

## Wild fish inhabiting lakes and rivers as a source of parasites for farmed fish

Antychowicz J.

The objective of this paper is to provide an overview of current knowledge of European endemic inland wild fish parasites and to analyze the role wild fish could play in transmitting parasitic infections to farmed fish. The open design of most aquaculture systems in Poland allows wild fish parasites to be transferred from the natural environment into aquaculture facilities, thus to farmed fish species. On the basis of available reports and papers it could be concluded that the following parasites are potential invaders for both wild and farmed fish: *Ichthyobodo necator*, *I. salmonis*, *Trichodina mutabilis*, *T. nigra*, *T. acuta*, *Chilodonella piscicida*, *Ch. hexasticha*, *Ichthyophthirius multifiliis*, *Piscicola geometra*, *Argulus foliaceus* and *A. coregonidae*. These popular parasites are able to invade many fish species, so the molecular genotype investigations are needed to confirm each particular source of infection. The hitherto presented information should be useful for applying the effective prophylactic measures against parasitic diseases and for the assessment of risk of parasitic diseases in particular fish farms.

**Keywords:** wild fish, farm fish, parasites, molecular genotyping.

Definicja ryby dzikie ostatnio bardzo się skomplikowała, ponieważ w jeziorach i rzekach żyją nie tylko ryby endemiczne, które rozradzają się naturalnie, ale również ryby endemiczne, które pochodzą z rozrodu kontrolowanego i podchowu w wylegarniach, a oprócz tego ryby hodowlane wprowadzone z różnych rejonów świata. Ryby hodowlane wskutek zdarzeń, takich jak powódź czy też uszkodzenie urządzeń hydrotechnicznych, ze stawów dostają się do środowiska naturalnego lub są tam wpuszczane dla celów wędkarskich (karp, tołpyga, amur, pstrąg tęczowy).

W każdym zbiorniku wodnym (rzeka, jezioro, staw), w którym są ryby, występują również pasożyty. Według Marcogliese

## Ryby wolno żyjące w rzekach i jeziorach jako potencjalne źródło inwazji pasożytów u ryb hodowlanych

Jerzy Antychowicz

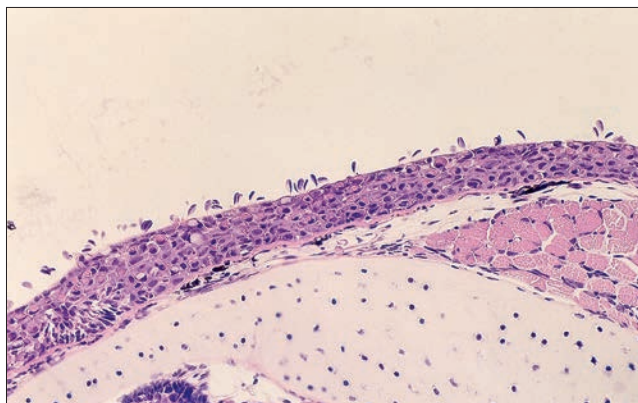
(1) pasożyty stanowią normalny składnik ekosystemu, a równocześnie mogą służyć jako bioindykatory określające aktualny stan środowiska. Od dawna, prawdopodobnie od początku istnienia współczesnych śródlądowych ryb europejskich, na ich skórze i w skrzelach występowały różne pasożyty, między innymi następujących rodzajów: pierwotniaki – *Ichthyobodo*, *Chilodonella*, *Trichodina*, *Ichthyophthirius*, przywry monogeniczne – *Gyrodactylus*, *Dactylogyrus*, pierścienice – *Piscicola* oraz skorupiaki – *Argulus*, *Ergasilus* i *Lerneae*. Już ponad 100 lat temu pasożyty te wymieniane są w podręcznikach ichtiopatologii autorów, takich jak Hofer (2), Plehm (3) i Fiszer (4). Według Pojmańskiej i Niewiadomskiej (5) niektóre pasożyty są „wierne” swoim naturalnym gospodarzom, to znaczy określony pasożyt występuje tylko u ryby określonego gatunku, na przykład *Monogenea*, inne tworzą w nowym środowisku ciągle nowe układy pasożyt-żywiciel. U ryb dzikich pasożyty występują zwykle w niewielkich ilościach i to u niewielkiego procentu osobników określonej populacji. Organizm ryby w zetknięciu z pasożytami uruchamia swój system obronny. Odpowiednie elementy układu immunologicznego rozpoznają pasożyta i starają się go zniszczyć lub zneutralizować (6). W wyniku ciągłej ewolucji i incydentalnej mutacji, a przede wszystkim selekcji, pozostają przy życiu ryby odporne na pasożyty lub mające zdolność do redukcji pasożytów do niewielkich ilości, znoszonych bez szkody przez organizm ryby. Dla przykładu u wolno żyjących tarlaków certy poławianych do rozrodu kontrolowanego, celem restytucji tego gatunku w rzekach, Kleszcz

i Niemczuk (7) stwierdzili między innymi obecność pasożytów zewnętrznych należących do rodzajów: *Trichodina*, *Chilodonella*, *Dactylogyrus* i *Gyrodactylus*.

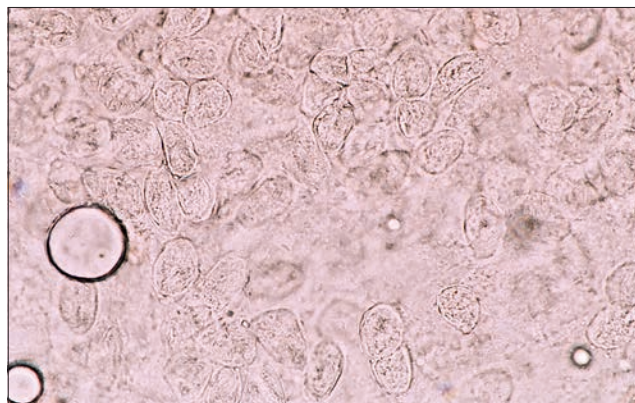
Ewolucyjnie utrwalone związki gospodarz (żywiciel)-pasożyt pozwalają zwykle na przeżycie i funkcjonowanie obu partnerów (5, 8). Marcogliese (1) uważa, że równowaga ta jest korzystna dla obu stron. Może ona jednak ulec zachwianiu, a mianowicie gdy nastąpi drastyczny ilościowy wzrost populacji gospodarzy, któremu zwykle towarzyszy wzrost procentu ryb wrażliwych na określone inwazje pasożytnicze lub gdy jakość wody się pogorszy, a zasoby pokarmu naturalnego zmniejszą się w stopniu osłabiającym odporność ryb na pasożyty. Według Lafferty i Kuris (9) zatrucie środowiska wodnego może albo zwiększyć nasilenie chorób pasożytniczych w związku z osłabieniem odporności ryb, albo zredukować liczbę pasożytów w związku z ich wrażliwością na substancje toksyczne oraz zmniejszeniem się populacji gospodarzy pośrednich. W przyrodzie ciągle następują zmiany, a zmieniające się warunki abiotyczne (fizykochemiczne) wymuszają na żywych organizmach – gospodarzach i pasożytach – dopasowanie się do aktualnych warunków. Człowiek coraz częściej wywołuje zmiany w środowisku wodnym, które są niekorzystne dla ryb dzikich.

