



Alicja Bernad¹, Magdalena Józefowska¹, Elżbieta Terech-Majewska², Joanna Pajdak-Czaus²,
Patrycja Schulz³, Andrzej K. Siwicki⁴

¹Pracownia Diagnostyki Chorób Ryb i Raków, Zakład Higieny Weterynaryjnej w Olsztynie

²Katedra Epizootologii, Wydział Medycyny Weterynaryjnej, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie

³Katedra Mikrobiologii i Immunologii Klinicznej, Wydział Medycyny Weterynaryjnej,
Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie

⁴Zakład Patologii i Immunologii Ryb, Instytut Rybactwa Śródlądowego w Olsztynie

Choroby zakaźne i pasożytnicze rozpoznawane u ryb hodowlanych w województwie warmińsko-mazurskim w 2017 roku

Wstęp

Rozwój akwakultury oraz wprowadzanie nowych technologii podchowu kontrolowanego ryb prowadzi do wzrostu zainteresowania także ich zdrowiem. Ochrona zdrowia ryb jest stałym elementem procedur w programach higienicznych gospodarstw hodowlanych, a ich najistotniejszym elementem jest systematyczna ocena stanu zdrowia i czynników patogennych dla ryb. Kluczowym elementem w realizacji tych programów jest tzw. nadzór właścicielski. Hodowca jest zobowiązany do monitorowania stanu zdrowia swoich zwierząt. W diagnostyce głównie skupiamy się na chorobach wirusowych, bakteryjnych oraz pasożytniczych. Systematycznie jest prowadzony monitoring wirusowej posocznicy krwotocznej (VHS – viral haemorrhagic septicemia), zakaźnej martwicy układu krwiotwórczego (IHN – infectious hematopoietic necrosis), zakażenia herpeswirusem karpia koi (KHV – Koi herpesvirus infection). Występowanie wirusów VHS, IHN, IPN u ryb łososiowatych jest potwierdzane w Europie, a także w Polsce w różnym stopniu nasilenia od wielu lat (Matras i in. 2015, 2016, 2017). Do najczęściej diagnozowanych w Polsce problemów wywoływanych przez bakterie zalicza się zakażenia *Aeromonas* spp. (*A. hydrophila*, *A. sobria*, *A. salmonicida* subsp. *salmonicida* lub atypical *A. salmonicida*), *Pseudomonas* spp. (*P. fluorescens*), *Yersinia ruckerii* (*Y. ruckerii*), *Flavobacterium* spp. (*F. psychrophilum*, *F. columnarum*, *F. branchiophilum*) (Pękala i in. 2015). W grupie najczęściej identyfikowanych pasożytów w naszych warunkach klimatycznych wymienia się *Ichthyophthirius multifiliis*, *Ichthyobodo*

necator, *Chilodonella* spp., *Dactylogyrus* spp., *Gyrodactylus* spp., *Trichodina* spp. (Bernad i in. 2016a, b).

Hodowca lub lekarz weterynarii opiekujący się gospodarstwem zleca badania diagnostyczne o charakterze prewencyjnym lub interwencyjnym, wówczas gdy pojawiają się problemy zdrowotne. Często praktyką jest nadal ocena zagrożenia zdrowia ryb poprzez tzw. ponadnormatywne śnięcia, co nie oddaje rzeczywistego zagrożenia dla ryb, gdyż drobnoustroje o potencjale patogennym mogą endemicznie występować w gospodarstwie i nie powodować zwiększonej śmiertelności (Harnisz i in. 2004, Terech-Majewska i Siwicki 2013). Patogenność wielu czynników (np. wirusa zakaźnej martwicy trzustki, IPNV – infectious pancreatic necrosis), może być efektem relacji między drobnoustrojami i właściwościami biologicznymi środowiska (Maeda 2004). Coraz częściej obserwuje się występowanie zakażeń mieszanych, które stanowią odrębną formę zakażenia w przebiegu, klinice, jak i terapii (Terech-Majewska i in. 2017, Bernad i in. 2017).

Celem pracy była analiza wyników badań dotyczących oceny stanu zdrowia ryb hodowlanych, przeprowadzonych w Pracowni Chorób Ryb i Raków Zakładu Higieny Weterynaryjnej Wojewódzkiego Inspektoratu Weterynarii w Olsztynie, w województwie warmińsko-mazurskim, w 2017 r.

