

ARTYKUŁY PRZEGLĄDOWE

***CALODIUM HEPATICUM* (BANCROFT, 1893) MORAVEC, 1982 – KAPILARIA O NIETYPOWYM CYKLU ROZWOJOWYM**

ANNA OKULEWICZ¹, AGNIESZKA PEREC¹, JOANNA HILDEBRAND¹
I JERZY OKULEWICZ²

¹Zakład Parazytologii, Instytut Genetyki i Mikrobiologii, Uniwersytet Wrocławski, ul. Przybyszewskiego 63, 51-148 Wrocław, ²Katedra i Zakład Biologii i Parazytologii Lekarskiej, Akademia Medyczna, ul. J. Mikulicza-Radeckiego 9, 50-367 Wrocław

ABSTRACT. *Calodium hepaticum* (Bancroft, 1893) Moravec, 1982 – capillaria with an atypical life cycle. *Calodium hepaticum* (Bancroft, 1893) – commonly known as *Capillaria hepatica* is a nematode parasitising in liver of rodents, some domestic and wild mammals: Insectivora, Carnivora, Artiodactyla and Primates including human as well. *C. hepaticum* is the only nematode – geohelminth, which for the continuity of the life cycle needs the death of the host being the intermediate and final host at the same time. The eggs of the parasite deposited by female worms in liver of the host became entrapped in fibrotic tissue. *C. hepaticum* is a cosmopolitan nematode. Rats and mice (domestic and field) are the main hosts of this parasite, the prevalence of infection can be very high e.g. *Rattus norvegicus* – 100% in the Baltimore Zoo (Farhang-Azad 1977) as well as from the urban area of Milan (Italy) – the prevalence of infection was 36% (Ceruti et al. 2001). Hepatic capillariasis was not recorded in our country but its existence seems to be very probable.

Key words: *Calodium hepaticum*, *Capillaria hepatica*, liver, parasites.

WSTĘP

Kapilarie to grupa nicieni obejmująca około 300 gatunków pasożytujących u wszystkich gromad kręgowców – ryb, płazów, gadów, ptaków i ssaków z człowiekiem włącznie. Najczęściej jednak występują u zwierząt stałocieplnych – ptaków i ssaków. Liczba gatunków rodziny Capillariidae Railliet, 1915 występujących u ssaków sięga kilkudziesięciu, a według Moravca (2000) na terenach Czech i Słowacji wynosi 22. Pasożytują one w różnych narządach, głównie w układzie pokarmowym, a także w oddechowym i wydalniczym żywicieli. Niezwykłą biologię wykazuje gatunek *Calodium hepaticum* (Bancroft, 1893), powszechnie znany pod na-

zwą *Capillaria hepatica*, pasożytujący w wątrobie przede wszystkim gryzoni, rzadziej innych ssaków w tym człowieka. *C. hepaticum* jest jedynym nicieniem-geohelminthem, u którego dla osiągnięcia ciągłości cyklu rozwojowego musi nastąpić śmierć żywiciela, będącego jednocześnie żywicielem pośrednim i ostatecznym. Jaja składane przez samicę nicienia w wątrobie żywiciela otaczane są tkanką łączną i nie mają możliwości wydostania się do środowiska zewnętrznego, wraz z żółcią czy fekaliami. Ze względu na panujące warunki beztlenowe nie bruzdkują i nie rozwijają się (Farhang-Azad 1977).

HISTORIA GATUNKU

Pierwsze informacje o występowaniu pasożyta w wątrobie szczurów pochodzą od autorów: Chaussat 1850, Colin 1862, Davaine 1877. Następnie Generalli (1878) znalazł tego nicienia u królika, zaś Perroncito (1878) w wątrobie psa tylko jaja pasożyta. Cytowani autorzy dokonali opisu na podstawie fragmentów nicieni, bowiem nie udało im się wydobyć pasożytów z wątroby w stanie nieuszkodzonym, i dlatego ich dane są niepełne. W roku 1889 Railliet i Lucet znaleźli kapilarie w wątrobie jeża i opisali je jako *Trichosoma* sp. zaznaczając, że pasożyty jeży, chociaż podobne do tych, które zostały znalezione u szczurów, różnią się w szczegółach. Leidy (1891) dokonał krótkiej charakterystyki kapilarii pochodzących z wątroby szczura wędrownego (*Rattus norvegicus*), zaszeregował je do rodzaju *Trichosoma* i omyłkowo oznaczył jako *Trichosoma tenuissimum* Rudolphi, 1809. Kilka lat później, Thomas Lane Bancroft (1893) na podstawie fragmentów nicieni z wątroby szczurów *Rattus rattus* i *R. norvegicus* introdukowanych do Australii opisał nowy gatunek pod nazwą *Trichocephalus hepatica*. Wkrótce (1898) Railliet przeniósł ten gatunek do rodzaju *Trichosoma*. W roku 1911 Nicoll znalazł w Anglii kapilarie w wątrobie zająca bielaka i także odniósł je do rodzaju *Trichosoma* uważając, że są identyczne do tych znalezionych u szczurów. Jednak nie powiodło mu się zarażenie szczurów materiałem pochodzącym od zająca i dlatego wycofał się z określenia pasożytów pochodzących od zająca jako *T. hepatica*.