### Ichthyobodo: *Ichthyobodo necator* oraz *I. salmonis*

*Ichthyobodo* spp. występuje u ryb śródlądowych i morskich należących do co najmniej 60 gatunków (10). W ciągu ponad 100 ostatnich lat ichtiobodoza powodowała



Ryc. 1. *Ichthyobodo necator* na skórze narybku pstrąga tęczowego, H/E



Ryc. 2. *Ichthyobodo necator* na skórze narybku pstrąga tęczowego – preparat niebarwiony

duże straty u ryb hodowlanych w całym świecie (11). Największe straty notowano u ryb łososiowatych zaczynających pobieranie pokarmu (w końcowym okresie resorpcji woreczka żółtkowego i tuż po jego resorpcji). Podejrzewa się, że łososie i pstrągi tęczowe zarażają się *I. necator* (ryc. 1, 2) w stadium wylęgu w śródlądowych wylęgarniach, skąd ryby wraz z pasożytami przenoszone zostają do środowiska morskiego (11, 12, 13). Często masową obecność pasożytów stwierdza się na powierzchni naskórka (między innymi płetw) oraz nabłonka pokrywającego listki skrzelowe i blaszki oddechowe ryb. Pasożyty z rodzaju *Ichthyobodo* mają zdolność do inwazji powierzchni ikry (14, 15), skąd dostają się na młode ryby bezpośrednio po ich wykluciu się (w okresie, kiedy ryby mają jeszcze woreczek żółtkowy). Inwazji ichtiobodo sprzyja słaby przepływ wody i duże zagęszczenie ryb. Żaby i kijanki mogą być rezerwuarem *Ichthyobodo* spp. Pasożyty opuszczają zwykle rybę po jej śmierci i jeżeli nie znajdą odpowiedniego gospodarza, giną w ciągu 30–60 minut (16). Houghton i Bennett (15) opisywali przypadki, w których pasożyty przeżywały, a nawet namnażały się przez kilka dni w osadach dennych, żywiąc się martwymi rybami. W temperaturze 21°C niektóre szczepy mają zdolność do tworzenia cyst przetrwalnikowych.

Obecność *Ichthyobodo* spp. w europejskich wodach śródlądowych stwierdzano, między innymi, u dzikich ryb następujących gatunków: okoń (17), pstrąg potokowy (18), lin (19). Szczególnie często pasożyty te stwierdzano u pstrągów potokowych. Oprócz tego *Ichthyobodo necator* występuje u bolenia (*Aspius aspius*), brzana (*Barbus barbus*), jazia (*Leuciscus idus*) i klenia (*Leuciscus cephalicus*; 20). Endemiczne

ryby zasiedlające jeziora i rzeki są więc rezerwuarem i źródłem inwazji ichtiobodo dla ryb hodowlanych, szczególnie dla wylęgu ryb łososiowatych (11).

Najnowsze badania molekularne (między innymi przy użyciu metody PCR) wykazały, że w obrębie rodzaju *Ichthyobodo* występują pasożyty różniące się genotypowo i niektórymi cechami morfologicznymi. Na terenie Norwegii u ryb dzikich i hodowlanych występują trzy gatunki *Ichthyobodo* różniące się między sobą między innymi sekwencjami DNA: *Ichthyobodo necator*, *I. salmonis* i *I. hypoglossi* (11).

### Trichodina: *Trichodina mutabilis*, *T. nigra*, *T. acuta*

Od ryb, głównie śródlądowych, wyizolowano około 300 gatunków rodzaju *Trichodina* (21). Pasożyty te uszkadzają skórę oraz skrzela ryb i mogą doprowadzić do ich śmierci. Równowaga gospodarz-pasożyt ulega zachwianiu w okresie głodowania ryb, przy pogorszeniu się jakości wody lub w przypadku wystąpienia różnych chorób zakaźnych bądź pasożytniczych, którym towarzyszą patologiczne zmiany w skórze i skrzelach. W takich okolicznościach pasożyty, mając ułatwiony dostęp do uszkodzonych tkanek ryby, a co za tym idzie: mając do dyspozycji obfitość pokarmu, zaczynają się szybko mnożyć (22, 23). Szczególnie wrażliwe na inwazję są ryby poddawane ciągłym stresom. Özer (24) uważa, że pasożyty należące do rodzaju *Trichodina* są szeroko rozprzestrzenione na całym świecie, a niektóre spośród licznych gatunków tego rodzaju charakteryzuje mała specyficzność w zakresie gospodarzy. W obrębie jednego gatunku mogą występować odmiany morfologiczne, co czyni ich rozpoznawanie na poziomie gatunku bardzo

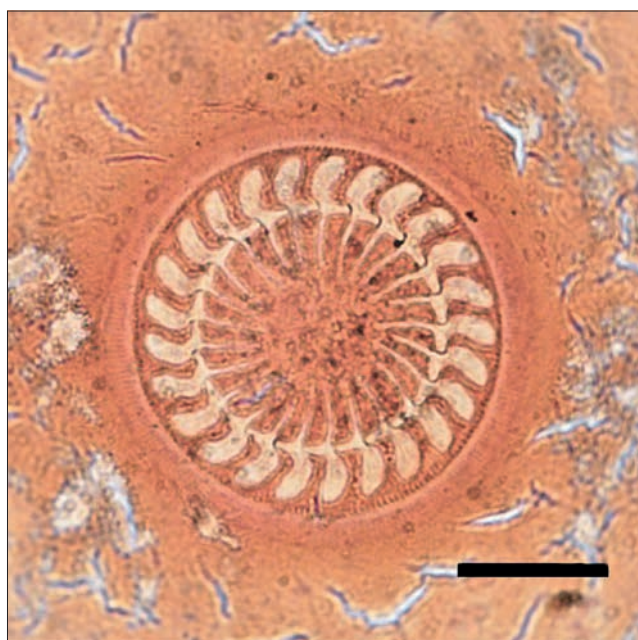
trudne. W związku z tym w diagnostyce tych pasożytów zaleca się stosować badania molekularne (21, 25).

