



Elżbieta Terech-Majewska<sup>1</sup>, Alicja Bernad<sup>2</sup>, Joanna Pajdak-Czaus<sup>1</sup>, Patrycja Schulz<sup>3</sup>,  
Andrzej Krzysztof Siwicki<sup>4</sup>

<sup>1</sup>Katedra Epizootologii, Wydział Medycyny Weterynaryjnej, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie

<sup>2</sup>Pracownia Diagnostyki Chorób Ryb i Raków, Zakład Higieny Weterynaryjnej w Olsztynie

<sup>3</sup>Katedra Mikrobiologii i Immunologii Klinicznej, Wydział Medycyny Weterynaryjnej, UWM w Olsztynie

<sup>4</sup>Zakład Patologii i Immunologii Ryb, Instytut Rybactwa Śródlądowego w Olsztynie

## Przyczyny zaburzeń stanu zdrowia u pstrąga tęczowego – ograniczenia w diagnostyce, profilaktyce i terapii

Choroby ryb są istotnym czynnikiem utrudniającym rozwój akwakultury. Sytuacja epizootyczna chorób zmienia się w zależności od warunków klimatycznych i hydrologicznych w cyklu rocznym, a także wieloletnim. Bezpośrednio mają na nią wpływ także stosowane metody nadzoru, skuteczność metod profilaktyki i opieki lekarsko-weterynaryjnej. Największą grupę odpowiedzialną za stany chorobowe u ryb stanowią drobnoustroje Gram-ujemne, np.: *Aeromonas hydrophila* i *A. caviae* (MAS – motile aeromonas septicæmia i MAI – motile aeromonas infection), *A. salmonicida* (furunkuloza/wrzodzenia łososiowatych), *Flavobacterium branchiophilum* (BGD – Bacterial Gill Disease), *F. psychrophilum* (CWD – Cold Water Disease), *F. columnaræ* (choroba bawelniana), *Pseudomonas fluorescens* (rumienica karpio-watych i łososiowatych), *Yersinia ruckeri* (jersinioza/choroba czerwonej gęby) (Bernad 2013, Bernad i in. 2016, 2017, Kozińska i in. 2013, Pajdak i in. 2017).

Szczególnego znaczenia nabiera identyfikacja zakażeń mieszanych, w których stwierdza się obecność kilku czynników bakteryjnych, pasożyty i bakterie oraz wirusy i bakterie. To zmienia przebieg choroby, jej klinię, a także wpływa na wybór środków terapeutycznych oraz przebieg leczenia. Trudne w diagnostyce i przebiegu mogą być zakażenia *P. fluorescens*, *A. hydrophila*, IPNV (Infectious Pancreatic Necrosis Virus), zarażenia kolorzęskim *Ichthyophthirius multifiliis* (Bernad i in. 2016, 2017, Schulz i in. 2017). Może to być efektem swoistej koegzystencji drobnoustrojów, zwłaszcza gdy ma ona charakter synergistyczny (Kotob i in. 2016). W akwakulturze obserwuje się sezonowość problemów zdrowotnych, która może być efektem wahań aktywności układu immunologicznego. W środowisku i bezpośrednim otoczeniu gospodarstwa mogą wystąpić różne sytuacje prowadzące do osłabienia funkcji

obronnych ryb, zawiesiny organiczne i nieorganiczne, środki ochrony roślin. Jednym z podstawowych czynników są okresowe wahania temperatury i jakości wody, jednakże w hodowli ryb łososiowatych wzmożona czujność obowiązuje przez cały cykl produkcyjny. W ostatnich latach z przypadków chorobowych izolowane są nowe czynniki chorobowe, dotąd identyfikowane jako czynniki środowiskowe (Pękała i in. 2016). Wymieniane są wśród nich takie drobnoustroje jak *Myroides* spp., *Pantoea* spp., *Ewingella americana*, *Sphingomonas paucimobilis*, *Acinetobacter* spp., *Serratia* spp., *Chryseobacterium iondologenes*, *Shewanella* spp., *Kocuria* spp., *Enterococcus* spp., *Streptococcus* spp. (Kozińska i in. 2015, Pękała i in. 2016, Terech-Majewska 2016)

Problemy zdrowotne u pstrąga tęczowego występują głównie we wczesnym okresie podchowu i łączą się z warunkami akwakultury, tj. w wylęgarniach, podczas podchowu materiału zarybieniowego oraz w pierwszym roku produkcji ryby towarowej. W celu zapewnienia wysokiej jakości ochrony zdrowia ryb hodowcy poddają ryby badaniom kontrolnym w wyspecjalizowanych laboratoriach diagnostycznych oraz zlecają opiekę lekarzom weterynarii wolnej praktyki. Z praktycznego punktu widzenia istotne jest rejestrowanie wyników oraz obserwowanie skuteczności stosowanych metod, aby można było je w każdym momencie zweryfikować.