W roku 1915 Travassos dokonał przeniesienia gatunku *Trichosoma hepatica* (Bancroft, 1893) do rodzaju *Capillaria*. Następnie Hall (1916), biorąc pod uwagę niektóre morfologiczne cechy *Trichosoma hepatica* i jego osobliwą lokalizację, utworzył dla tego gatunku oddzielny rodzaj – *Hepaticola* Hall, 1916 z typowym i jedynym gatunkiem – *Hepaticola hepatica* (Bancroft, 1893). Zdaniem Halla, nicienie znalezione u zająca przez Nicolla należało uznać za *T. hepatica*. Baylis w 1931 roku znalazł w wątrobie myszy zaroślowej (*Apodemus sylvaticus*) samce kapilarii, które dokładnie zbadał, porównał z opisami Bancrofta i uznał, że jest to ten sam gatunek – *Hepaticola hepatica*. Stwierdzona obecność spikul u samców nicieni spowodowała, że Baylis przeniósł z powrotem *Hepaticola hepatica* do rodzaju *Capillaria*. Autor ten scalił trzy rodzaje, mianowicie do *Capillaria* Zeder, 1800

zaliczył *Eucoleus* Dujardin, 1845 i *Hepaticola* Hall, 1916. W roku 1947 Lopez-Neyra na podstawie występowania kolców na pochwie spikuli samców i stosunku długości gardzieli do całkowitej długości ciała nicieni, zaszeregował gatunek *hepatica* do rodzaju *Eucoleus*. Nieco później Skrjabin i Schikhobalova (1954), przenieśli ten gatunek do rodzaju *Thominx* na podstawie takich cech jak: obecność spikuli u samca i jej pochwa zaopatrzona w kolce. Pawłow, po dokonaniu rewizji gatunku stwierdził, że pochwa spikuli samca nie jest uzbrojona w kolce lecz wykazuje drobne, delikatne pomarszczenia, i na tej podstawie uznał za zasadne ponowne wyodrębnienie oddzielnego rodzaju *Hepaticola* (Hall, 1916). Argumentem była także specyficzna lokalizacja nicienia w organizmie żywiciela (wątroba) oraz wyjątkowy cykl rozwojowy pasożyta¹. W związku z tym systematyka rodziny Capillariidae przedstawiona przez Skrjabina i wsp. (1957) zawiera pięć rodzajów: *Capillaria*, *Thominx*, *Eucoleus*, *Skrjabinocapillaria* i *Hepaticola*. Zaś nowsza systematyka rodziny Capillariidae zaproponowana przez Moravca (1982), oparta na wielu cechach morfologicznych, uwzględnia aż 16 rodzajów, między innymi rodzaj *Calodium* Dujardin, 1845 (syn. *Hepaticola* Hall, 1916) z trzema gatunkami, pasożytującymi w wątrobie i śledzionie, wśród których wyodrębniony jest *Calodium hepaticum* (Bancroft, 1893) Moravec, 1982. Nadal jednak w większości publikacji, nawet tych najnowszych używana jest nazwa *Capillaria hepatica* Bancroft, 1893.

ŻYWICIELE

Żywicielami są przede wszystkim gryzonie – Rodentia (z rodzaju *Acomys*, *Apodemus*, *Arvicola*, *Castor*, *Clethrionomys*, *Cricetomys*, *Cynomys*, *Cavia*, *Marmota*, *Microtus*, *Mus*, *Neomys*, *Ondatra*, *Rattus*, *Sigmodon*, *Sciurus*) ale także przedstawiciele Insectivora (*Erinacaeus*, *Sorex*), Lagomorpha (*Lepus*, *Oryctolagus*), Carnivora (*Canis familiaris*, *C. lupus*, *Felis domestica*), Penssodactyla (*Equus caballus*) i Primates (*Anthropopithecus troglodytes*, *Ateles geoffroyi*, *Cebus capucinus imitator*, *Cercopithecus aetiops*, *Gorilla gorilla beringei*, *Pan troglodytes*). Eksperymentalnie zarażono świnię i królika. Wiele doniesień o zarażeniu innych ssaków niż gryzonie pochodzi z ogrodów zoologicznych. Człowiek jest żywicielem sporadycznie.