*Trichodina mutabilis* (ryc. 3, 4) występuje na wielu kontynentach (Europa, Azja, Ameryka i południowa Afryka) na rybach dzikich i hodowlanych należących do bardzo licznych gatunków. Spotyka się ją najczęściej u ryb karpio-watych, z karpem włącznie (26). Podejrzewa się, że karp jest głównym roznosicielem tego pasożyta, a jego introdukcja do różnych rejonów świata doprowadza do zarażenia miejscowej ichtiofauny. *Trichodina nigra* izolowano od karpia, pstrągów potokowych i pstrągów tęczowych (27) oraz bolenia, brzana i jazia (20). *Trichodina acuta* może kolonizować powłoki zewnętrzne karpia, karasi srebrych, pstrągów tęczowych, pstrągów potokowych i strzebli (27).

### Chilodonella: *Chilodonella piscicola*, *Ch. cyprini*, *Ch. hexasticha*

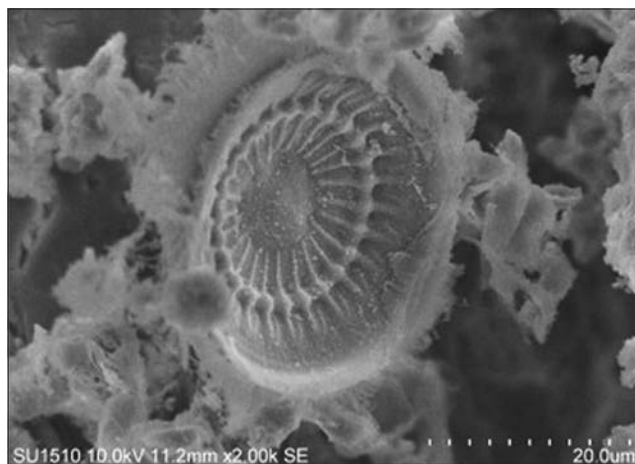
Rodzaj *Chilodonella* reprezentowany jest przez wiele gatunków wolno żyjących i dwa pasożytnicze: *Chilodonella piscicola* (dawniej *Ch. cyprini*) oraz *Chilodonella hexasticha*. Fotografie pasożytów z rodzaju *Chilodonella* znajdują się w artykule Antychowicza (28).

*Chilodonella piscicola* pasożytuje na skórze i na skrzelach niemal u wszystkich ryb śródlądowych dzikich i hodowlanych, głównie na bardzo młodych osobnikach. *Chilodonella hexasticha* występuje zwykle u nieco starszych ryb i kolonizuje mniejszą liczbę gatunków. W związku z tym, że pasożyty te zasiedlają zbiorniki słodkowodne, zasolone i słonowodne (Europy, Ameryki i Japonii) określa się je jako kosmopolityczne. Objawy kliniczne chilodonellozy



Ryc. 3. *Trichodina mutabilis* (dzięki uprzejmości Islas-Ortega A.G., Aguilar-Aguilar R.) i *Revista Mexicana de Biodiversidad*

Ryc. 4. *Trichodina mutabilis*, mikroskop skaningowy (SEM) (dzięki uprzejmości Islas-Ortega A.G., Aguilar-Aguilar R.) i *Revista Mexicana de Biodiversidad*



u ryb pojawiają się, zanim wystąpią zmiany patologiczne. Zmiany patologiczne wywołane przez chilodonele są podobne do tych, które wywołują trichodiny. W przypadku dużej ilości pasożytów w skrzelach mogą one stać się głównym powodem śmierci ryb z powodu uduszenia.

### Kulorzęsek (*Ichthyophthirius multifiliis*)

Kulorzęsek (ryc. 5, 6, 7, 8) występuje u ryb należących do niemal wszystkich gatunków na całej kuli ziemskiej, z wyjątkiem Antarktydy. W Polsce jego obecność stwierdzano u licznych dzikich ryb między innymi u bolenia (*Aspius aspius*), brzana (*Barbus barbus*), jazia (*Leuciscus idus*) i klenia (*Leuciscus cephalicus*; 20).

Kulorzęsek jest największym jednokomórkowym pasożytem ryb, który osiąga maksymalnie około 1 mm średnicy. Większość życia pasożyty spędzają pod naskórkiem albo nabłonkiem skrzeli – niekiedy pod torebką oka lub nabłonka jamy gębowej. Po osiągnięciu 0,3–1 mm średnicy opuszcza on gospodarza, incystuje się i po wielokrotnych podziałach wytwarza liczne, długości około 50 µm pływki, które są jego stadiami inwazyjnymi (28).

W niektórych gospodarstwach pstrągowych ichtioftirioza może stać się chorobą endemiczną, stale występującą w określonych stawach. Powodem tego może być zbyt powolny przepływ wody, niedostateczne zaopatrzenie stawów w wodę, niska higiena stawów i stosowanie zwrotnej cyrkulacji wody bez właściwego jej filtrowania (29). Nie można wykluczyć, że powodem stałych nawrotów ichtioftiriozy w określonych obiektach może być stała obecność pasożytów w populacjach dzikich ryb (30).