Celem pracy była ocena przyczyn zaburzeń stanu zdrowia ryb w wybranym gospodarstwie prowadzącym podchow pstrąga tęczowego (*Oncorhynchus mykiss*), w oparciu o wyniki badań kontrolnych w okresie dwóch lat, 2014 i 2015.

## Materiał i metody

Materiał do analizy stanowiły wyniki kontrolnych badań bakteriologicznych oraz parazytologicznych przeprowadzonych w latach 2014 i 2015, w jednym gospodarstwie hodowlanym, usytuowanym na otwartym przepływie wody. Badania diagnostyczne prowadzone były w Pracowni Diagnostyki Chorób Ryb i Raków, Zakładu Higieny Weterynaryjnej w Olsztynie i miały charakter badań profilaktycznych lub interwencyjnych, gdy występowały pierwsze objawy choroby. W gospodarstwie kontrolowano podstawowe parametry wody (temperatura, poziom tlenu, pH), które w analizowanym okresie utrzymywały się w zakresie norm dla tego gatunku. W ośrodku prowadzony jest podchów narybku pstrąga tęczowego, od stadium ikry zaoczkowanej do 150 g, na potrzeby własne oraz sprzedaż jako materiał obsadowy. Ośrodek jest pierwszym gospodarstwem w górnym biegu rzeki, otoczonym polami uprawnymi i lasami. Do badań przeznaczano po 5, 10, a nawet 30 sztuk ryb (partia ryb), w zależności od wielkości i wieku oraz celu badania.

Procedury diagnostyczne stosowane w laboratorium zostały opracowane zgodnie z wymaganiami dla laboratoriów w strukturze Państwowej Inspekcji Weterynaryjnej, jak również przyjętymi zasadami i wymaganiami systemu zarządzania jakością. Rozpoznanie stawiano na podstawie badania klinicznego, anatomopatologicznego, bakteriologicznego oraz parazytologicznego. Metodyka została opisana w pracy Bernad i in. (2017).

Badania wirusologiczne były prowadzone jako monitoring, wynikający z programu nadzoru chorób objętych obowiązkiem zwalczania i obejmowały badanie próbek dwukrotnie w ciągu roku (wiosna i jesień) w kierunku wykrycia obecności wirusów VHS i IHN, dodatkowo także IPN. Izolację wirusów prowadzono na hodowlach komórkowych BF2, natomiast identyfikację metodą ELISA. Metodyka badań wirusologicznych była prowadzona zgodnie z wewnętrznymi procedurami oraz wymaganiami OIE.

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 (Tripticase Soya Agar – TSA, Oxoid), agar tryptozowo-sojowy (TSA, Oxoid), podłoże wybiórcze Mac Conkey 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 (Bernad i in. 2017).

Badania parazytologiczne obejmowały obserwacje makro- i mikroskopowe. Makroskopowo dokonywano oględzin 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. Każdorazowo pasożyty liczono 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 (Bernad i in. 2017).

## Wyniki

Uzyskane wyniki badań diagnostycznych zestawiono w tabeli 1. Uporządkowano je zgodnie z przebiegiem kampanii hodowlanej, z podziałem na miesiące oraz lata. Uwzględniono czynniki etiologiczne, bakteryjne i pasożytnicze, stwierdzone objawy i zmiany anatomopatologiczne. W gospodarstwie nie stwierdzono obecności wirusów, a zatem ten element w tabeli pominięto. W 2014 r. wykonano ogółem 19 badań, natomiast w 2015 r. 18 badań. Ryby najczęściej chorowały w okresie letnim, w miesiącach od VII do IX. W 2014 r. wykonano w tym okresie 11 badań (57,99% ogólnej liczby badań – olb), natomiast w 2015 r. wykonano 9 badań (50% olb). Z pobranych próbek izolowano *P. fluorescens*, *A. hydrophila* complex, *P. oryis habitans*, *Ch. indologenes*, *S. putrefaciens*, *Flavobacterium* spp. oraz *Enterococcus* spp.