Materiał i metody

Materiałem do analizy były wyniki badań wirusologicznych, bakteriologicznych oraz parazytologicznych. W 2017 r. przebadano ogółem 3552 sztuki ryb (co stanowiło 278 partii ryb). Ryby pochodziły z 54 obiektów rybackich zlokaliz-

zowanych na obszarze województwa warmińsko-mazurskiego oraz terenach przyległych. Badane gatunki to: pstrąg tęczy, pstrąg potokowy, troć jeziorowa, sieja, sielawa (ujęte w zestawieniu jako ryby łososiowate), karp, karaś, lin, amur, tołpyga (karpiołate), sum afrykański, sum europejski, węgorz europejski, jesiotr syberyjski, jesiotr ostronosy, sandacz, szczupak, okoń, leszcz, boleń, kleń, brzana, certa, jaź (inne gatunki). Ryby badano w celu oceny stanu zdrowia i rozpoznania przyczyny problemów zdrowotnych. Rutynowo do badań przeznaczano po 5, 10, a nawet 30 sztuk ryb (partia ryb), w zależności od wielkości i wieku oraz kierunku badań. Zakres metodyki badań ZHW w Olsztynie został opracowany zgodnie z wymaganiami dla laboratoriów w strukturze Państwowej Inspekcji Weterynaryjnej, jak również przyjętymi zasadami i wymaganiami systemu zarządzania jakością (Bernad i in. 2016a). Rozpoznanie przyczyn problemów zdrowotnych stawiano na podstawie badania klinicznego, anatomopatologicznego, bakteriologicznego oraz parazytologicznego. Badania wirusologiczne były realizowane w ramach programów nadzoru, jedynie w odniesieniu do chorób objętych obowiązkiem zwalczania. Prowadzono badania w kierunku wirusów VHS, IHN. Metodyka badań wirusologicznych była stosowana zgodnie z wewnętrznymi procedurami oraz wymaganiami Światowej Organizacji ds. Zdrowia Zwierząt (OIE, l'Office International des Epizooties) oraz Unii Europejskiej (UE). Izolację wirusów prowadzono na hodowlach komórkowych (BF2 oraz EPC), natomiast identyfikację metodą ELISA (Decyzja UE, 2015). Dodatkowo prowadzono badania w kierunku izolacji i identyfikacji wirusa IPN, w sytuacji podejrzenia jego obecności (OIE 2003, 2009).

Badania bakteriologiczne wykonywano z wykorzystaniem klasycznych metod hodowli, izolacji i identyfikacji bakterii z użyciem podłoży odżywczo-namnażających takich jak: agar tryptozowo-sojowy z dodatkiem 5% krwi baraniej (Trypticase Soya Agar – TSA, Oxoid), agar tryptozowo-sojowy (TSA, Oxoid), podłoże wybiórcze Mac Conkeya w modyfikacji Henriksena (ZHW, Biocorp), podłoże wybiórcze do izolacji *Aeromonas* spp. w modyfikacji Ryan (ZHW, Biocorp), podłoże wybiórcze Kinga B do izolacji *Pseudomonas* spp. (ZHW, Biocorp) oraz *Cytophaga* agar (ZHW, Biocorp). Inkubację przeprowadzano w temp. 27°C ± 1°C przez 48-72 h, natomiast przy podejrzeniu zakażenia *Flavobacterium* spp. także w temp. 17°C ± 1°C przez 4-5 dni. Identyfikację szczepów bakterii przeprowadzano przy zastosowaniu zestawów diagnostycznych API 20 E, API 20 NE, API 50 CH, O/F Medium, M Medium oraz testu na oksydazę cytochromową. Do identyfikacji bakterii G+ wykorzystano zestawy diagnostyczne ID 32 STAPH (Biomerieux) oraz Rapid ID 32 STREP (Biomerieux) (Bernad 2016a, Kozińska i in. 2002).

Badania parazytologiczne obejmowały obserwacje makro- i mikroskopowe. Makroskopowo dokonywano oglę-

dzin zewnętrznych oraz wewnętrznych, podczas sekcji diagnostycznych, w celu odnotowania widocznych zmian anatomopatologicznych. Badania mikroskopowe przeprowadzono metodą obserwacji świeżych preparatów nie barwionych, wykonanych z zeszkobin ze skóry i skrzelii oraz wycinków narządów wewnętrznych. W zależności od rodzaju materiału i gatunku pasożyta stosowano powiększenie 60x, 120x, 220x. Pasożyty liczone w całej powierzchni preparatu (powierzchnia szkiełka nakrywkowego 22 mm x 22 mm), a stopień inwazji opisywano według poniższego schematu: pojedyncze pasożyty – od 1 do 3 pasożytów w całym preparacie (+), dość liczne pasożyty – od 1 do 3 pasożytów w polu widzenia (++) , liczne pasożyty – od 4 do 10 pasożytów w polu widzenia (+++) , bardzo liczne pasożyty – powyżej 10 pasożytów w polu widzenia (niepoliczalne) (++++). Za nosicielstwo uznawano stopień intensywności oceniany jako (+) i (++) . Inwazję w stopniu (+++) oraz (++++) klasyfikowano jako chorobę, bez względu na to, czy występowały objawy kliniczne. Do analizy przeznaczono tylko wyniki badań, w których inwazję oceniono jako „chorobę” (Bernad i in. 2016a, Terech-Majewska i in. 2016, Bernad i in. 2017).