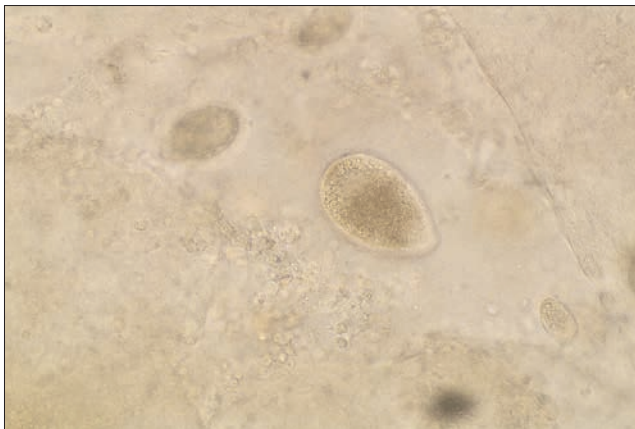
### Daktylogyrus: *Dactylogyrus vastator*, *D. anchoratus*, *D. diminutus* i gyrodaktylus: *Gyrodactylus sprostonae*, *G. medius*

Przywry monogeniczne (28) w większości posiadają wąski krąg gospodarzy. Często jeden gatunek przywry ma tylko jednego żywiciela, np. ryb należących do określonego gatunku. W Polsce znanych jest 115 endemicznych gatunków przywr monogenicznych (31). Najbardziej znane są przywry rodzaju *Dactylogyrus*, występujące między innymi u karpia, karasi srebrzystych, tołpyg i amurów. Poszczególne gatunki daktylogyrusów wykazują znaczną specjalizację co do gatunku gospodarza, co nie wyklucza,

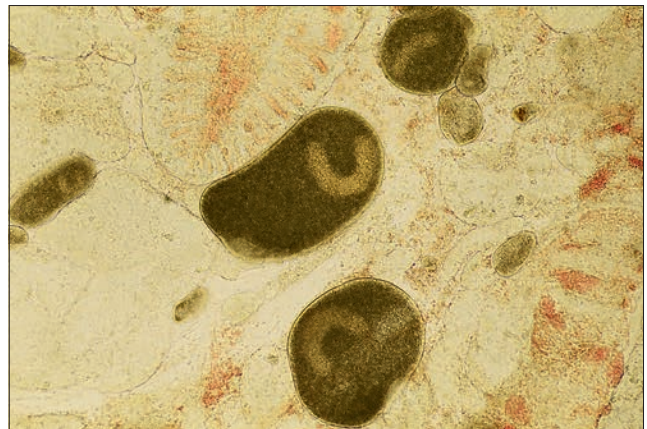
że u karpia może występować równocześnie kilka gatunków pasożytów tego rodzaju, np.: *Dactylogyrus vastator*, *D. extensus*, *D. anchoratus* i *D. diminutus* (32). Specjalizacja *D. anchoratus* i *D. extensus* do karpia jest wysoka. Stwierdzono je między innymi w warunkach irańskiej hodowli ryb, do której wprowadzono karpie pospolite (33). Pasożyty rodzaju *Gyrodactylus* również wykazują specjalizację, chociaż kilka gatunków tego rodzaju może występować równocześnie u jednego gatunku ryby. Na przykład u karpia można spotkać *Gyrodactylus sprostonae* i *G. medius*. Źródeł zarażeń przywrami monogenetycznymi np. u młodych ryb hodowlanych należy szukać głównie u ryb hodowlanych z innego stawu lub u karpia „uciekierów” żyjących w doprowadzalnikach wody do stawów-przesadek.

### Pijawka rybia – *Piscicola geometra*

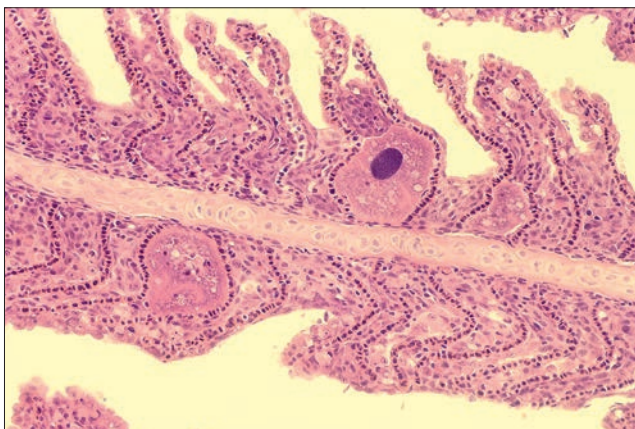
W Polsce udokumentowano obecność 47 gatunków drapieżnych pijawek krwiopijnych (34). Pijawka rybia *Piscicola geometra* (ryc. 9) osiągająca długość 20–60 mm jest jedną z wielu przedstawicieli rodziny Piscicolidae występujących na całym świecie i często spotyka się ją u ryb w Polsce.



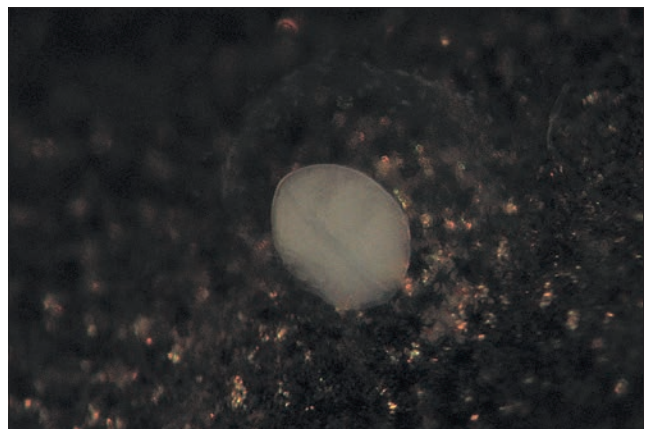
Ryc. 5. Pływka *Ichthyophthirius multifiliis* w trakcie inwazji na skórze karpia – preparat niebarwiony



Ryc. 6. *Ichthyophthirius multifiliis* w skrzelach karpia – preparat niebarwiony



Ryc. 7. *Ichthyophthirius multifiliis* w skrzelach karpia – H/E



Ryc. 8. *Ichthyophthirius multifiliis* wychodzący spod naskórka ryby do wody – preparat niebarwiony

Pijawka ta może atakować ryby śródlądowe wszystkich gatunków, bez względu na wiek. Chwilowo może przywierać nawet do skóry człowieka, ale nie dochodzi do pobrania krwi. W ciągu życia pijawki kilkakrotnie atakują i opuszczają swojego żywiciela. Poza żywicielem żyją wśród kamieni i roślin w zbiornikach wodnych. Po kilkakrotnym pobraniu krwi od ryby i uzyskaniu dojrzałości płciowej dochodzi do zapłodnienia (pijawki są obojnakiem). Pijawki składają na roślinach i kamieniach jaja, zabezpieczone przed wpływem niekorzystnych dla nich czynników zewnętrznych przez ciemnobrązowe kokony. Z kokonów tych wylęgają się młode pijawki. Dostają się one na rybę i po napełnieniu przewodu pokarmowego krwią opadają ponownie na dno zbiornika wodnego, gdzie przebiega trawienie treści pokarmowej.

