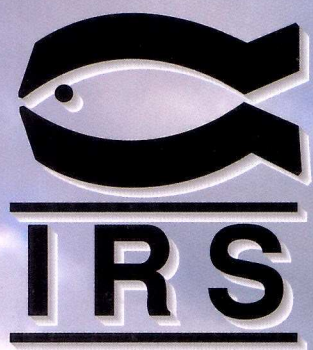




KOMUNIKATY RYBACKIE

4
2017

masowych migracji tołpyg w systemach rzecznych Ameryki Północnej. Początkowo przewidywano występowanie tych gatunków w Wielkich Jeziorach (Cooke i Hill 2010, Hayer i in. 2014b), a ostatnio udokumentowano ich obecność w tych jeziorach (Wittmann i in. 2014, Jacobs i Keller 2017). W polskich warunkach nie udokumentowano dokładnie procesu rozprzestrzeniania się amurów i tołpyg w wodach śródlądowych. Jednak liczne doniesienia o przypadkowych połowach tych ryb świadczą, że azjatyckie ryby karpiowate uciekają z obiektów hodowlanych i z dużym prawdopodobieństwem można przyjąć, że występują w wielu zbiornikach wodnych i nizinnych rzekach, w tym także na obszarach chronionych (Witkowski 2011). Podgrzewane jeziora konińskie uważane są za ognisko inwazyjnych gatunków obcych w Polsce (Najberek i Solarz 2011). Azjatyckie ryby karpiowate występują w tych jeziorach od dziesięcioleci (Kapusta i Bogacka-Kapusta 2015), chociaż niniejsze badania wskazują, że niezbyt chętnie opuszczają najcieplejsze fragmenty kanałów i jezior. Trudno jednoznacznie określić przyczyny stwierdzonego wzorca przemieszczeń, ale można przypuszczać, że oprócz warunków termicznych również dostępność pokarmu może być czynnikiem decydującym o takim zachowaniu.