ROZPRZESTRZENIENIE GEOGRAFICZNE

Calodium hepaticum jest nicieniem w zasadzie kosmopolitycznym, najczęściej jednak występuje w rejonach o podwyższonej temperaturze i wilgotności. Dotychczasowe notowania: Azja (Indie, Japonia, Korea, Tajwan, Tajlandia, Malezja, Iran, Kazachstan, Azerbejdżan, Jakutia), Australia, Afryka (Egipt, Kongo Belgijskie, Nigeria, Rwanda, Etiopia), Ameryka Płn (USA), Ameryka Środk., Ameryka Płd. (Brazylia, Peru). Także Europa: Bułgaria – u *Apodemus flavicollis*, *A. sylvaticus*,

¹Ten fragment historii gatunku i wszystkie cytowane prace podajemy według Skrjabina i wsp. 1957

Microtus arvalis (Prokopič i Genov 1974, Genov 1984); Czechy i Słowacja u *A. flavicollis*, *Clethrionomys glareolus*, *Lepus europaeus*, *Rattus norvegicus* i *Ondatra zibethicus* – kilka doniesień z lat 1955-1967 (Tenora i Zavadil 1967); Dania, Francja, Hiszpania, Turcja, Włochy – u *Rattus norvegicus* (Ceruti i wsp. 2001); Chorwacja, Białoruś, Ukraina, Rosja, Gruzja, Armenia, Azerbejdżan, Karelia.

Z Polski jest jedno doniesienie (Paciepnik 1976) o występowaniu *Hepaticola hepatica* = *Calodium hepaticum* u samicy goryla *Gorilla gorilla gorilla* we Wrocławskim Ogrodzie Zoologicznym. Jednak ze względu na znalezienie tylko jednego jajka (w 6 badanych próbkach kału zwierzęcia), występowanie tego gatunku wydaje się być mało wiarygodne. Jest raczej nieprawdopodobne, aby zarażony tym nicieniem gryzoń (brak doniesień z terenu Polski) został zjedzony przez przebywającego w klatce goryla. Zwłaszcza, że wieloletnie badania koproskopowe (Ashford i wsp. 1990, 1996) goryli górskich w Impenetrable Forest Reserve Park (Uganda) w warunkach zbliżonych do naturalnych nie wykazały obecności jaj tych nicieni w kale. W badaniach sekcyjnych wątroby padłych tam goryli stwierdzano obecność jaj pasożyta, co wiąże się z ich zarażeniem poprzez zjedzenie zanieczyszczonego jajami pasożyta pokarmu – przede wszystkim warzyw.

PREWALENCJA ZARAŻANIA ZWIERZĄT

Bobry – *Castor fiber* – 10% (w wieku powyżej dwóch lat); nornica ruda = *Clethrionomys glareolus* – 14,8% – (Skrjabin i wsp. 1957); szczury – *Rattus norvegicus* i *R. rattus* – 7,89% – Tajlandia (Namue i Wongsawad 1997); szczur wędrowny (*Rattus norvegicus*) – tereny zurbanizowane w okolicach Mediolanu (Włochy) – 36% – (Ceruti i wsp. 2001); *R. norvegicus* – 1,95% (tylko osobniki dorosłe), Chorwacja – tereny wiejskie (Stojcevic i wsp. 2002); *R. norvegicus* w ogrodzie zoologicznym w Baltimore – 100% (Farhang-Azad 1977); *Rattus rattus* – 6,2% i *Praomys albipes* – 0,5% – Etiopia (Farhang-Azad i Schlitter 1978); piżmaki – *Ondatra zibethicus* w Czechach – 4,9% (Tenora i Zavadil 1967), a w Pensylwanii i Connecticut – od 0 do 78% badanych (Borucinska i Nielsen 1993); dzikie świnki morskie – *Cavia aperea* z And (Peru) – 6,9% (Dittmar 2002); goryle – *Gorilla gorilla beringei* – Parc National de Volcans (Rwanda) – 52,6% (Graczyk i wsp. 1999); psy – 0,23% i koty – 1,38% – Brazylia (da Silva Ilha i de Barros 2002), także 9,4% jeżozwierze (*Erethizon dorsatum*) w Pensylwanii (USA), które należą do zwierząt odżywiających się dietą wegetariańską (Hamir i Rupprecht 2000). W niektórych regionach wiejskich nawet 77,8% szczurów bywa zarażonych a odsetek zmienia się wraz z porą roku (Sinniah i wsp. 1979).

Czasem nagromadzenie jaj jest tak duże, że wątroba zwierząt jest znacznie powiększona i przyjmuje białawe zabarwienie. Zmiany patologiczne w wątrobie u zarażonych szczurów sięgają nawet 71% (Ceruti i wsp. 2001).