Choroby o etiologii bakteryjnej występowały w różnych okresach cyklu hodowlanego, bakterie były izolowane ze skrzelii, skóry oraz narządów wewnętrznych. Najczęściej izolowaną bakterią od ryb z kliniczną postacią choroby była pałeczka *P. fluorescens* (6-krotnie w 2014 r., 11-krotnie w 2015 r.). Drugą w kolejności bakterią izolowaną od chorych ryb była *A. hydrophila* complex (6-krotnie w 2014 r., 9-krotnie w 2015 r.). Pojedyncze zakażenia bakteryjne stanowiły w 2014 r. 21,1% przeprowadzonych badań, natomiast w 2015 r. 22,2%.

Choroby pasożytnicze stwierdzano głównie w okresie od IV do X (w 2015 r. aż do XI). Najczęściej diagnozowano zarażenie kulorzęskim. W 2014 r. odnotowano jego obec-

ność 13-krotnie (68,44 % ogólnej liczby badań, olb), a w 2015 r. 8-krotnie (44,4% olb). Pozostałe pasożyty – *Ichthobodo necator*, *Trichodina* spp. oraz *Apiosoma* spp. były diagnozowane sporadycznie w miesiącach wiosennych w 2014 r. Diagnostykę w kierunku wykrywania pasożytów prowadzono na ogół wyprzedzająco, w większości przypadków zarażenie przebiegało bezobjawowo.

Zakażenia mieszane stwierdzono w całym cyklu hodowlanym. Stanowiły one w 2014 r. 42,1% olb, a w 2015 r. do 88,2% olb. Przeważały zakażenia bakteryjne z inwazją pasożytniczą (bp). W 2014 r. stwierdzono 7, a w 2015 r. 6 przypadków zakażeń typu bp. Szczególnie trudne w diagnostyce są przypadki zakażeń mieszanych, które często są stwierdzane wraz z zakażeniem *P. fluorescens* oraz *A. hydrophila* (Bernad i in. 2016). Taką zależność potwierdzono w prezentowanych wynikach. *P. fluorescens* izolowano w 2014 r. 6-krotnie (31,68% olb), a w 2015 r. 11-krotnie (61,1% olb). *A. hydrophila* complex izolowano z 31,68% olb w 2014 r. oraz 50% olb w 2015 r.

## Dyskusja

W pracy przedstawiono sytuację epizootyczną w wybranym gospodarstwie podchowu kontrolowanego pstrąga tęczowego w okresie dwóch lat, 2014 oraz 2015 (tab. 1). Zestawiono je w taki sposób, aby było możliwe prześledzenie różnic w poszczególnych latach. Wyniki badań odzwierciedlają problemy zdrowotne notowane także w innych gospodarstwach podchowu pstrąga tęczowego na terenie województwa warmińsko-mazurskiego (Bernad 2013, Bernad i in. 2017) oraz w innych regionach Polski (Lewandowska i in. 2017).

Na uwagę zasługuje izolowanie drobnoustrojów, które od niedawna są uznawane za potencjalne patogeny ryb (Terech-Majewska i Siwicki 2013, Pękała i in. 2016). Pierwsze przypadki shewanellozy w Polsce u pstrąga tęczowego odnotowano w latach 2002-2004 (Kościńska i Pękała 2004). Szczepy mogą różnić się patogennością, co utrudnia bezpośrednio rozpoznawanie kliniczne oraz zróżnicowanie zmian anatomopatologicznych. W województwie warmińsko-mazurskim choroba była notowana początkowo u ryb karpowatych (Bernad 2013). Od ryb łososiowatych z ośrodków hodowlanych na terenie Pomorza Środkowego w latach 2013-2016 notowano ją w 3,5-3,9% przeprowadzonych badań (Lewandowska i in. 2017). Jednakże w wybranym gospodarstwie wystąpiła po raz pierwszy w lipcu 2015 r. u ryb o masie ciała (m.c.) od 15,0 do 20,0 g. Bakterię izolowano ze skrzeli jednocześnie z *P. fluorescens* i *A. hydrophila* complex (z narządów wewnętrznych). Stwierdzono martwicę płetwy grzbietowej („fin rot”) oraz powiększenie śledziony, wysięk w jamie ciała, błądź nerki oraz wątroby. W październiku *S. putrefaciens* izolowano od ryb o m.c. 20,0-25,0 g jednocześnie z *P. oryisihabitans* i *Enterococcus* spp. (z narządów wewnętrznych). W bada-