Literatura

- Ciepielewski W. 2000 – Odłowy rybackie. Biomasa kilku gatunków ryb w dwóch podgrzewanych jeziorach konińskich, zarybianych amurem i tołpygą – Komun. Ryb. 5: 11-17.
- Cooke S.L., Hill W.R. 2010 – Can filter-feeding Asian carp invade the Laurentian Great Lakes? A bioenergetic modelling exercise – Freshw. Biol. 55: 2138-2152.
- Coulter A.A., Bailey E.J., Keller D., Goforth R.R. 2015 – Invasive Silver Carp movement patterns in the predominantly free-flowing Wabash River (Indiana, USA) – Biol. Invasions, 18: 471-485.
- DeGrandchamp K.L., Garvey J.E., Colombo R.E. 2008 – Movement and habitat selection by invasive Asian carps in a large river – Trans. Am. Fish. Soc. 137: 45-56.
- Hayer C.A., Breeggemann J.J., Klumb R.A., Graeb B.D., Bertrand K.N. 2014a – Population characteristics of bighead and silver carp on the northwestern front of their North American invasion – Aquat. Invasions 9: 289-303.
- Hayer C.A., Graeb B.D., Bertrand K.N. 2014b – Adult, juvenile and young-of-year bighead, *Hypophthalmichthys nobilis* (Richardson, 1845) and silver carp, *H. molitrix* (Valenciennes, 1844) range expansion on the northwestern front of the invasion in North America – Biol. Invasions Record, 3: 283-289.
- Hillbricht-Ilkowska A., Zdanowski B. 1988 – Main changes in the Konin lake system (Poland) under the effect of heated-water discharge pollution and fishery – Ekol. pol. 36: 23-45.
- Jacobs A.I., Keller R.P. 2017 – Straddling the divide: invasive aquatic species in Illinois and movement between the Great Lakes and Mississippi basins – Biol. Invasions, 19: 635-646.
- Kapusta A., Bogacka-Kapusta E. 2015 – Non-native fish species in heated lakes: Origins and present status – Arch. Pol. Fish. 23: 121-129.
- Kapusta A., Morzuch J., Duda A., Wiszniewski G., Kolman R. 2009 – Implantacja nadajników telemetrycznych u ryb. Jak to robimy u juwenalnych jesiotrów – Komun. Ryb. 2(109): 6-9.
- Madden N., Lewis A., Davis M. 2013 – Thermal effluent from the power sector: an analysis of once-through cooling system impacts on surface water temperature – Environ. Res. Lett. 8: 035006.
- Najberek K., Solarz W. 2011 – Jeziora konińskie jako ognisko inwazji gatunków obcych w Polsce – W: W: Gatunki obce w faunie Polski, II. Zagadnienia problemowe i syntezy (red.) Z. Głowaciński, Instytut Ochrony Przyrody PAN w Krakowie: 614-623.
- Peters L.M., Pegg M.A., Reinhardt U.G. 2006 – Movements of adult radio-tagged bighead carp in the Illinois River – Trans. Am. Fish. Soc. 135: 1205-1212.
- Socha D., Zdanowski B. 2001 – Ekosystemy wodne okolic Konina – Biblioteka Monitoringu Środowiska, Poznań, 75 p.
- Stawecki K., Zdanowski B., Pyka J.P. 2013 – Long-term changes in post-cooling water loads from power plants and thermal and oxygen conditions in stratified lakes – Arch. Pol. Fish. 21: 331-342.
- Witkowski A. 1996 – Zmiany w ichtiofaunie polskich rzek; gatunki rodzime i introdukowane – Zool. Pol. 41 (suppl.): 29-40.
- Witkowski A. 2011 – *Hypophthalmichthys molitrix* (Valenciennes, 1844) – W: Gatunki obce w faunie Polski. I. Przegląd i ocena stanu (red.) Z. Głowaciński, H. Okarma, J. Pawłowski, W. Solarz, Instytut Ochrony Przyrody PAN w Krakowie: 388-390.
- Witkowski A., Grabowska, J. 2012 – The non-indigenous freshwater fishes of Poland: threats to the native ichthyofauna and consequences for the fishery: a review – Acta Ichthyol. Piscat. 42: 77-87.
- Wittmann M.E., Jerde C.L., Howeth J.G., Maher S.P., Deines A.M., Jenkins J. A., Whittedge G.W., Burbank S.R., Chadderton W.L., Mahon A.R., Tyson J.T., Gantz C.A., Keller R.P., Drake J.M., Lodge D.M. 2014 – Grass carp in the Great Lakes region: establishment potential, expert perceptions, and re-evaluation of experimental evidence of ecological impact – Can. J. Fish. Aquat. Sci. 71: 992-999.

Agnieszka Lewandowska¹, Anetta Bogurska¹, Ryszard Choraży¹, Janusz Nyk¹, Witold Mazur²

¹Inspekcja Weterynaryjna – Wojewódzki Inspektorat Weterynarii w Szczecinie, Zakład Higieny Weterynaryjnej w Szczecinie – Oddział w Koszalinie

²Prywatna praktyka weterynaryjna – Koszalin

Patogeny infekcyjne i inwazyjne diagnozowane u ryb pochodzących z ośrodków hodowlanych na terenie Pomorza Środkowego w latach 2013-2016

Wstęp

Badania patogenów chorób ryb prowadzone są w laboratoriach Inspekcji Weterynaryjnej. Są to pracownie chorób ryb

lub chorób ryb i raków. W Inspekcji Weterynaryjnej – Wojewódzkim Inspektoracie Weterynarii w Szczecinie badania ryb prowadzone są w Pracowni Chorób Ryb Zakładu Higieny Weterynaryjnej w Szczecinie – Oddział w Koszalinie. Pracow-