MORFOLOGIA (wg Pawłowa 1955 cyt. za Skrjabinem i wsp. 1957)

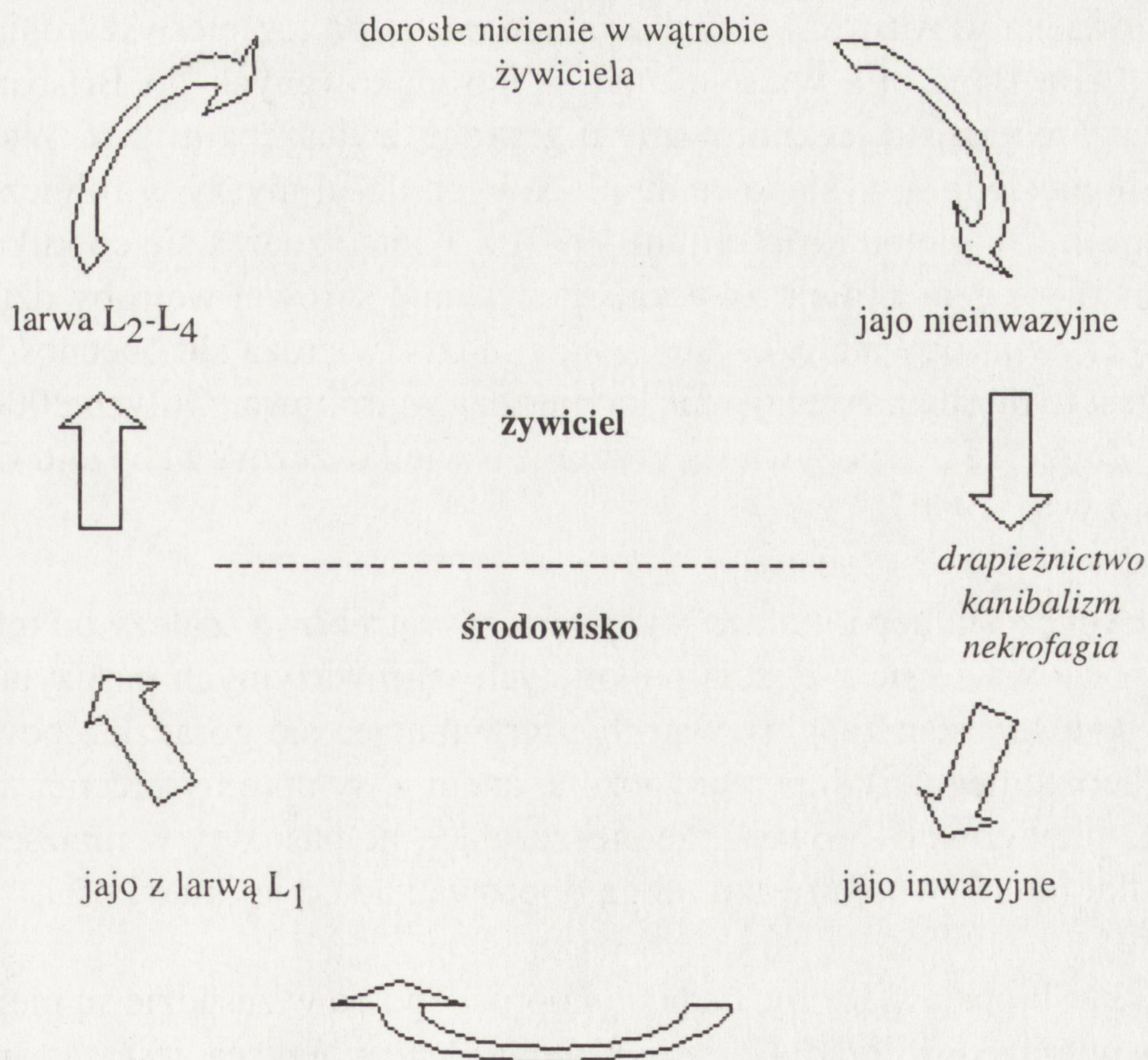
Nicienie nitkowatego kształtu, koloru białego. Kutikula delikatnie poprzecznie-prążkowana. Pasemka oskórkowe dobrze widoczne, zaczynają się na poziomie końca mięśniowej części gardzieli i ciągną się u samic do połowy długości między wulwą a końcem ogona, a u samców do połowy odległości między miejscem przechodzenia gardzieli w jelito i końcem ciała. Dorsalne pasemko oskórkowe jest dwa razy szersze (0,025 mm) niż wentralne (0,012 mm). Otwór gębowy mały i okrągły. Część mięśniowa gardzieli jest krótka, gruczołowa o wiele dłuższa i zbudowana z komórek (stichocytów) z dużymi jądrami. Liczba komórek jest zróżnicowana u poszczególnych osobników. Samce osiągają długość 17,2-32 mm i szerokość 0,04-0,08 mm. Długość gardzieli mięśniowej wynosi 0,32 mm a gruczołowej 6,24-7,53 mm. Szczecinka kopulacyjna jest delikatna, słabo schitynizowana, długości 0,43-0,47 i szerokości maksymalnej 0,013 mm. Proksymalny koniec spikuli jest nierówny i rozszerzony, dystalny wyraźnie zwęża się i na końcu jest zaostrowany. Pochewka spikuli gładka, bez kolców, powierzchnia jej jest delikatnie drobno pomarszczona i ma kształt długiego lejka. Długość pochewki jest zróżnicowana w zależności od stopnia wycisowania, a jej maksymalna szerokość wynosi 0,07-0,1 mm. Tylny koniec samca jest tępo zakończony, zaopatrzony w dwie małe wentralne brodawki i dwa lateralnie ułożone kutikularne skrzydełka. Kloaka leży subterminalnie. Długość ciała samicy wynosi 98,74-104,2 mm a szerokość do 0,19 mm. Długość części mięśniowej gardzieli sięga 0,83 mm a gruczołowej 7,62-8,43 mm. Odległość od końca gardzieli do wulwy wynosi 0,26 mm. Szpara sromowa samicy leży w odległości 9,58 mm od przedniego końca ciała i zaopatrzona jest w oskórkowy wyrostek. Składa się on z dwóch elipsoidalnych rozszerzeń, w miejscu połączenia których znajduje się wgłębienie służące do składania jaj. Jaja barwy brunatnej, beczułkowate, z czopkami na biegunach, z charakterystycznym promienistym prążkowaniem skorupki, o wymiarach 0,049-0,054 mm x 0,028-0,032 mm. Według różnych autorów rozmiary jaj sięgają od 0,048 do 0,067 mm długości i od 0,029 do 0,037 mm szerokości. Znalezione w fekaliach 12-letniego chłopca (na Tajwanie) jaja *C. hepaticum* były żółto-brązowego koloru długości 0,040-0,060 i szerokości 0,025-0,035 mm, otoczka ich miała grubość 3-4 mikrometry a dwa czopki na biegunach osiągały wymiary 5-9 x 5-8 μm (Fan i wsp. 2000). Otoczka jaja zbudowana jest z czterech warstw: zewnętrznej – bardzo cienkiej otaczającej całe jajo, drugiej – grubszej, która nie dochodzi do czopków, trzecia dochodząca do czopków jest zwarta i zabarwiona na brązowy kolor a czwarta przezroczysta pokrywa część jaja z zarodkiem. Otoczki jaj *C. hepaticum* znalezionych w wątrobie goryli miały powierzchnię chropowatą z wgłębieniami (Graczyk i wsp. 1999).