niu klinicznym stwierdzono przekrwienia wokół otworu gębowego. W badaniach anatomopatologicznych, oprócz powiększenia nerek i śledziony oraz bladej wątroby, stwierdzono przekrwienie błony śluzowej jelita. W listopadzie zakażenie mieszane *P. fluorescens* oraz *A. hydrophila* dotyczyło ryb o m.c. 110,0-150,0 g. Główne zmiany dotyczyły płetw piersiowych i brzusznych (przekrwienia u ich podstawy). Do opisywanych powyżej zmian należy dodać błądź skrzeli oraz zrosty blaszek i całych listków skrzelowych (tab. 1). W jednym przypadku we wrześniu, od ryb o m.c. ciała 10,0-35,0 g izolowano *P. oryisihabitans* i *Pantoea* spp. oraz stwierdzono drobne wybroczyny wokół jamy gębowej i pociemnienie w górnej części ciała. W badaniach anatomopatologicznych stwierdzono błądź i powiększenie nerki, błądź wątroby, przekrwienie błony śluzowej jelita oraz powiększenie śledziony.

W akwakulturze obserwuje się sezonowość problemów zdrowotnych, np. wiosną są to przede wszystkim ektopasożyty i choroby stresozależne, np. choroba kolumnowa (*F. columnarum*), zakażenia *Aeromonas* spp. i *Pseudomonas* spp. (Bernad 2013, Terech-Majewska i Siwicki 2013). Wraz ze zmieniającymi się warunkami klimatycznymi (wydłużony okres podwyższonych temperatur) problemy zdrowotne mogą występować przez cały rok, czego przykładem jest obecność kulorzęska w okresie od VI do XI. Nosicielstwo kulorzęska w II kwartale jest godne szczególnej uwagi, gdyż ryby przygotowują się do okresu intensywnego wzrostu, a jego obecność na skórze lub skrzelach może zaburzać ten proces i uszkadzać podstawowe funkcje fizjologiczne tych tkanek oraz aktywność mechanizmów obronnych. Monitoring stopnia zapasożycenia odgrywa kluczową rolę w kontroli rozwoju tej pasożytozy, a status nosicielstwa także wymaga interwencji. Kulorzęsek był głównym pasożytem diagnozowanym w tym gospodarstwie, w 2014 r. to 13 przypadków, a w 2015 r. 8 przypadków. Przeważały zakażenia mieszane typu bp (9 przypadków w 2014 r. oraz 5 w 2015 r.) z *A. hydrophila* complex, *P. fluorescens*, *P. oryisihabitans*, *Pantoea* spp., które izolowano ze skrzeli lub narządów wewnętrznych. W analizowanym okresie nie notowano strat wynikających z zarażenia tym pasożytem nawet w przebiegu intensywnej inwazji.

W przypadkach występowania zaburzeń stanu zdrowia terapię prowadzono każdorazowo w oparciu o antybiogram, a najczęściej stosowanymi antybiotykami były enrofloksacyna, oksytetracyklina, neomycyna, doksycyklina. Systematycznie stosowano dezynfekcję o znaczeniu profilaktycznym i ochronnym. W okresie inkubacji ikry w minimalnym zakresie stosowano chloraminę T. Natomiast przeciw pasożytniczo była używana formalina, siarczan miedzi oraz Oxyper. W okresie nasilenia zachorowań oraz w okresie rekonwalescencji stosowana była suplementacja diety witaminami AD3E, C, B kompleks, biotyna (witaminą H) oraz okresowa immunomodulacja z wykorzystaniem Bioim-

Sytuacja zdrowotna wybranego gospodarstwa podchovu pstrąga tęczowego na terenie województwa warmińsko-mazurskiego w latach 2014 i 2015