nia ta została wyodrębniona z Pracowni Patologii, jako samodzielna, zarządzeniem nr WIW.D 110.09.2015 Zachodniopomorskiego Wojewódzkiego Lekarza Weterynarii z dnia 31 lipca 2105 r. w sprawie ustalenia regulaminu organizacyjnego Wojewódzkiego Inspektoratu Weterynarii w Szczecinie w uzgodnieniu z Głównym Lekarzem Weterynarii we wrześniu 2015 r. i zatwierdzona przez Wojewodę Zachodniopomorskiego. Od stycznia 2016 r. kierownikiem pracowni jest lek. wet. – specjalista chorób ryb, Agnieszka Lewandowska. W pracowni przeprowadza się badania anatomopatologiczne, parazytologiczne, bakteriologiczne i wirusologiczne ryb. Dominują badania ryb łososiowatych, ponieważ Pomorze Środkowe jest regionem o największej koncentracji ośrodków hodowlanych – łososi, troci wędrownych, pstrągów. W Oddziale ZHW w Koszalinie badania chorób ryb prowadzone są od wczesnych lat 80. XX wieku. W okresie wcześniejszym rozpoczął je lek. wet. Jerzy Sell, kontynuował lek. wet. Witold Mazur i lek. wet. Janusz Nyk wraz z dr Krystyną Paszowską, a następnie badania przejęła lek. wet. Agnieszka Lewandowska. Pracownia Chorób Ryb w Oddziale ZHW w Koszalinie, jako jedna z czterech pracowni w kraju, prowadzi izolację wirusów chorobotwórczych dla ryb z użyciem hodowli komórkowych (VHSV, IHNV, IPNV) oraz dokonuje ich identyfikacji.

W badaniach dominują pstrągi (tęczowy, źródlany, potokowy, palia, sparctic), trocie wędrowne i łososie. Asortyment jest bardzo zróżnicowany, od ikry (badany jest również płyn owodniowy) poprzez wylęg, narybek 0+, 1+, 2+ do selektów i tarlaków. Badania prowadzone są na zlecenie właścicieli ośrodków w ramach nadzoru właścicielskiego oraz na zlecenie Inspekcji Weterynaryjnej – Powiatowego Lekarza Weterynarii w ramach nadzoru urzędowego. Badania właścicielskie zlecane są w celach prewencyjnych lub interwencyjnych, przy wystąpieniu objawów chorobowych u ryb. Badania urzędowe zlecane są w ramach programów monitoringu lub zwalczania chorób zakaźnych ryb (łososiowatych) – wirusowej posocznicy krwotocznej (VHS – *viral haemorrhagic septicaemia*) i zakaźnej martwicy układu krwiotwórczego (IHN – *infectious hematopoietic necrosis*). Bardzo często hodowcy zlecają również badania (szczególnie u małych ryb łososiowatych o masie do 2 g) w kierunku zakaźnej martwicy trzustki (IPN – *infectious pancreatic necrosis*) ze względu na duże śnieżenia ryb i straty materialne. Istotną część badań stanowią badania ryb przed zarybieniami wód otwartych i obrotem materiałem zarybieniowym, hodowlanym i handlowym.

Celem pracy była prezentacja i analiza wyników badań bakteriologicznych, wirusologicznych, parazytologicznych ryb wykonanych w latach 2013-2016 w Pracowni Chorób Ryb Zakładu Higieny Weterynaryjnej w Szczecinie – Oddział w Koszalinie.

Materiał i metody

Materiałem do analizy były wyniki badań parazytologicznych, mikrobiologicznych i wirusologicznych pocho-

dzące od zbadanych w latach 2013-2016 ryb. W roku 2013 zbadano 10800 ryb, stanowiących 361 próbek, w 2014 roku – 11850 ryb (395 próbek), w 2015 – 16200 ryb (540 próbek), a w 2016 r. – 12750 ryb (425 próbek). Ryby pochodziły z 111 ośrodków hodowli ryb łososiowatych (pstrąg tęczy, źródlany, potokowy, palia, sparctic – mieszańce międzygatunkowy *Salvelinus fontinalis* x *Salvelinus alpinus*, łosoś, troć wędrowna), z czego 61 z województwa zachodniopomorskiego i 50 z województwa pomorskiego oraz z 23 obiektów stawowych (karp, karaś, lin, amur, tołpyga, jaź, płoć, sieja, sielawa, szczupak, sandacz, okoń), węgorz (montee) z zakupów do zarybień wód otwartych. Ryby dostarczane były w partiach, od kilku do kilkudziesięciu osobników w zależności od gatunku, asortymentu i masy. Przepisy określają tylko minimalną liczbę ryb do badań wirusologicznych – 30 sztuk (w zależności od struktury ośrodka hodowlanego do 150 sztuk).