ROZWÓJ (Rys. 1 – cykl rozwojowy)

Nicień w czasie pasożytowania w wątrobie nie pozostaje w jednym miejscu lecz stale penetruje nowe, nie zajęte jeszcze tkanki żywiciela (Anderson 2000). W utworzonych tam korytarzach samice składają jaja w postaci niewielkich skupisk. Już 21. dnia po zarażeniu wokół kapilarii rozwija się tkanka łączna a od 28. dnia nicienie zaczynają ginąć, a następnie ulegają lizie i zresorbowaniu (Pawłow, 1955, cyt. za Skrjabinem i wsp. 1957). Natomiast według Wrighta (1961) wszystkie samce giną w ciągu 40 dni a samice pozostają żywe do 59 dnia po zarażeniu i do tego czasu składają jaja, ich liczba może sięgać nawet 1 400 000 (Farhang-Azad 1977). Skupiska jaj także zostają otoczone tkanką łączną i jakby zamurowywane w wątrobie, zachowują jednak żywotność przez kilka miesięcy. Jaja nie są wydalane do środowiska za życia żywiciela wraz z jego wydzielinami bądź wydalaminami. Po raz pierwszy tę właściwość stwierdził autor gatunku – Bancroft (1893). Jaja zostają uwolnione do środowiska dopiero po śmierci żywiciela.