Miejsce	Sortyment		Badania kliniczne		Badania anatomopatologiczne		Badania parazytologiczne		Badania bakteriologiczne	
	2014	2015	2014	2015	2014	2015	2014	2015	2014	2015
I	-	100-250 g	-	Wieczka skrzelowe odchylone, końce listków skrzelowych blade, rozpulchnione	-	bz	-	nie stwierdzono	-	<i>Flavobacterium</i> spp. – skrzel
	-	100-250 g	-	Przejaśnienia skóry, ubytki łusek	-	bz	-	nie stwierdzono	-	<i>Aeromonas hydrophila</i> complex, <i>Pseudomonas fluorescens</i> – skóra
II	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
III	100-250 g	-	Na skórze zmiany zapalne i martwicze	-	bz	-	nie stwierdzono	-	<i>P. fluorescens</i> , <i>Chryseobacterium indologenes</i> – skóra	-
	100-300 g	-	Wytrzeszcz gałek ocznych, liza oka, owrodzenia, martwica płetwy tłuszczowej	-	bz	-	nie stwierdzono	-	<i>A. hydrophila</i> complex, <i>P. fluorescens</i> – skóra	-
IV	-	120,0-150,0 g	-	Przekrwienia u podstawy płetw piersiowych i brzusznych	-	Proliferacja komórek nabłonka skrzelowego	-	<i>Apiosoma</i> sp. ++	-	<i>A. hydrophila</i> complex, <i>P. fluorescens</i> – skrzel
V	-	0,2-0,5 g	-	bz	-	bz	-	nie stwierdzono	-	<i>A. hydrophila</i> complex, <i>P. fluorescens</i> – skrzel
VI	1,0-1,5 g	-	bz	-	bz	-	<i>Ichthyobodo necator</i> +	-	nie badano	-
	2,0-4,0 g	4-10 g	bz	Zwiększona ilość śluzu na skórze	bz	-	<i>Ichthyobodo necator</i> +/++	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +++++	nie badano	<i>A. hydrophila</i> complex, <i>P. fluorescens</i> , <i>P. oryzihabitans</i> – skrzel; <i>A. hydrophila</i> complex, <i>P. fluorescens</i> – narz. wewn.
	5,0-6,0 g	-	bz	-	bz	-	<i>Ichthyobodo necator</i> +	-	nie badano	-
VII	2,0-5,0 g	1,5-2,0 g	Wieczka skrzelowa odchylone	bz	Nerka i wątroba blade; śledziona bardzo powiększona; w jelicie przezroczysty płyn zapalny	Nerka blade i rozpulchnione; wątroba blade i krucha	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +/++	<i>Trichodina</i> sp. +	<i>A. hydrophila</i> complex – narz. wewn.	<i>Ch. indologenes</i> – narz. wewn.
	5,0-6,0 g	-	Wytrzeszcz gałek ocznych, pociemnienie skóry	-	Nerka blade, wodnista; wątroba blade	-	<i>Ichthyobodo necator</i> +/++	-	nie badano	-
	10,0-10,5 g	-	Zwiększona ilość śluzu, kolorząsek widoczny gołym okiem	-	bz	-	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +++	-	nie badano	-
	14,0-17,0 g	-	Zwiększona ilość śluzu, kolorząsek widoczny gołym okiem	-	Zrosty blaszek i listków skrzelowych; nerka blade; żółty płyn zapalny w jelicie	-	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +++++	-	<i>Ch. indologenes</i> – skrzel	-
	18,0-27,0 g	15,0-20,0 g	bz	Fin rot	bz	Nerka, wątroba blade; śledziona bardzo powiększona; wysięk z jamy ciała	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +++	-	nie badano	<i>P. fluorescens</i> , <i>Shewanella putrefaciens</i> – skrzel; <i>A. hydrophila</i> complex – narz. wewn.
	-	200-320 g	-	Końce listków skrzelowych blade, rozpulchnione	-	Przerost nabłonka skrzelowego, zrosty blaszek skrzelowych, zmiany martwicze skrzel	-	nie stwierdzono	-	<i>Flavobacterium</i> spp., <i>A. hydrophila</i> complex, <i>P. fluorescens</i> – skrzel
VIII	-	2,0-3,0 g	-	bz	-	bz	-	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +	-	nie badano
	-	5,0-8,0 g	-	bz	-	bz	-	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +	-	nie badano
	-	15,-40,0 g	-	Pociemnienie skóry	-	bz	-	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +	-	nie badano
	20,0-22,0 g	-	bz	-	bz	-	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +	-	<i>A. hydrophila</i> complex, <i>P. fluorescens</i> – skrzel	-
	-	25,0-35,0 g	-	bz	-	Nerka szara, powiększona; zrosty blaszek skrzelowych, zmiany martwicze skrzel	-	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +/++	-	<i>P. fluorescens</i> – skrzel
	38,0-50,0 g	-	bz	-	bz	-	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +	-	nie badano	-