Inwazji pijawek ulega skóra ryby, skrzelna i płetwy. Pozostawione po inwazji mikroubityki tkanek mogą stanowić miejsce wtórnego wniknięcia wirusów i bakterii. Przy masowej inwazji pijawek ryby tracą apetyt i popadają w letarg, a następnie sną.

### Splewka karpiowa: *Argulus foliaceus*

Pasożyty rodzaju *Argulus* występują niemal na całym świecie i są reprezentowane przez 150 gatunków (35). Splewki (ryc. 10, 11) występują w wodach śródlądowych i środowisku morskim. W Europie zidentyfikowano dwa endemiczne gatunki: *A. foliaceus* i *A. coregoni*. *Argulus foliaceus* występuje u ryb wielu gatunków, często u karpia (*Cyprinus carpio*), sazanów (*Cyprinus carpio hematopterus*) i amurów białych (*Ctenopharyngodon idella*). *Argulus coregoni* również występuje u ryb należących do wielu gatunków, a szczególnie należących do rodziny łososiowatych.

W cyklu rozwojowym *Argulus foliaceus* występują liczne stadia: nauplius, kopepodit i 9 dalszych stadiów, które są już podobne do form dorosłych. Nauplius jest



Ryc. 9. *Piscicola geometra* na skórze karpia pod linią naboczną – fotografia przybliżona

stadium wolno żyjącym, natomiast stadia kopepodit i następne są pasożytami i żywią się krwią oraz limfą ryb. Stadium 10. osiąga dojrzałość płciową. Samica jest większa od samca, a jej wymiary wynoszą maksymalnie 7×5 mm. Kopulacja, zapłodnienie i złożenie jaj przebiega poza gospodarzem w środowisku wodnym. Cały cykl rozwoju trwa od 24 do 80 dni. Inwazja splewek wywołuje przekrwienie skóry i wystąpienie wybroczyn, a ponadto dochodzi do uszkodzenia i wystrzępienia płetw. Podczas ich inwazji ryby tracą apetyt i przestają rosnać. Po odpadnięciu od ryby, splewka może żyć do 3 tygodni i z prądem wody może z łatwością przemieszczać się nawet na duże odległości i dokonywać inwazji, przytwierdzając się do ryb. Splewki wysysają krew i limfę ryb, wkluwając się w jej powłoki zewnętrzne wargami przekształconymi w rurkowaty narząd. W sporadycznych przypadkach arguloza może doprowadzić nawet do upadku hodowli ryb w określonym gospodarstwie rybactkim.

### Raczek skrzelowy: *Ergasilus sieboldi*

Rodzaj *Ergasilus* (ryc. 12, 13, 14) obejmuje 37 gatunków. Raczek skrzelowy (*Ergasilus sieboldi*) jest skorupiakiem, który pasożytuje w skrzelach ryb europejskich i azjatyckich należących do wielu gatunków. Głównym żywicielem *E. sieboldi* jest lin i szczupak, ale pasożyt ten może występować również u innych ryb karpio-watych (leszcz, płoc, krasnopiórka, karaś srebrzysty), a oprócz tego u ryb łososiowatych (pstrąg potokowy), okoniowatych, sumowatych oraz u niektórych ryb morskich. W Polsce najczęściej spotyka się tego pasożyta u linów jeziorowych. W Turcji *E. sieboldi* zaliczany jest do najważniejszych pasożytów karpia pospolitego (36). Chociaż w Polsce obecnie nie stanowi on istotnego problemu dla ryb hodowlanych, to jego obecność u dzikich ryb jeziorowych stanowi potencjalne zagrożenie dla karpia stawowych.



Ryc. 10. *Argulus foliaceus*



Ryc. 11. Młoda splewka na łuskach karpia – fotografia przybliżona

Po 3–4 dniach po zapłodnieniu samicy (*E. sieboldi*) z jaj wylega się stadium zwane nauplius, który przekształca się w stadium kopepodit, a ten z kolei w piątym stadium dojrzeła płciowo. Po kopulacji samce giną, a samice osiedlają się w skrzelach ryb między listkami skrzelowymi. Po 6 dniach wykształcają się u nich worki jajowe. Cały cykl rozwojowy trwa od 12 dni do 5–6 tygodni i zależy od temperatury wody. Poza samiecą wszystkie inne stadia raczków skrzelowych żyją w środowisku wodnym jako

składnik naturalnego zooplanktonu. Pasożytnicze samice, wbijając duże haki (będące pierwszą parą przekształconych odnóży) w skrzelę ryby, mogą je uszkodzić w stopniu upośledzającym funkcjonowanie tego narządu. Ryby chudną, wykazując niekiedy objawy duszności, manifestujące się przyspieszeniem ruchów wieczka skrzelowego oraz podpływaniem pod powierzchnię wody. Przy masowej inwazji raczek skrzelowy może wywołać masowe śnięcie ryb.

### Lernea: *Lernea cyprinacea*

Na świecie występuje 110 gatunków należących do rodziny Lernaeidae, które występują na wszystkich kontynentach. *Lernea cyprinacea* (ryc. 15, 16, 17) jest jedynym kosmopolitycznym gatunkiem w obrębie tej rodziny. Pasożyt ten występuje u ryb słodkowodnych należących do wielu gatunków, natomiast pozostali przedstawiciele Lernaeidae wykazują wysoki stopień specjalizacji co do gospodarza (37).