Wyniki

Uzyskane wyniki badań diagnostycznych w 2017 r. zestawiono w trzech tabelach, uporządkowanych według czynnika etiologicznego, z podziałem na choroby wirusowe, bakteryjne i pasożytnicze. Ryby pogrupowano w trzech kategoriach, jako ryby karpiołate, łososiowate i inne. Dane liczbowe wyrażono dodatkowo w wartościach procentowych.

W 2017 r. zbadano 229 partii ryb (3552 sztuki) z 54 obiektów. Badaniami monitoringowymi w kierunku występowania wirusów patogennych dla ryb objęto 26 obiektów (38 partii). W badanych próbach ryb nie stwierdzono obecności wirusów VHS i IHN. W 4 próbach potwierdzono obecność wirusa IPN (tab. 1). W 117 przypadkach chorobowych potwierdzono podłoże bakteryjne (tab. 2), a w 37 pasożytnicze (tab. 3).

TABELA 1

Liczba badań wirusologicznych wykonanych w 2017 r.

Wirus	Ogólna liczba badań	Wynik ujemny	Wynik dodatni	Kliniczna postać choroby
VHS	38	38	-	-
IHN	34	34	-	-
IPN	4	-	4	-

Najwięcej przypadków choroby tła bakteryjnego stwierdzono u ryb łososiowatych (96, co stanowiło 82,1% ogólnej liczby zakażeń, OLZ). W analizowanym roku odnotowano tylko 3 przypadki zakażeń bakteryjnych (2,6% OLZ) u ryb karpiołatych, z przebiegiem klinicznym choroby. U innych gatunków wystąpiło 18 przypadków choroby

TABELA 2

Liczba zakażeń bakteryjnych potwierdzonych w 2017 r.

Gatunek/rodzaj izolowanych bakterii	Liczba zakażeń bakteryjnych w 2017 r. (związanych z kliniczną postacią choroby)			
	łososiowate	karpowate	inne gatunki	ogólna liczba
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	22	1	7	30 (25,6%)
<i>Aeromonas hydrophila complex</i>	20	1	6	27 (23,1%)
<i>Chryseobacterium indologenes</i>	7	0	1	8 (6,8%)
<i>Aeromonas sobria complex</i>	4	1	2	7 (5,9%)
<i>Sphingomonas paucimobilis</i>	6	0	0	6 (5,1%)
<i>Staphylococcus warneri</i>	5	0	1	6 (5,1%)
<i>Pseudomonas orizihabitans</i>	4	0	0	4 (3,4%)
<i>Flavobacterium spp.</i>	4	0	0	4 (3,4%)
<i>Kocuria rosea</i>	4	0	0	4 (3,4%)
<i>Shewanella putrefaciens</i>	3	0	0	3 (2,6%)
<i>Pseudomonas luteola</i>	3	0	0	3 (2,6%)
<i>Burkholderia cepacia</i>	2	0	1	3 (2,6%)
<i>Micrococcus lylae</i>	3	0	0	3 (2,6%)
<i>Micrococcus luteus</i>	3	0	0	3 (2,6%)
<i>Aeromonas caviae</i>	3	0	0	3 (2,6%)
<i>Acinetobacter lwoffii</i>	1	0	0	1 (0,9%)
<i>Plesiomonas shigelloides</i>	1	0	0	1 (0,9%)
<i>Yersinia ruckeri</i>	1	0	0	1 (0,9%)
RAZEM	96 (82,05%)	3 (2,56%)	18 (15,39%)	117 (100%)

TABELA 3

Liczba inwazji pasożytniczych w 2017 r.

Gatunek/rodzaj pasożyta	Liczba inwazji pasożytniczych w 2017 r. (wywołujących chorobę)			
	karpowate	łososiowate	inne gatunki	ogólna liczba
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	1	6	1	8 (21,6%)
<i>Ichthyobodo necator</i>	0	4	1	5 (13,5%)
<i>Trichodinella spp.</i>	1	0	4	5 (13,5%)
<i>Apiosoma spp.</i>	2	1	2	5 (13,5%)
<i>Epistilis spp.</i>	4	0	0	4 (10,8%)
<i>Trichodina spp.</i>	0	0	3	3 (8,1%)
<i>Gyrodactylus spp.</i>	1	0	1	2 (5,4%)
<i>Chilodonella spp.</i>	0	0	1	1 (2,7%)
<i>Pseudodactylogyrus spp.</i>	0	0	1	1 (2,7%)
<i>Diplostomum spathaceum</i>	0	1	0	1 (2,7%)
<i>Proteocephalus spp.</i>	0	1	0	1 (2,7%)
<i>Oocysta Goussia carpelli</i>	1	0	0	1 (2,7%)
RAZEM	10 (27,0%)	13 (35,1%)	14 (37,8%)	37 (100%)