Mie- siące	Sortyment		Badania kliniczne		Badania anatomopatologiczne		Badania parazytologiczne		Badania bakteriologiczne	
	2014	2015	2014	2015	2014	2015	2014	2015	2014	2015
	29,0–53,0 g	–	bz	–	bz	–	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +	–	nie badano	–
	34,0–170,0 g	–	bz	–	bz	–	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> ++	–	<i>A. hydrophila</i> complex, <i>P. fluorescens</i> – skrzela	–
	50,0–65,0 g	–	bz	–	bz	–	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +	–	<i>A. hydrophila</i> complex, <i>P. fluorescens</i> – skrzela, narz. wewn.	–
	50,0–65,0 g	–	bz	–	bz	–	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +	–	<i>A. hydrophila</i> complex, <i>P. fluorescens</i> – skrzela	–
IX	–	5,0–10,0 g	–	Zwiększona ilość śluzu	–	–	–	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> ++	–	<i>P. oryzihabitans</i> – narz. wewn.
	–	10,0–35,0 g	–	Drobne wybroczyny wokół jamy gębowej, pociemnienie grzbietowej części ciała	–	Nerka powiększona, błada; wątroba błada; błona śluzowa jelita przekrwiona; śledziona powiększona	–	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +/++	–	<i>P. oryzihabitans</i> , <i>Pantoea</i> spp. – narz. wewn.
X	–	20,0–25,0 g	–	Przekrwienia wokół otworu gębowego, przekrwienia jamy gębowej	–	Nerka powiększona, błada; wątroba błada; błona śluzowa jelita przekrwiona; śledziona powiększona	–	nie stwierdzono	–	<i>P. oryzihabitans</i> , <i>Shewanella putrefaciens</i> , <i>Enterococcus</i> spp. – narz. wewn.
	30,0–60,0 g	–	Wieżka skrzelowe odchylone	–	Zrosty blaszek i listków skrzelowych, silna proliferacja komórek nabłonka skrzelowego, martwica skrzeli	–	–	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +	–	<i>Flavobacterium</i> spp. – skrzela
	50,0–105 g	–	Wieżka skrzelowe odchylone	–	Zrosty blaszek i listków skrzelowych, silna proliferacja komórek nabłonka skrzelowego, martwica skrzeli	–	–	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +	–	<i>Flavobacterium</i> spp. – skrzela
XI	–	25,0–40,0 g	–	Podskórne guzowate obrzęki	–	Nerka powiększona, błada; wątroba błada; w jelicie żółty płyn zapalny; śledziona powiększona; skrzela blade, zrosty blaszek skrzelowych.	–	nie stwierdzono	–	<i>Acinetobacter</i> spp. – skóra, <i>P. fluorescens</i> – skrzela, <i>P. fluorescens</i> , <i>A. hydrophila</i> complex – narz. wewn.
	–	80,0–110 g	–	Podskórne guzowate obrzęki	–	bz	–	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> +	–	<i>P. fluorescens</i> , <i>A. hydrophila</i> complex – skóra, narz. wewn.
	–	110,0–150 g	–	Podstawy płetw piersiowych i brzusznych przekrwione	–	Nerka powiększona, błada; wątroba błada; skrzela blade, zrosty blaszek i całych listków skrzelowych	–	nie stwierdzono	–	<i>P. fluorescens</i> , <i>A. hydrophila</i> complex, <i>Shewanella putrefaciens</i> – skrzela, narz. wewn.
	120,0–210,0 g	–	Biała obwódka wokół płetwy tłuszczowej oraz zmiany martwicze, wybroczyny na skórze.	–	Nerka, błada; śledziona bardzo powiększona; wysięk z jamy ciała	–	–	nie stwierdzono	<i>P. fluorescens</i> , <i>Stenotrophomonas maltophilia</i> – skóra	<i>A. hydrophila</i> complex – narz. wewn.
XII	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–

bz – bez zmian

muno II (IRS). Utrudnieniem w doborze środków terapeutycznych była lekooporność w zakażeniach mieszanych. Jako przykład może posłużyć przypadek z lipca 2015 r., u narybku o m.c. 4,0–9,6 g, w którym zidentyfikowano kulozęska oraz trzy bakterie (*P. fluorescens*, *A. hydrophila* complex oraz *P. oryzihabitans*). Na wszystkie trzy bakterie jednocześnie w warunkach „in vitro” działały jedynie 3 antybiotyki z 10 przebadanych środków, tj. neomycyna, gentamycyna oraz doksycyklina. *P. fluorescens* był oporny na 7 z 10 przebadanych środków. Potwierdza to potrzebę monitorowania lekowrażliwości w celu uniknięcia pomyłki w doborze właściwego leku.