Ryc. 12. *Ergasilus sieboldi* na skrzelach ryby – fotografia przyżyciowa



Ryc. 13. *Ergasilus sieboldi* wyizolowany przyżyciowo z lina



Ryc. 14. *Ergasilus sieboldi* wyizolowany przyżyciowo z leszcza



Ryc. 15. *Lernea cyprinacea* pod płetwą grzbietową mutantu karasia srebrzystego – fotografia przyżyciowa



Ryc. 16. *Lernea cyprinacea* na rybie – fotografia przyżyciowa



Ryc. 17. Wyizolowana *Lernea cyprinacea*

Lernea występuje w postaci 8 stadiów – 3 pierwsze stadia nauplius żyją w środowisku wodnym, a 5 następnym pasożytniczym stadiów kopepodit żyje w skrzelach ryb. Po metamorfozie każdego stadium pasożyt modyfikuje nieco budowę, natomiast po osiągnięciu dojrzałości płciowej następuje kopulacja, po której samce giną. Samica osiąga około 9 mm. Przednią częścią ciała przybierającą kształt przypominający rogi łosia samica zagłębia się w tkankę podskórną ryby. Samice lernea znajdowano nie tylko u ryb, ale również u kijanek i salamander. W tylnym końcu ciała samicy występują dwa wydłużone woreczki jajowe, w których znajdują się jaja. Po 1–3 dniach po zapłodnieniu z jaj wylęgają się larwy – naupliusy. Cały cykl rozwojowy trwa w zależności od temperatury 14–28 dni; w bardzo niskiej temperaturze cykl rozwojowy może przedłużyć się do roku. Optymalną do rozwoju *L. cyprinacea* jest temperatura 23–30°C (38). W tej temperaturze może pojawić się kilka pokoleń tego pasożyta w ciągu jednego roku.

Śmierć ryby następuje zwykle wskutek zniszczenia przez liczne pasożyty tkanki skrzelowej. Po pewnym czasie pasożyty mogą samoistnie opuścić gospodarza, pozostawiając po sobie punktowe przekrwienie skóry. U ozdrowieńców w miejscu, gdzie płatowate wyrostki pasożyta zagłębiały się w tkankę podskórną, tworzą się ogniska zapalne w postaci wypukłych pęcherzy. Bardzo szerokie spektrum gatunków ryb może ulegać inwazji *L. cyprinaceae*, zarówno stadiów kopepodit, jak też dorosłej samicy. W Europie i w Azji *Lernea cyprinacea* najczęściej występuje u węgorzy japońskich, karasi pospolitych (*Carassius carassius*) i karasi srebrzystych (*Carassius auratus*). Pasożyta tego można również spotkać u karpia pospolitego i karpia koi. O ile mi wiadomo, *Lernea* nie stanowi obecnie zagrożenia dla hodowli ryb w Polsce, chociaż powoduje duże straty w hodowli karpia pospolitego w krajach o ciepłym klimacie, takich jak Iran (39). Można się więc obawiać, że po ociepleniu się klimatu pasożyt ten może stać się również groźny dla karpia w Polsce. Według Piaseckiego i wsp. (37) w ostatnich kilkudziesięciu latach w Europie i w Polsce liczba przypadków obecności *Lernea* u ryb drastycznie spadła, podczas gdy na innych kontynentach w ciągu ostatnich 30 lat ogłoszono aż 280 publikacji dotyczących pasożytów rodzaju *Lernea*.

## Omówienie

Z przedstawionych danych wynika, że u niektórych pospolitych dzikich ryb zasiedlających rzeki i jeziora europejskie oraz u ryb hodowlanych mogą występować pasożyty należące do tych samych gatunków.

Pasożyty te charakteryzuje mała swoistość co do gospodarzy, albo jej całkowity brak. Do tej grupy można zaliczyć: *Ichthyobodo necator*, *I. salmonis*, *Trichodina mutabilis*, *T. nigra*, *T. acuta*, *Chilodonella piscicida*, *Ch. hexasticha*, *Ichthyophthirius multifiliis*, *Piscicola geometra*, *Argulus foliaceus* i *A. coregonidae*.

*Ergasilus sieboldi* i *Lernea cyprinacea*, pomimo że mogą występować u ryb wielu gatunków, między innymi u ryb dzikich, to prawdopodobnie ze względów termicznych nie rozwijają się w polskich przemierzających stawach, a jedynie w głębokich jeziorach. Mogą one natomiast stanowić problem dla ryb stawowych w krajach, w których panują wyższe temperatury, np. w Bułgarii (informacje osobiste od służby ichtiopatologicznej Bułgarii) lub w Iranie. Być może wraz z ocieplaniem się klimatu rejonu, w których będzie się stwierdzać obecność tych pasożytów, będą również się powiększać.

Do ostatecznego potwierdzenia istnienia wspólnych pasożytów u ryb dzikich i hodowlanych (oraz ich przenoszenia między środowiskiem naturalnym a obiektami hodowlanymi i odwrotnie) niezbędne są badania genetyczne pasożytów występujących w określonym rejonie u obu tych grup ryb. Pasożyty zewnętrzne groźne są głównie dla ryb młodych. W zbiornikach naturalnych trudno jest stwierdzić związek przyczynowy pomiędzy obecnością pasożytów na powłokach zewnętrznych młodych ryb a ich śmiertelnością; oczywiście staje się to wówczas, gdy młode dzikie ryby przetrzymuje się w małych, sztucznych zbiornikach, np. w akwariach (obserwacje własne). Wówczas z reguły zachynają one chorować w związku z rozwijającymi się u nich masowo pasożytami zewnętrznymi.

Według Kent (40) przy otwartym systemie zasilania gospodarstw rybackich w wodę (bezpośrednio z rzek i jezior) stosowanym w większości gospodarstw pstrągowych i karpowych istnieje zagrożenie zdrowotności ryb hodowlanych ze strony niektórych pasożytów występujących u ryb dzikich. Zараżanie się ryb hodowlanych od ryb dzikich może być szczególnie istotne w przypadku młodych ryb stawowych – karpia i ryb roślinożernych w pierwszych przesadkach oraz ryb łososiowatych w wylęgarni, w której filtry nie działają właściwie. Z tego powodu w tym okresie hodowli należy szczególnie dbać o izolowanie młodych ryb wrażliwych na inwazje pasożytnicze od zbiorników naturalnych, a szczególnie odławiać i redukować populacje ryb dzikich w rowach doprowadzających wodę.