Już w roku 1930 japoński uczoney Momma (cyt. za Skrjabinem i wsp. 1957) stwierdził występowanie *C. hepaticum* u 57% z 2222 badanych szczurów (*Rattus rattus*), ale u żadnego zwierzęcia nie było jaj w treści jelita. Doniesienia różnych autorów o znajdowaniu jaj *C. hepaticum* w przewodzie pokarmowym różnych ssaków: małp, szczurów, psów, pekari a także człowieka, wg Skrjabina i wsp. (1957) dotyczą jedynie transmisji pasożytów po zjedzeniu przez żywicieli zarażonej wątroby. Pawłow (1955, cyt. za Skrjabinem i wsp. 1957) w eksperymentach skarmiania kawałeczkami wątroby gryzoni z jajami kapilarii – drapieżników (kuna), ptaków (kura) czy chrząszczy nekrofagicznych (*Necrophalus vespilloides* i *Silpha obsura*) – przez okres 1-4 dni stwierdzał obecność jaj tych nicieni w fekaliach zwierząt (kuna). Zatem organizmy te odgrywają ważną rolę w uwalnianiu jaj *C. hepaticum* do środowiska. Główną rolę w wydostawaniu się jaj do środowiska zewnętrznego odgrywa drapieżnictwo i kanibalizm. Pewne znaczenie mają również padlinożercy zjadający resztki zwierząt, które zakończyły życie w sposób naturalny lub zginęły np. w sidłach kłusowników. Wówczas wątroba zostaje strawiona a znajdujące się w niej jaja z odchodami wydostają się na zewnątrz. Okres rozwoju jaj do stadium inwazyjnego w środowisku, wg różnych autorów waha się od 25 dni (Fulleborn 1924) do 5 miesięcy (Bancroft 1893) i zależy głównie od temperatury ale też od wilgotności. W obniżonych temperaturach i obniżonej wilgotności rozwój wydłuża się. Pawłow (1955) temperaturę 26°C uznał za optymalną do rozwoju, wówczas jaja osiągały inwazyjność 42-45 dnia. Zaś w temperaturze 30°C larwa inwazyjna pojawia się w ciągu 25-42 dni i w sprzyjających warunkach zachowuje żywotność nawet do 2 lat. Jaja są wrażliwe na wysychanie i promieniowanie UV, giną w ciągu 25 dni w wysokich temperaturach (dane z wymienionych wyżej trzech prac cytowane za Skrjabinem i wsp. 1957). W związku z tym w Australii transmisja jaj jest w zasadzie ograniczona do mysich nor (Singleton 1987). Również niskie temperatury

działają zabójczo, np. w temperaturze 6°C przez 21 dni ginie 84% jaj. Choć Wright (1961) znalazł jaja kapilarii z *Peromyscus maniculatus* w Algonquin Park, Ontario, które przeżyły temperatury ujemne -15°C przez 60 dni i dopiero temperatura -40°C zabijała je. Zdaniem badaczy australijskich (Singleton i McCallum 1990), występowanie w środowisku dużej liczby jaj *C. hepaticum* wskazuje na częstotliwość zarażenia żywicieli (głównie myszy i szczurów, stanowiących rezerwuuar pasożyta), u których występuje kanibalizm i wówczas jaja uwalniają się przez przewód pokarmowy do środowiska. Pawłow (1955, cyt. za Skrjabinem i wsp. 1957) badał drogi migracji larw *C. hepaticum* w organizmie białych myszy oraz bobrów i stwierdził, że 8 godzin po zarażeniu jaja nicienia znajdowały się we wszystkich odcinkach jelita cienkiego. Uwolnione w jelicie żywiciela ostatecznego larwy, po rozpuszczeniu otoczki jajowej, zaczynały wylęgać się już 12 godzin po zarażeniu. Freeman i Wright (1960) larwy I stadium długości 140-190 mm, znajdowali w wątrobie myszy od drugiego dnia po zarażeniu. Larwy przeniknęły przez ścianę jelita do żyły wrotnej i następnie przedostały się do wątroby. Linienie larw I stadium odbywa się 3-4 dnia, III stadium - 5, a IV stadium - 9 dnia po zarażeniu. Znaczne uszkodzenia tkanki wątroby były widoczne od 13. dnia, tam samce osiągały dojrzałość 18., a samice 20. dnia po zarażeniu. Wokół pasożytniczych samic, w parenchymie wątroby obserwowano pojedyncze jaja już 21. dnia po zarażeniu.



Rys.1. *Calodium hepaticum* – cykl rozwojowy

ZARAŻENIE CZŁOWIEKA

Człowiek jest żywicielem sporadycznie. Na przestrzeni lat 1919-1986 zanotowano tylko 24 przypadki zarażenia, natomiast w okresie 1986-1999 dalszych kilkanaście. Obecnie szacuje się, że liczba udokumentowanych zachorowań na świecie sięga około 40 (Sawamura i wsp. 1999). Pierwszy przypadek kapilariozy wątrobowej w Zachodniej Afryce zanotowano w Nigerii w roku 1983 u 27-letniej kobiety (Attah i wsp. 1983). Parazytoza ta częściej występuje na terenach wiejskich niż miejskich, a najczęściej u małych dzieci (1-5 letnich) jedzących ziemię – geofagów. I tak w roku 1990 zanotowano przypadek zachorowania rocznej dziewczynki w Szwajcarii (Berger i wsp. 1990), był to drugi przypadek w Europie, a w 1999 roku kapilariozę wątrobową stwierdzono u trojga dzieci w Brazylii (Sawamura i wsp. 1999). Natomiast pierwsze doniesienie o kapilariozie z terenu Europy pochodzi z b. Czechosłowacji (Šlais i Šterba 1972). Pośmiertne histologiczne badania wątroby przeprowadzone w latach 1960-1970 w Szkole Medycznej Uniwersytetu Karola w Pilźnie wykazały w 7 przypadkach obecność jaj *C. hepaticum*. Następnie Šlais (1974) opisał przypadek encefalopatii spowodowany przez larwy tego nicienia. W Grecji pierwsze doniesienie dotyczy zachorowania 60-letniej kobiety (Yfanti i wsp. 1998).