## Podsumowanie

Podstawą ochrony zdrowia ryb w podchowach kontrolowanych powinien być monitoring środowiska, systematyczna kontrola i diagnostyka stanu zdrowia ryb, na każdym etapie rozwoju. Jest to bardzo trudne do przeprowadzenia. Znajomość praktyki produkcyjnej oraz uwarunkowań środowiskowych jest pomocna w prowadzeniu gospodarstwa, a także w opracowaniu metod profilaktyki. Szczególnie cenne jest wykorzystanie dostępnych wyników i możliwość analizy sytuacji epizootycznej w minionych okresach. Jednakże biorąc pod uwagę specyfikę gospodarstw akwakultury należy zdawać sobie sprawę z pewnych ograniczeń.

Mogą one być związane z brakiem możliwości przewidywania zmian warunków środowiskowych, które mogą mieć wpływ na aktywność drobnoustrojów środowiskowych. Potwierdzają to prezentowane wyniki badań, jak również dane literaturowe. Sezonowość może wynikać z aktywności naturalnych procesów w środowisku, ze zwiększonej aktywności wektorów, zwiększonej liczby zabiegów hodowlanych sprzyjających stresowi lub rozprzestrzenianiu chorób.

W pracy zwrócono uwagę na możliwość wykorzystania diagnostyki laboratoryjnej oraz klinicznej w ocenie zagrożeń dla zdrowia ryb czynnikami, które nie wchodzą w zakres monitoringu wynikającego z realizacji programu nadzoru w gospodarstwie. W oparciu o wyniki badań laboratoryjnych ryb z gospodarstwa o średniej intensywności produkcji można dostrzec cykliczność występowania problemów zdrowotnych. Daje to możliwość dokonywania analizy porównawczej w wyborze środków terapeutycznych oraz porównania skuteczności ich działania. W ostatnich latach największym problemem stają się zakażenia bakteryjne oraz pojawianie się nowych czynników patogennych. Potwierdzają to badania wielu ośrodków diagnostycznych. Drobnoustroje wykazują ogromny potencjał adaptacyjny w opanowywaniu wolnych nisz w ekosystemie i przy braku odpowiedniej przestrzeni wykorzystują ryby. W warunkach akwakultury ryby stają się łatwo dostępnym elementem utworzonego przez człowieka sztucznego środowiska. Obecność nowych czynników potwierdza potrzebę stałego doskonalenia metod ochrony zdrowia ryb w warunkach akwakultury w oparciu o nowoczesne metody diagnostyki, profilaktyki i terapii.