o etiologii bakteryjnej (15,4% OLZ). Najczęściej izolowaną bakterią od ryb, z kliniczną postacią choroby była pałeczka *P. fluorescens* – 30 przypadków (25,6% OLZ). Izolowano ją głównie od pstrąga tęczowego w pierwszym roku podchowu, ze skóry, skrzelii oraz narządów wewnętrznych. W 9 przypadkach bakterie *P. fluorescens* izolowano zarówno ze skóry, jak i narządów wewnętrznych. Drugą w kolejności bakterią izolowaną od chorych ryb była *A. hydrophila complex* (27 przypadków, 23,1% OLZ), także głównie od pstrąga tęczowego w początkowym okresie podchowu. Pozostałe zakażenia bakteryjne stanowiły 48,7% wszystkich izolacji (ze 117 OLZ), w tym wywołane przez bakterie G ujemne (G-): *Chryseobacterium indologenes*, *A.*

sobria complex, *Shingomonas paucimobilis*, *P. orizihabitans*, *Flavobacterium spp.*, *Shewanella putrefaciens*, *P. luteola*, *Burkholderia cepacia*, *Acinetobacter lwoffii*, *Plesiomonas shigelloides*, oraz Gram dodatnie (G+) tj., *Kocuria varians* oraz *Kocuria spp.*, *Micrococcus lylae*. Zakażenia wywołane przez bakterie G+ wystąpiły u ryb starszych, izolowano je z zakażeń mieszanych, ze skóry, jak również z narządów wewnętrznych.

Choroby pasożytnicze potwierdzono w 37 przypadkach chorobowych, u ryb karpowatych 10 (27,0% ogólnej liczby inwazji pasożytniczych, OLIP, z objawami choroby), u łososiowatych 13 (35,1% OLIP), u innych gatunków było to 14 przypadków (37,8% OLIP). Najczęściej stwierdzanymi

parazytozami były: ichtioftirioza (8 przypadków, 21,6%), ichtiobodoza (5 przypadków, 13,5%) oraz trichodinoza (5 przypadków *Trichodinella* spp. 13,5% oraz *Trichodina* spp. 3 przypadki, 8,1%). W analizowanym roku 5-krotnie zdiagnozowano pasożyty z rodzaju *Apiosoma* spp. (5 przypadków, 13,5%). U ryb karpiowatych stwierdzono obecność *Epistilis* spp. (4 przypadki, 10,8%). U węgorza europejskiego (inne gatunki) w 1 przypadku zdiagnozowano pseudodaktylogyrozę (2,7%). U pstrąga tęczowego w 1 przypadku stwierdzono diplostomozę (2,7%). Dodatkowo u siei stwierdzono pojedynczy przypadek protocefalozy (*Protocephalus* spp.) oraz u karpia kokcydiozy wywołanej przez *Goussia carpelli* (tab. 3).

Dyskusja

Uzyskane wyniki badań odzwierciedlają przyczyny problemów zdrowotnych w podchowach ryb, na terenie województwa warmińsko-mazurskiego i terenach przyległych, powodowane głównie przez zakażenia bakteryjne oraz inwazje pasożytnicze. Choroby wirusowe objęte obowiązkiem zwalczania nie stanowią w tym regionie zagrożenia epizootycznego (Matras i in. 2015, 2016, 2017). W 2017 r. w województwie warmińsko-mazurskim nie stwierdzono w badaniach monitoringowych nosicielstwa wirusów VHS, IHN, podobnie jak w latach poprzednich (Bernad i in. 2016a, Bernad i in. 2017). Izolacja i identyfikacja wirusa IPN w 4 przypadkach (w dwóch obiektach) potwierdza potrzebę stałego monitorowania także wirusa IPN. W badaniach realizowanych w ramach Programu Wieloletniego 2014-2018, prowadzonego przez Państwowy Instytut Weterynaryjny – Państwowy Instytut Badawczy w Puławach, w wytypowanych 50 gospodarstwach na terenie Polski potwierdzano taką tendencję występowania wirusa IPN w hodowlach. W świetle tych badań, w 2017 obecność wirusa IPN potwierdzono w 4 gospodarstwach (powiaty koniński, zamojski, nowosądecki, jaworski). Wirus ten jest uznawany za wysoce odporny na czynniki środowiskowe (Dixon i in. 2012). Jego obecność może sprzyjać zakażeniom bakteryjnym, z uwagi na immunosupresyjne działanie na mechanizmy obronne oraz zróżnicowaną patogenność (Siwicki in. 2004, Matras i in. 2006, Schulz i in. 2016). Metodyka stosowana w badaniach monitoringowych nie uwzględnia identyfikacji do biotypu, co mogłoby mieć istotne znaczenie w ocenie sytuacji epidemiologicznej. W obiektach, z których pochodziły ryby nie stwierdzono występowania objawów klinicznych zakażenia wirusem IPN.

