka Laboratoryjna* 15: 72-80.
- Soroczan W. 1980. Jak powinna odbywać się prawidłowa, koproskopowa (larwoskopowa) diagnostyka węgorkczy (strongyloidosis). *Wiadomości Parazytologiczne* 26: 393-397.
- Soroczan W. 1987. Kształtowanie się cykli rozwojowych pasożytniczych nicieni (*Nematoda* Rudolphi, 1808) z rodzaju *Rhabditis* Dujardin, 1845 i *Strongyloides* Grassi, 1879. *Wiadomości Parazytologiczne* 33: 125-132.
- Soroczan W. 1997. *Strongyloides stercoralis* (Bavay, 1876) Stiles et Hassall, 1902 (*Nematoda*) – węgorek jelitowy. Część III. Morfologia i anatomia. *Wiadomości Parazytologiczne* 43: 143-154.
- Soroczan W. 1999. *Strongyloides stercoralis* (Bavay, 1876) Stiles et Hassall, 1902 (*Nematoda*) – węgorek jelitowy. Część IV. Cykl życiowy. *Wiadomości Parazytologiczne* 45: 13-27.
- Soroczan W. 2000. Węgorkczyca (*strongyloidosis*). Część VII. Epidemiologia i profilaktyka (2). *Wiadomości Parazytologiczne* 46: 345-346.
- Soroczan W., Gulanowska H. 1971. Jaja i larwy *Enterobius vermicularis* (L.) w pochwie kobiety. *Wiadomości Parazytologiczne* 17: 359-367.
- Speed J.C., Culpepper V., Thompson D., Hennon P., Wint B., Bundy D.A.P. 1987. A community based study of gastrointestinal helminth and protozoan infestation in western Jamaica. *Western Indian Medicine Journal* 36: 73-79.
- Stefański W., Żarnowski E. 1971. Rozpoznawanie inwazji pasożytniczych u zwierząt. PWRiL, Warszawa.
- Takayanagui O.M., Lofrano M.M., Araugo M.B., Chimelli L. 1995. Detection of *Strongyloides stercoralis* in the cerebrospinal fluid of a patient with acquired immunodeficiency syndrome. *Neurology* 45: 193-194.
- Tood J., Sandford A. 1944. Clinical diagnosis by laboratory methods. Philadelphia.
- Venzelos P.C., Lopata M., Bardawil W.A., Sharp J.T. 1980. Respiratory failure due to *Strongyloides stercoralis* in a patient with a renal transplant. *Chest* 78: 104-106.
- Vighi G., Schroeder J., Gallo C. 1989. "Enterotest" and *Strongyloides stercoralis*. *Lancet* 15: 156-157.
- Wang T., Reyes C.V., Kathuria S., Trinden C. 1980. Diagnosis of *Strongyloides stercoralis* in sputum cytology. *Acta Cytologica* 24: 40-43.
- Yassin S.M., Garret M. 1980. Parasites in cytodagnosis. A case report of *Strongyloides stercoralis* in Papanicolaou smears of gastric aspirate, with a review of the literature. *Acta Cytologica* 24: 539-544.
- Whitethall R., Miller M. 1944. Infestation of the genito-urinary tract by *Strongyloides stercoralis*. *Bulletin of the Johns Hopkins Hospital* 75: 169-174.
- Wurtz R., Mirot M., Fronda G., Peters C., Kocka F. 1994. Short report: gastric infection by *Strongyloides stercoralis*. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 51: 339-340.
- Zwierz Cz., Tomaszunas S., Łaba L. 1967. Choroby egzotyczne oraz niektóre zakażenia kosmopolityczne rozpoznane u ludzi po pobycie w tropiku. *Materiały IX Zjazdu PTP* Katowice, 18-21 maja 1967: 139-140.
- Żegleń S., Podlaski S. 1968. Częstość występowania pasożytów przewodu pokarmowego u górników pracujących pod ziemią. *Biuletyn Służby Sanitarnej-Epidemiologicznej Województwa Katowickiego* 12: 67.