## Literatura

- Bernad A. 2013 – Choroby infekcyjne i inwazyjne występujące na terenie województwa warmińsko-mazurskiego w latach 2010-2012 – W: Występowanie infekcyjnych i inwazyjnych chorób ryb w Polsce w świetle najnowszych badań (Red.) Kozińska A., Pękala A. Wyd. PIWet-PIB, Puławy: 7-16.
- Bernad A., Terech-Majewska E., Pajdak J., Schulz P., Siwicki A.K. 2016 – Sytuacja zdrowotna ryb hodowlanych w województwie warmińsko-mazurskim w 2015 roku – Komun. Ryb. 1 (150), 16-21.
- 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 (156): 1-5.
- Kotob M.H., Menateau-Ledouble S., Kumar G., Abdelzaher M., El-Matbouli M. 2016 – The impact of co-infections on fish: a review – Vet. Res. 47: 98. DOI 10.1186/s13567-016-0383-4.
- Kozińska A., Pękala A. 2004 – First isolation of *Shewanella putrefaciens* from freshwater fish – a potential new pathogen of the fish – Bull. Eur. Ass. Fish Pathol. 24 (4): 199-203.
- Kozińska A., Pękala A., Paździor E. 2013 – Bakteryjne i pasożytnicze choroby ryb diagnozowane w Zakładzie Chorób Ryb PIWet – PIB w latach 2010-2012 – W: Występowanie infekcyjnych i inwazyjnych chorób ryb w Polsce w świetle najnowszych badań (Red.) Kozińska A., Pękala A., Wyd. PIWet-PIB, Puławy: 39-61.
- Kozińska A., Pękala A., Grawiński E. 2015 – Nowo pojawiające się infekcje bakteryjne u ryb w Polsce – Med. Weter. 71 (9): 548-552.
- Lewandowska A., Bogurska A., Chorąży R., Nyk J., Mazur W. 2017 – Patogeny infekcyjne i inwazyjne diagnozowane u ryb pochodzących z ośrodków hodowlanych na terenie Pomorza Środkowego w latach 2013-2016 – Komun. Ryb. 4: 19-27.
- Pajdak J., Terech-Majewska E., Platt-Samoraj A., Schulz P., Siwicki A.K., Szweida W. 2017 – Charakterystyka szczepów chorobotwórczych *Y. ruckeri* i ich znaczenie w immunoprofilaktyce pstrąga tęczowego – Med. Weter. 73 (9): 579-584.
- Pękala A., Paździor E., Głowacka H., Bernad A. 2016 – Nowe bakteryjne zagrożenia dla stanu zdrowia ryb – W: XLI Szkolenie – konferencja Hodowców Ryb Łososiatych (Red.) Kowalska A., Kowalski R., Wyd. Henryndhellen, Poznań: 81-92.
- Schulz P., Pajdak J., Terech-Majewska E., Kaczorek E., Siwicki A.K. 2017 – Influence of infectious pancreatic necrosis virus (IPNV) on survival rate of juvenile rainbow trout after experimental infection – J. Comp. Path. Vol. 156: 92.
- Terech-Majewska E., Siwicki A.K. 2013 – Mikrobiologiczna i immunologiczna ocena pstrąga tęczowego pochodzącego z technologii stosowanych w Polsce – W: Jakość pstrąga tęczowego (*Oncorhynchus mykiss*, Walbaum 1972) z technologii stosowanych w Polsce (Red.) J. Szarek, K.A. Skibniewska, J. Zakrzewski, J. Guziur. UWM, Olsztyn: 71-82.
- Terech-Majewska E. 2016 – Improving disease prevention and treatment in controlled fish culture – Arch. Pol. Fish. 24: 115-165.

Przyjęto po recenzji 9.10.2017 r.

## CAUSES OF DISEASE STATES IN RAINBOW TROUT: LIMITATIONS IN DIAGNOSTICS, PROPHYLAXIS, AND THERAPY

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

**ABSTRACT.** Fish diseases hinder the development of aquaculture significantly. Currently, the foundation of maintaining fish in good health rests on the importance of monitoring for any potential epizootic. Gram negative microorganisms remain the largest group of pathogenic agents responsible for disease states in fishes. It is especially important to identify mixed infections in which several bacterial factors, parasites and bacteria, and viruses and bacteria are identified. Infections of this type have different clinical presentations and run different courses. Frequently, the choice of therapies and courses of treatment is also difficult. The aim of the study was to evaluate the causes of disease states at a selected rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) aquaculture facility based on the results of a two-year monitoring study conducted in 2014-15. No viruses were confirmed at the facility, and the disease states were mainly caused by bacteria and parasites. In 2014, a total of 19 tests were conducted, while 18 were conducted in 2015. Diseased states were most frequently detected in the fish during the summer months of July to September (57.89% in 2014, 50% in 2015). *P. fluorescens*, *A. hydrophila* complex, *P. oryzihabitans*, *Ch. indologenes*, *S. putrefaciens*, *Flavobacterium* spp., and *Enterococcus* spp. were isolated from the samples collected. The most commonly identified parasite was *Ichthyophthirius multifiliis*. Mixed infections of parasites and *A. hydrophila* complex, *P. fluorescens*, *P. oryzihabitans*, and *Pantoea* spp. were the most common. Given the complexity of most of the cases identified at the selected facility, it was concluded that targeted prevention based on continuous monitoring and modern disease prevention methods for fish cultured under controlled conditions is very important.

**Keywords:** rainbow trout, mixed infections, laboratory diagnostics