W ogólnej liczbie badań w 2017 r. przeważały problemy zdrowotne o etiologii bakteryjnej (117 z ogólnej liczby badań 278 partii, co stanowi 42,09% OLB). W 2016 r. było to 181 przypadków z ogólnej liczby 360 badań, co stanowiło 50,28% OLB (Bernad i in. 2017). Wśród izolowanych drob-

noustrojów dominowały bakterie G-: *P. fluorescens* i *A. hydrophila* complex, odpowiednio 25,64 i 23,08% ze 117 potwierdzonych przypadków zakażeń bakteryjnych (100%). W 2017 r. w porównaniu z 2016 r., nie izolowano bakterii *Edwardsiella tarda*, *Ewingella americana*, *Ochrobacterium anthropi*, *Stenotrophomonas maltophilia*, *Hafnia alvei*, *Elisabethkinga meningoseptica* oraz *Streptococcus warnerii*.

W 2017 r. 4-krotnie potwierdzono zakażenie pstrąga tęczowego bakterią G+, *Kocuria varians* (u narybku 0,8-6,6 g), *Kocuria* spp. (12-52 g). We wszystkich przypadkach były to zakażenia mieszane ze *Staphylococcus* spp., *P. fluorescens*, *A. hydrophila*, *Moraxella* spp. Szczepy *Kocuria* spp. izolowano ze skóry (narybek jw.) oraz ze skrzelii (ryba handlowa o masie ciała 305-388 g). W przypadkach zakażenia skóry u badanych ryb (2 z 10 sztuk) stwierdzano rozległe zmiany na skórze (fot. 1). Drobnooustroje z rodzaju *Kocuria* spp. (*Kocuria rosea*) pojawiły się po raz pierwszy na terenie woj. warmińsko-mazurskiego w 2016 r. u pstrąga tęczowego (1 przypadek, Bernad i in. 2017). Bakterie izolowano od ryb o masie ciała 216,3-307,4 g, u których dominującym objawem były plackowate ubytki łusek i naskórka, placko-



Fot. 1. Zmiany patologiczne na skórze u pstrąga tęczowego, zakażenie mieszane z *Kocuria* spp.

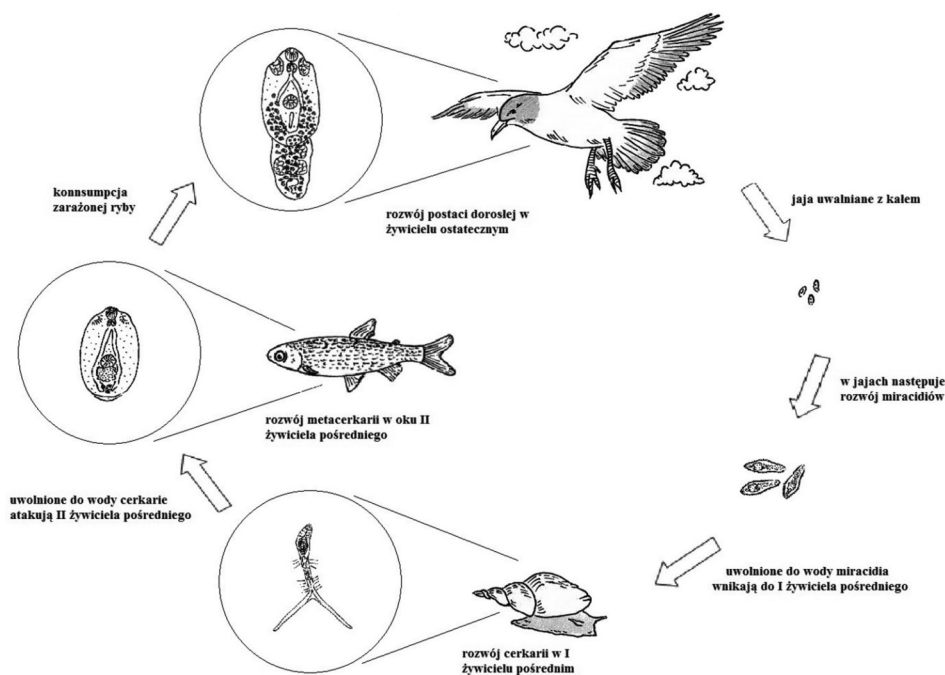
wate zaczerwienienia skóry. Wystąpiły także zmiany w narządach wewnętrznych, tj. stan zapalny błony śluzowej jelita, przekrwienie wątroby, tkanki tłuszczowej. Na skrzelach stwierdzano przekrwienie końcowych odcinków listków skrzelowych, z postępującą martwicą i zrostami blaszek skrzelowych. W Polsce kocurioza była diagnozowana także u jesiotrów. W jej przebiegu notowano 50% straty obsady ryb. Głównie u jesiotrów obserwowano wybroczyny na skórze, krwawe wylewy w tkance mięśniowej (w części ogonowej). Dotąd nie wiązano tego drobnooustroju z problemami chorobowymi u ryb, gdyż bakteria naturalnie występuje w powietrzu i jest zaliczana do drobnooustrojów opornych, m.in. na działanie promieniowania jonizującego (Błaszczak 2010). Przypuszcza się, że drobnooustroje *Kocuria* spp. mogą być naturalnym szczepem probiotycznym, z uwagi na silne działanie bójcze wobec patogennych drobnooustrojów (za Pękala i in. 2016). Wyizolowane szczepy