Do roku 1987 nie zanotowano ani jednego przypadku występowania tego pasożyta u człowieka w Australii, chociaż nicienie zostały po raz pierwszy opisane przez Thomasa Lane Bancrofta właśnie tutaj, z introdukowanych do Brisbane w roku 1893 szczurów i często jest notowany u gryzoni, zwłaszcza myszy. Wtedy po raz pierwszy doniesiono o występowaniu plagowych ilości myszy w rolniczych regionach Australii (Singleton i McCallum 1990), co odtąd zdarza się co kilka lat.

W Panamie, gdzie istnieje zwyczaj spożywania surowej wątroby dzika amerykańskiego czy wątroby małp, często w kale ludzi stwierdza się obecność jaj *C. hepaticum*, jest to bierny pasaż jaj a nie kapilarioza wątrobowa (Golvan 2000). Podobnie jest w Zairze gdzie spożywa się gryzonie – wielkoszczury z rodzaju *Cricetomys* (Malekani i wsp. 1994).

Chorobotwórczość: hepatikoloza – kapilarioza wątrobowa. Zależy od intensywności inwazji, co wiąże się z ilością połkniętych jaj inwazyjnych pasożyta. Objawy: ostry lub podostry stan zapalny wątroby, utrzymująca się gorączka, powiększenie wątroby (hepatomegalia), hipereozynofilia, anemia, symptomy płucne, zmiany nekrotyczne, guzy nowotworowe. Przemieszczające się pasożyty w miększu wątroby w przypadku intensywnej inwazji mogą doprowadzić do jej marskości.

Diagnostyka: biopsja wątroby, badania koproskopowe w zasadzie są nieprzydatne.

Brak stwierdzenia dotąd *Calodium hepaticum* w Polsce jest zastanawiający. Z przytoczonych wyżej danych wynika, że gatunek ten ma duży krąg pospolitych

w naszym kraju żywicieli ostatecznych, poza tym ma odpowiednie do zamknięcia cyklu rozwojowego warunki klimatyczne – cechuje go bowiem dość duża tolerancja wahań termicznych. Wydaje się, że znalezienie *C. hepaticum* jest tylko kwestią czasu i pełnych, wnikliwych badań podczas sekcji parazytologicznych, zwłaszcza gryzoni.

LITERATURA

- Anderson R. C. 2000. Nematode parasites of vertebrates: their development and transmission. 2nd ed. CABI.
- Ashford R.W., Reid G.D.F., Butynski T.M. 1990. The intestinal faunas of man and mountain gorillas in a shared habitat. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 84: 337-340.
- Ashford R.W., Lawson H., Butynski T.M., Reid G.D.F. 1996. Patterns of intestinal parasitism in the mountain gorilla, *Gorilla gorilla*, in the Bwindi-Impenetrable Forest, Uganda. *Journal of Zoology* 339: 507-514.
- Attah E.B., Nagarajan S., Obineche E.N., Gera S.C. 1983. Hepatic capillariasis. *American Journal of Clinical Pathology* 79: 127-130.
- Bancroft T.L. 1893. On the whip worm of the rat's liver. *Journal and Proceedings Royal Society of New South Wales* 27: 86-90
- Berger T., Degremont A., Gebbers J.O., Tonz O. 1990. Hepatic capillariasis in 1-year-old child. *European Journal of Pediatrics* 150: 72.
- Borucinska J.D., Nielsen S.W. 1993. Hepatic capillariasis in muskrats (*Ondatra zibethicus*). *Journal of Wildlife Diseases* 29: 518-520.
- Ceruti R., Sonzogni O., Origgi F., Vezzoli F., Cammarata S., Giusti A.M., Scanziani E. 2001. *Capillaria hepatica* infection in wild brown rats (*Rattus norvegicus*) from the urban area of Milan, Italy. *Journal of Veterinary Medicine, Series B* 48: 235-40.
- Dittmar K. 2002. Arthropod and helminth parasites of the wild guinea pig, *Cavia aperea*, from the Andes and the Cordillera in Peru, South America. *Journal of Parasitology* 88: 409-411.
- Fan P.C., Chung W.C., Chen E.R. 2000. *Capillaria hepatica*: a spurious case with a brief review. *Kaohsiung Journal Medicine Sciences* 16: 360-367.
- Farhang-Azad A. 1977. Ecology of *Capillaria hepatica* (Bancroft, 1893) (Nematoda). II. Egg-releasing mechanisms and transmission. *Journal of Parasitology* 63: 701-706.
- Farhang-Azad A., Schlitter D.A. 1978. *Capillaria hepatica* in small mammals collected from Shoa Province, Ethiopia. *Journal of Wildlife Diseases* 14: 358-361.
- Freeman R.S., Wright K.A. 1960. Factors concerned with the epizootiology of *Capillaria hepatica* (Bancroft, 1893) (Nematoda) in a population of *Peromyscus maniculatus* in Algonquin Park. *Journal of Parasitology* 46: 373-382.
- Genov T. 1984. Helminths of insectivorous mammals and rodents in Bulgaria. Publishing House of the Bulgarian Academy of Sciences, Sofia.
- Golvan Y.J. 2000. Atlas parazytologii. Volumes, Wrocław.
- Graczyk T.K., Lowenstine L.J., Cranfield M.R. 1999. *Capillaria hepatica* (Nematoda) infections in human-habituated mountain gorillas (*Gorilla gorilla beringei*) of the Parc National de Volcans, Rwanda. *Journal of Parasitology* 85: 1168-1170.
- Hamir A., Rupprecht Ch. E. 2000. Hepatic capillariasis (*Capillaria hepatica*) in porcupines (*Erethizon dorsatum*) in Pennsylvania. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigations* 12: 463-465.
- Malekani M., Kumar V., Pandey V.S. 1994. Hepatic capillariasis in edible *Cricetomys* spp. (Rodentia: Cricetidae) in Zaire and its possible public health implications. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 88: 569-572.