Gdy pasożyty dostaną się do stawów hodowlanych, ich dalszemu rozwojowi sprzyja duże zagęszczenie ryb

hodowlanych i duży procent wrażliwych na inwazję osobników, co umożliwia pasożytom na wysokie tempo namnażania się i przenoszenia się z ryby na rybę. Wstępnie wyniki przeprowadzanych przez mnie badań z tego zakresu wskazywały na to, że u karpia pochodzących z pierwszych przesadek występują często bardzo różne i w różnych ilościach pospolite pasożyty zewnętrzne następujących rodzajów: *Ichthyobodo*, *Trichodina*, *Chilodonella*, *Ichthyophthirius*, *Dactylogyrus* i *Gyrodactylus*. Willomitzer (41) zaobserwował, że *Chilodonella cyprini* i *Trichodina demerguey* może występować już u 1-tygodniowego amura, a *Dactylogyrus* spp. u 3-tygodniowego narybku tej ryby. U ryb starszych, powyżej roku, poza końcowym okresem zimowania, pasożyty rzadko wylęgają się, a ich obecność na powłokach zewnętrznych ryb wkrótce po obsadzeniu ryb w dużych, głębokich stawach odrostowych przechodzi w stadium bezobjawowego nosicielstwa.

W karpowych pierwszych przesadkach lub w stawkach dla podchowu wylęgu ryb łososiowatych straty są często bardzo duże, a przyczyną tego nie są jedynie brak pokarmu naturalnego (karpie) i nieodpowiednie żywienie (ryby łososiowate), ale również pasożyty. Wylęg karpia czy też ryb łososiowatych pochodzący z wylęgarni, w której woda jest filtrowana, jest zwykle wolny od pasożytów. Źródłem pasożytów w przesadkach pierwszych i stawkach narybkowych są więc prawdopodobnie ryby dzikie lub zdziczałe występujące w rzekach i jeziorach, z których woda zasila stawy hodowlane. Szczególnie groźnym źródłem inwazji są prawdopodobnie ryby zasiedlające rowy dopływowe, a szczególnie zdziczałe karpie pospolite. Wielu badaczy, między innymi Johansen i wsp. (42), zwraca uwagę na zjawisko przeciwne, a mianowicie, że rozwój i intensyfikacja hodowli ryb stawowych i związana z tym częsta obecność u ryb hodowlanych dużych ilości pasożytów stanowi poważne zagrożenie dla zdrowia ryb wolno żyjących.

## Podsumowanie

W przypadku problemów zdrowotnych u ryb, których przyczyną są pasożyty, należy przede wszystkim rozpoznać źródło inwazji. Aby stwierdzić, czy pasożyty pochodzą od ryb dzikich, czy też nosicieleli wśród ryb hodowlanych, konieczna jest identyfikacja (na poziomie gatunku) pasożytów występujących u ryb hodowlanych i ryb występujących w rowach doprowadzających wodę do stawów. Bardzo byłaby tu przydatna również diagnostyka molekularna genotypów określonych gatunków pasożytów występujących w hodowlanych i dzikich populacjach ryb.

Wraz z ciągłym intensywnym rozwojem hodowli ryb, zwiększaniem skali zarybiania rzek i jezior rybami endemicznymi rozrządzanymi w wylęgarniach oraz masowym obsadzaniem ryb miejscowych i importowanych (należących do wielu gatunków) we wspólnych stawach i jeziorach wędkarskich – problem niektórych chorób pasożytniczych u ryb może stać się bardzo groźny. Przy ciągłym krążeniu pasożytów z jezior i rzek do stawów hodowlanych i z powrotem inwazje pasożytnicze mogą nasilić się nie tylko w warunkach intensywnej hodowli stawowej, ale również w środowisku naturalnym.