przekazano do Laboratorium Zakładu Chorób Ryb Państwowego Instytutu Weterynaryjnego – Państwowego Instytutu Badawczego w Puławach. Patogenność tych bakterii została potwierdzona w przebiegu zakażenia eksperymentalnego, które przeprowadziła Pękala i in. (2018). Uzyskane wyniki pokazały, że czynnik ten może mieć dodatkowy wpływ na charakter zmian patologicznych. To rzuca nowe światło na znaczenie tej bakterii w etiopatogenezie zakażeń u ryb, zwłaszcza pstrąga tęczowego (fot. 1).

Choroby pasożytnicze to stały problem w podchowach kontrolowanych ryb. Wywoływane przez pierwotniaki są szczególnie groźne w okresie wczesnego podchowu ryb łososiowatych, karpioiwatych i innych gatunków (Bernad in. 2016 a, Terech-Majewska i in. 2016). Bardziej uorganizowane pasożyty, np. przywry, mogą przynosić wymierne straty także u starszych ryb. W gospodarstwach przepływowych i stawowych możliwa jest migracja form rozwojowych w środowisku, także z wodą zasilającą obiekt hodowlany. Dotyczy to pasożytów o prostym, jak również złożonym cyklu rozwojowym. Niektóre z pasożytów cechują się wąską specyficznością żywicielską (np. *Dactylogyridae*, przywry skrzelowe, pasożytują u 3 rodzin ryb), a inne szeroką (np. *Diplostomum spathaceum*, u ponad 150 gatunków ryb). Ten pasożyt występuje w gospodarstwach położonych w pobliżu jezior. Na terenie woj. warmińsko-mazurskiego jest kilka takich gospodarstw. Warto zatem w tym miejscu przypomnieć złożony cykl rozwojowy, w którym ryby są żywicielem pośrednim tego pasożyta. Zwalczenie tej choroby można prowadzić dwukierunkowo, chemicznie poprzez niszczenie ślimaków (cerkarie uwalniane są z ich ciała w temp. powyżej 10°C) lub biologicznie, poprzez instalację mikrosit na doptywach w okresie wędrówki cercarii lub miracidów wylęgających się z jaj (rys.

1). Metoda ochrony przed zarażeniem jest uwarunkowana możliwościami technicznymi i warunkami środowiska. Można przyjąć, że diplostomozę traktujemy aktualnie jako niezbyt groźną chorobę dla ryb. Potwierdza to praktyka hodowlana i wyniki badań diagnostycznych (1 przypadek). O wiele bardziej obawiamy się zawleczenia pasożytów zewnętrznych, o prostym cyklu rozwojowym, np. *Trichodina* spp., *Chilodonella* spp. (Pojmańska 1993, Dzika 2008). Z przeprowadzonych badań wynika, że najczęściej występującą pasożytozą u ryb hodowlanych w woj. warmińsko-mazurskim jest ichtioftirioza, wywołwana przez *I. multifillis* (w 2017 r. było to 21,62% OLIP, a w 2016 r. 18,8%). U wylęgu podchowanego pstrąga tęczowego stwierdzano inwazje wiciowców, *I. necator* (13,51% OLIP). W 2016 r. liczba inwazji z objawami ichtiobodozy wynosiła 12,5%. Spośród orzęsków, z problemami chorobowymi przebiegały inwazje *Trichodina* spp. (13,51% OLIP) i *Apiosoma* spp. (13,51% OLIP).

W pracy przedstawiono choroby oraz czynniki patogene, które identyfikowano w sytuacjach kryzysowych. Rozpoznanie przyczyny problemów zdrowotnych było podstawą opanowania choroby. W wielu przypadkach służyło także monitorowaniu efektów terapii. Z przeprowadzonej analizy wynika, że liczba przypadków chorobowych w badanym okresie spadła o 75 (154 przypadki choroby, 55,4% OLB), w porównaniu z danymi z 2016 r. (229 przypadków chorobowych, 63,61% OLB). Rok 2017 był rokiem deszczowym, z dużą ilością wody w gospodarstwach. Można dostrzec utrzymujący się trend pojawiania nowych gatunków drobnoustrojów w podchowach kontrolowanych, co powinno skłaniać hodowców do doskonalenia metod profilaktyki i bioasekuracji w gospodarstwach.