- Moravec F. 1982. Proposal of a new systematic arrangement of nematodes of the family Capillariidae. *Folia Parasitologica, Praha* 29: 119-132.
- Moravec F. 2000. Review of capillariid and trichosomoidid nematodes from mammals in the Czech Republic and the Slovak Republic. *Acta Societatis Zoologicae Bohemicae* 64: 271-304.
- Namue C., Wongsawad C. 1997. A survey of helminth infection in rats (*Rattus* spp.) from Chiang Mai Moat. *Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health*, suppl. 1: 179-183.
- Paciepnik O. 1976. Pasożyty jelitowe małp z Ogrodu Zoologicznego we Wrocławiu. *Wiadomości Parazytologiczne* 22: 289-296.
- Prokopič J., Genov T. 1974. Distribution of helminthes in micromammals (Insectivora and Rodentia) under different ecological and geographical conditions. *Studie Ceskoslovenska Akademie Ved* 9: 1-159.
- Sawamura R., Fernandes M.I., Peres L.C., Galvao L.C., Goldani H.A., Jorge S.M., de Melo Rocha G., de Souza N.M. 1999. Hepatic capillariasis in children: report of 3 cases in Brazil. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 61: 642-647.
- da Silva Ilha M.R., de Barros C.S L. 2002. Hepatic capillariosis in dogs and cats: 15 cases. *The Scientific Journal of Agricultural Center, Federal University of Santa Maria, RS, Brazil*: 665-669.
- Singleton G.R. (Ed.) 1987. *Capillaria hepatica* (Nematoda) as a potential control agent of house mice. *Proceedings of a CSIRO workshop held in June 1987*.
- Singleton G.R., McCallum H. I. 1990. The potential of *Capillaria hepatica* to control mouse plagues. *Parasitology Today* 6: 190-193.
- Sinniah B., Singh M., Anuar K. 1979. Preliminary survey of *Capillaria hepatica* (Bancroft, 1893) in Malaysia. *Journal of Helminthology* 53: 147-152.
- Skrjabin K.I., Schikhobalova N.P., Orlov I.V. 1957. Osnovy nematodologii. T. VI. Trikhocephalidy i kapillaridy zhivotnykh i cheloveka i vyzyvaemyje imi zabojevanija. AN SSSR, Moskva.
- Šlais J. 1974. Notes on the differentiation of *Capillaria hepatica* and visceral larva migrans. *Folia Parasitologica, Praha* 21: 95.
- Šlais J., Šterba J. 1972. Solitary liver granulomas in man caused by *Capillaria hepatica* (Bancroft, 1893) in Czechoslovakia. *Folia Parasitologica, Praha* 19: 373-374.
- Stojcevic D., Marinculic A., Mihaljevic Z. 2002. Prevalence of *Capillaria hepatica* in Norway rats (*Rattus norvegicus*) in Croatia. *Veterinarski Arhiv* 72: 141-149.
- Tenora F., Zavadil R. 1967. A contribution to the evaluation of capillariid nematodes found in rodents in Czechoslovakia. *Acta Universitas of Agriculture* 15: 357-368.
- Wright K.A. 1961. Observations on the life cycle of *Capillaria hepatica* (Bancroft, 1893) with a description of the adult. *Canadian Journal of Zoology* 38: 167-182.
- Yfanti G., Andreadis E., Spiliadi Ch., Grigoriadou M., Marakomichelakis G., Galariotis K., Diamantopoulos E.J. 1998. Hepatic capillariasis. The first case reported in Greece and review of the literature. *Society for Medical Studies* 73: 1-4.