## Piśmiennictwo

- Marcogliese D.J.: Parasites of the superorganisms: are they indicators of ecosystem health? *Int. J. Parasitol.* 2005, **35**, 705–716.
- Hofer B.: *Handbuch der Fischkrankheiten*, Verlag der Allg. Fischereizeitung, München 1904.
- Plehm M.: *Praktikum der Fischkrankheiten*, E. Schweizerbartsche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1924.
- Fiszer Z.: *Choroby ryb*. Drukiem Władysława Szulca, Warszawa 1907.
- Pojmańska T., Niewiadomska K.: Pasożyty zawleczone, ekspansywnie i inwazyjne w faunie Polski. W: *Gatunki obce w faunie Polski. II. Zagadnienia problemowe i syn-tezy*, rozdz. 7. Głowaciński Z., Okarma H., Pawłowski J., Solarz W. (red.). Wydawnictwo Instytutu Ochrony Przyrody PAN w Krakowie, 2012, 589–603.
- Pojmańska T., Niewiadomska K., Okulewicz A.: *Robaki pasożytnicze w ekosystemach wodnych i lądowych*. Instytut Parazytologii im. W. Stefańskiego, PAN, Warszawa 2005.
- Kleszcz M., Niemczuk W.: Stan zdrowotny certy *Vimba vimba* (L.) z rzeki Baryczy. *Komunikaty Rybackie*. 2011, **4**, 6–8.
- Manshadi A.R.G., Masoumian M., Jafari B.J., Dowlatabadi M.B.: Protozoan and myxozoan infections in some fishes of Parishian Lake. *Science Alert*, 2012, Doi: 10.3923/ajava.2012.842.850.
- Lafferty K.D., Kuris A.M.: How environmental stress the impacts of parasites. *Limnol. Oceanogr.* 1999, **44**, 925–931.
- Urawa S., Ueki N., Karlsbakk E.: A review of *Ichthyobodo* infection in marine fishes. *Fish Pathology* 1998, **33**, 311–320.
- Isaksen T.N.: *Ichthyobodo infections on farmer and wild fish*. Dissertation for the degree of philosophiae doctor (PHD), University of Bergen, Norway, 2013.
- Poppe T.T., Hastein T.: Costiasis pa lasesmolt (*Salmo salar* L.) i sjøoppdrett. *Norsk Veterinærtidsskrift* 1982, **94**, 259–262.
- Urawa S., Kusakari M.: The survivability of the ectoparasite flagellate *Ichthyobodo negator* on Chum salmon fry (*Oncorhynchus ketta*) in seawater and comparison to *Ichthyobodo* sp. on Japanese flounder (*Paralichthys olivaceus*). *Journal of Parasitology* 1990, **76**, 33–40.
- Hlond S.: Occurrence of *Costia necatrix* Hennenguy on the roe of the carp. *Wiadomości Parazytologiczne* 1963, **9**, 249–251.
- Houghton G., Bennett C.E.: *Costia necatrix* (Hennenguy, 1883), a lethal parasite of rainbow trout, *Salmo gairdneri* (Richardson). *Parasitology* 1982, **85**, 217–426.
- Amlacher E.: *Textbook of fish diseases*. T.F.H. Publications, Jersey City 1970.
- Grignard J.C., Melard C., Kestemont P.: A preliminary study of parasites and diseases in perch in an intensive culture system. *J. Appl. Ichthyol.* 1996, **12**, 195–199.
- Franko J.: Radical prevention of *Costia necatrix* in salmon fry. *Bulletin of the Bureau of Fisheries* 1908, **28**, 917–928.
- Svobodova Z., Kolarova J.: A review of the diseases and contaminant related mortalities of tench (*Tinca tinca* L.) *Veterinarni Medicina* 2004, **49**, 19–34.
- Mamcarz A., Kujawa R., Kucharczyk D., Skrzypczak A., Frugała-Selezniow G., Targońska K., Kupren K., Turkowski K.: *Larwikultura reofilnych ryb karpiowatych*. Mercurius Kaczmarek A., Olsztyń 2008.
- Tang F.H., Zhao Y.Z., Warren A.: Phylogenetic analysis of *Trichodinids* (Ciliophora, Oligohymenophora) inferred from 18S rDNA gene sequence data. *Current Microb.* 2013, **66**, 306–313.
- Khan R.A.: Disease outbreak and mass mortality in culture Atlantic cod, *Gadus morhua* L., associated with *Trichodina murmanica* (Ciliophora). *J. Fish Dis.* 2004, **27**, 181–184.
- Martins M.L., Marchiori N.C., Nunes G., Rodrigues M.P.: First record of *Trichodina heterodonta* (Ciliophora: Trichodinidae) from channel catfish, *Ictalurus punctatus* cultivated in Brazil, *Brasil. J. Biol.* 2010, **70**, 637–644.
- Özer A.: The occurrence of *Trichodina domerguei* Walengren, 1897 and *Trichodina tenuidensis* Faure–Ferret, 1944 (*Peritricha*) on three-spined stickleback, *Gasterosteus aculeatus* L., 1758 found in brackish freshwater environment. *Acta Protozool.* 2003, **42**, 41–46.
- Gong Y., Yu Y., Feng W., Shen Y.: Phylogenetic relationships among *Trichodinidae* (Ciliophora: Peritricha) derived from the characteristic values of denticles. *Acta Protozool.* 2005, **44**, 237–243.
- Islas-Ortega A.G., Aguilar-Aguilar R.: *Trichodina mutabilis* (Protozoa: Ciliophora: Trichodinidae) from the characid fish *Astyanax mexicanus* in the Cuatro Ciene-gas region, northern Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 2014, **85**, 613–616.
- Gaze W.H., Wotten R.: Ectoparasitic species of the genus *Trichodina* (Ciliophora: Peritrichida) parasitising British freshwater fish. *Folia Parasitol* (Praha), 1998, **45**, 177–190.
- Antychowicz J., Pękala A.: Pasożyty i komensale najczęściej stwierdzane w mikroskopowym badaniu skóry i skrzelii ryb śródlądowych – interpretacja badań parazytologicznych. *Życie Wet.* 2015, **90**, 18–28.
- Ogut H., Akyol A., Alkan M.Z.: Seasonality of *Ichthyophthirius multifiliis* in the trout (*Oncorhynchus mykiss*) farms of the eastern Black Sea region of Turkey. *Turkish J. Fish. Aquatic Sci.* 2005, **5**, 23–27.
- Allison R., Kelly H.D.: An epizootic of *Ichthyophthirius multifiliis* in river fish population. *Progr. Fish. Cult.*, 1963, **25**, 3–9.
- Mrozińska-Gogol J.: Niechciani przybysze – obce pasożyty w Polsce. *Kosmos Problemy Nauk Biologicznych*, 2015, **64**, 89–101.
- Antychowicz J.: *Choroby i zatrucia ryb*. Wydawnictwo SGGW, Warszawa, 1996.
- Borj H., Naghibi A., Nasiri M.R., Ahmad A.: Identification of *Dactylogyrus* spp. And other parasites of common carp in northeast of Iran. *J. Parasit. Dis.* 2012, **36**, 234–238.
- Bielecki A., Cichočka J.M., Jeleń I., Świętek P., Adamiak-Brud Ż.: A checklist of leech species from Poland. *Wiad. Parazytol.* 2011, **57**, 11–20.
- Yildiz K., Kumantas A.: *Arulius foliaceus* infection in goldfish (*Carassius auratus*). *Israel J. Vet. Med.* 2002, **57**, 1–3.
- Aydogdu A., Oztürk M.O., Oğuz M.C., Altunel F.: Investigations on common carp (*Cyprinus carpio* L. 1758) in Dalyan Lagoon, Karcabey, Turkey. *Acta Veterinaria* (Beograd), 2001, **51**, 351–358.
- Piasecki W., Goodwin A.E., Eiras J.C., Nowak B.F.: Importance of copepoda in freshwater aquaculture. *Zoological Studies*, 2004, **43**, 193–205.
- Baur O.: Parasites of freshwater fish and biological basis for their control. *Bulletin of the State Scientific Research Institute of Lake and River Fisheries*, 1962, XLIX, 108–112.
- Sharifian I.: On the occurrence of parasite, *Lernae ciprinaceae* from common carp, *Cyprinus carpio* L. 1758) in ponds and rice fields. *Comp. Clin. Pathol.* 2007, Doi. 10.1007/s00580-015-2091-2
- Kent M.L.: Marine net pen farming Leeds to infections with some unusual parasites. *Int. J. Parasitol.* 2000, **30**, 321–326.
- Willomitzer J.: Seasonal dynamics of parasitoses in grasscarp (*Ctenopharyngodon idella*) fry and fingerlings. *Acta. Vet. Brno* 1980, **49**, 269–277.
- Johansen L.H., Jensen I., Mikkelsen H., Bjørn P.A., Jansen P.A., Bergh Ø.: Disease interaction and pathogens Exchange between wild and farmer fish population with special references to Norway. *Aquaculture* 2011, doi: 10.1016/j.aquaculture.2011.02.014