Rys. 1. Cykl rozwojowy przywry wewnętrznej *Diplostomum spathaceum* (opracowanie graficzne P. Schulz).

Literatura

- Bernad A., Terech-Majewska E., Pajdak J., Schulz P., Siwicki A.K. 2016a – Sytuacja zdrowotna ryb hodowlanych w województwie warmińsko-mazurskim w 2015 roku – Komun. Ryb. 1: 16-21.
- Bernad A., Terech-Majewska E., Szypczyńska K., Pajdak J., Schulz P., Siwicki A.K. 2016b – Występowanie inwazji *Ichthyophthirius multifiliis* u ryb hodowlanych w województwie warmińsko-mazurskim w latach 2014-2015 – Komun. Ryb. 3: 6-12.
- Bernad A., Terech-Majewska E., Pajdak J., Schulz P., Siwicki A.K. 2017 – Choroby zakaźne i pasożytnicze diagnozowane u ryb hodowlanych w województwie warmińsko-mazurskim w 2016 roku – Komun. Ryb. 1: 1-5.
- Błaszczak M.K. 2010 – Mikrobiologia środowisk – Wyd. PWN, Warszawa, Rozdz. 9: 316-317.
- Dixon P.F., Small D.A., Algoet M., Hastings T.S., Bayley A., Byrne H., Dodge M., Garden A., Joiner C., Roberts E., Verner-Jeffreys D., Thompson F. 2012 – Studies on the effect of temperature and pH on the inactivation of fish viral and bacterial pathogens – J. Fish Dis. 35(1): 51-64.
- Decyzja wykonawcza Komisji (UE) 2015/1554 z dnia 11 września 2015 r. ustanawiająca przepisy dotyczące stosowania dyrektywy 2006/88/WE w odniesieniu do wymogów w zakresie metod nadzoru i metod diagnostycznych. Dz.U.L.247/1 z dnia 23.09. 2015.
- Dzika E. 2008 – Specyficzność żywicielska i topiczna Monogenea – pasożytów ryb i płazów Polski – Wiad. Parazytol. 54 (4): 303-308.
- Grawiński E. 2010 – Mało znane choroby ryb łososiowatych występujące na obszarze północnej Polski – Życie Wet. 85 (6): 522-528.
- Harnisz M., Zmysłowska I., Gołaś I., Terech-Majewska E. 2004 – Występowanie Gram-ujemnych pałeczek w wodzie i rybach podczas intensywnego tuczu – W: A.K. Siwicki, J. Antychowicz, W. Szweda (Red.) Ochrona zdrowia ryb – aktualne problemy. Wyd. IRS Olsztyn: 131-136.
- Kozińska A., Guz L., Pękala A. 2002 – Diagnostyka wybranych patogenów bakteryjnych w ichtiopatologii – Wyd. PIWet-PIB, Puławy.
- Maeda M. 2004 – Interactions of microorganisms and their use as biocontrol agents in aquaculture – La mer 42: 1-19.
- Matras M., Antychowicz J., Reichert M. 2006 – Pathogenicity of VHS, IHN and IPN viruses for pathogen free rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fry – Bull Vet Inst Puławy 50: 299-304.
- Matras M., Stachnik M., Borzym E., Maj-Paluch J., Reichert M. 2015 – Sytuacja epizootyczna w zakresie wirusowych chorób ryb – W: A. Kowalska (Red.) Materiały szkoleniowe XL Konferencji Hodowców Ryb Łososiowatych, Gdynia, 8-9 października 2015: 129-138.
- Matras M., Stachnik M., Borzym E., Reichert M. 2016 – Sytuacja epizootyczna w zakresie wirusowych chorób ryb – W: A. Kowalska, R. Kowalski (Red.) Materiały XLI Szkolenia – konferencji Hodowców Ryb Łososiowatych, Gdynia 13-14 października 2016: 68-75.
- Matras M., Stachnik M., Borzym E., Maj-Paluch J., Reichert M., Karpińska T. 2017 – Sytuacja epizootyczna w zakresie wirusowych chorób ryb – W: A. Kowalska, R. Kowalski (Red.) Materiały XLII Szkolenia – konferencji Hodowców Ryb Łososiowatych, Gdynia 5-6 października 2017: 111-121.
- OIE Diagnostic manual for aquatic diseases, Chapter 2.23. Infectious Pancreatic Necrosis. Office International des Epizooties, Paris, 2003: 74-81.
- OIE Diagnostic manual for aquatic diseases 2009, 6th edition.
- Pękala A., Paździor E., Kozińska A. 2015 – Choroby bakteryjne ryb hodowlanych notowane w Polsce. Efektywność i bezpieczeństwo stosowania antybiotykoterapii u ryb – W: P. Hliwa, M. Woźniak, J. Król, P. Gomułka (Red.) Ochrona zdrowia ryb w aspekcie jakości i bezpieczeństwa żywności. Wyd. PUH Janter, Biskupiec: 40-58.
- Pękala A., Paździor E., Głowacka H., Bernad A. 2016 – Nowe bakteryjne zagrożenia dla stanu zdrowia ryb – W: A. Kowalska, R. Kowalski (Red.) Materiały XLI Szkolenia – konferencji Hodowców Ryb Łososiowatych, Gdynia 13-14 października 2016: 81-92.
- Pękala A., Paździor E., Antychowicz J., Bernad A., Głowacka H., Więcek B., Niemczuk W. 2018 – *Kocuria rhizophila* and *Micrococcus luteus* as emerging opportunist pathogens in brown trout (*Salmo trutta* Linneus, 1758) and rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum, 1792) – Aquacult, 486: 285-289.
- Pojmańska T. 1993 – Możliwość transferu pasożytów między rodzimymi a aklimatyzowanymi rybami karpionymi w hodowli stawowej – Komun. Ryb. 1: 6-8.
- Schulz P., Pajdak J., Terech-Majewska E., Kaczorek E., Siwicki A.K. 2016 – Influence of Infectious Pancreatic Necrosis Virus (IPNV) on survival rate of juvenile rainbow trout after experimental infection – W: Abstract Book 34th ESVP and 27th ECVP, Bologna (Italy) September 7-10, 2016, p. 180, opublikowane w J Comp. Pathol. 2017, 156 (1): 92 s.
- Siwicki A.K., Terech-Majewska E., Szarek J., Trapkowska S., Kazuń K. 2004 – Pathogenesis of *Birnaviridae* - influence of infectious pancreatic necrosis virus (IPNV) on cell - mediated immunity, total Ig level and lysozyme activity in Salmonid – Pol. J. Vet. Sci 7 (3), Suppl.: 127-129.
- Terech-Majewska E., Siwicki A.K. 2013 – Mikrobiologiczna i immunologiczna ocena pstrąga tęczowego pochodzącego z technologii stosowanych w Polsce – W: J. Szarek, K.A. Skibniewska, J. Zakrzewski, J. Guziur (Red.) Jakość pstrąga tęczowego (*Oncorhynchus mykiss*, Walbaum 1972) z technologii stosowanych w Polsce, UWM, Olsztyn: 71-82.
- Terech-Majewska E., Bernad A., Robak S., Pajdak J., Schulz P., Siwicki A.K., Szweda W. 2016 – Czynniki bakteryjne i pasożytnicze diagnozowane u węgorza europejskiego w Polsce w latach 2010 – 2014 w warunkach podchowu kontrolowanego – Med. Weter. 72 (10): 647-651.
- Terech-Majewska E., Bernad A., Pajdak-Czaus J., Schulz P., Siwicki A.K. 2017 – Przyczyny zaburzeń stanu zdrowia u pstrąga tęczowego – ograniczenia w diagnostyce, profilaktyce i terapii – Komun. Ryb. 5:1-6.

Przyjęto po recenzji 13.06.2018 r.

DIAGNOSING INFECTIOUS AND PARASITIC DISEASES IN CULTURED FISH IN WARMIŃSKO-MAZURSKIE VOIVODESHIP IN 2017

Alicja Bernad, Magdalena Józefowska, Elżbieta Terech-Majewska, Joanna Pajdak-Czaus, Patrycja Schulz, Andrzej K. Siwicki

ABSTRACT. Infectious and parasitic diseases of fish cultured under controlled conditions are significant limiting factors in the development of aquaculture. In 2017 at the Laboratory of Fish and Crayfish Diseases, Department of Veterinary Hygiene, Voivodeship Veterinary Inspectorate in Olsztyn, a total of 3,552 specimens of fish were examined from 278 lots of fish from 54 fisheries enterprises. During the period analyzed, 117 cases of bacterial disease were diagnosed. These were most frequently *Pseudomonas fluorescens* and *Aeromonas hydrophila* complex infections. Parasites, mainly *Ichthyophthirius multifiliis*, *Ichtyobodo necator*, and *Trichodina spp.*, were responsible for health problems in 37 cases. In four cases, the fish were determined to be asymptomatic carriers of the IPNV virus. The total number of cases of disease noted during the period analyzed in 2017 was 154, which was a decrease of 75 in comparison to the 229 cases noted in 2016. The trend continued of diagnosing new pathogenic factors and parasites in the culture of new fish species in aquaculture, which confirms the necessity of performing systematic diagnostics and improving methods of targeted prevention.

Słowa kluczowe: fish diseases, bacterial pathogens, fish parasites, laboratory diagnostics