Badania wirusologiczne prowadzono w zakresie badań usługowych – właścicielskich i urzędowych w ramach programów nadzoru chorób ryb objętych obowiązkiem zwalczania (VHS i IHN). Metodyka badań wirusologicznych stosowana była zgodnie z akredytowanymi procedurami badawczymi obowiązującymi w Pracowni Chorób Ryb Oddziału ZHW w Koszalinie. Izolację wirusów przeprowadzono równolegle na 2 liniach komórkowych BF-2 i EPC, a identyfikację metodą ELISA. Dodatkowo wykonano badania w kierunku izolacji i identyfikacji wirusa IPNV.

Materiałem do badań wirusologicznych pobieranym podczas sekcji ryb były: dogłowa część nerki, śledziona, mózg oraz serce. W przypadku ryb o długości całkowitej (l.t.) do 3 cm pobierano całe osobniki bez części ogonowej i poddawano homogenizacji w homogenizatorach szklanych. Materiał do badań wirusologicznych pobierano do probówek z płynem transportowym o objętości 4 ml (płyn transportowy skład: woda redestylowana, proszek Eaglea MEM, Bufor TRIS-HCL, antybiotyk – antymycotyk PAA), homogenizowano i umieszczano w chłodni na 24-72 h w temperaturze 2-8°C. Przed wirowaniem rozcieńczano homogenizat płynem transportowym, aby otrzymać rozcieńczenie 1:10, a następnie materiał poddawano wirowaniu w wirówce z chłodzeniem (4°C) przez 15 min przy 3500 obr./min. Po odwirowaniu supernatant filtrowano przez filtr strzykawkowy o średnicy porów 0,45 µm i umieszczano w kriotubach w ilości 1 ml. Uzyskanym materiałem zakażano hodowle komórkowe założone na 24-dółkowych płytkach do hodowli adherentnych. W ciągu 14 dni inkubacji w komorach wilgotnych w temperaturze 15°C ± 1°C płytki poddawano obserwacji pod mikroskopem NIKON Eclipse TS 100 F, w powiększeniu C-W 10x/22 okular i 4x0,13 obiektyw w celu stwierdzenia efektu cytopatycznego. Wynik dodatni był wskazaniem do identyfikacji wirusa metodą ELISA. Hodowle wirusa zbierano znad hodowli

komórkowych wykazujących efekt cytopatyczny i wykorzystywano do badań immunoenzymatycznych.

Do badań mikrobiologicznych pobierano głównie dogłową część nerki i śledzionę; dodatkowo przy zmianach obejmujących powłoki zewnętrzne – materiał ze zmienionych miejsc na granicy tkanki zdrowej i zmienionej chorobowo. Badania mikrobiologiczne wykonywano z wykorzystaniem metod hodowlanych na podłożach stałych: agar tryptozowo-sojowy (TSA), cytophaga agar – CA oraz płynnych: bulion tryptozowo-sojowy (TSB) do przednamnażeń oraz testów do identyfikacji bakterii: test Yersinia Mono-Yr, testy API – Api 20E, 20NE(G-), testy API – STREP(G+), STAPH (G+), test na oksydazę, test na katalazę, test na ruch – agar na ruch. Do diagnostyki *Vibrio* sp. używano podłoża TSB + 1,5% NaCl i agaru z 5% krwią bydlęcą i 3% NaCl, a inkubację prowadzono w temperaturze $15^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ w warunkach tlenowych. Pomocniczo wykonywano preparaty barwione metodą Gramma i postępowano zgodnie z instrukcjami badawczymi obowiązującymi w Pracowni Chorób Ryb Oddz. ZHW w Koszalinie.

Do badań parazytologicznych wykorzystywano pobierane w czasie oględzin ryb zeskrobiny ze skóry, skrzel i wycinki przewodu pokarmowego. Preparaty sporządzano na szkiełkach podstawowych i przykrywano szkiełkami nakrywkowymi o wymiarach 22 x 22 mm. Oglądano niebarwione preparaty pod mikroskopem JENAMED (CZJ) w powiększeniu 32x, 100x, 200x, 400x. Wyniki oceniano w skali: pasożyty od 1 do 3 szt. w preparacie – pojedyncze (+), 1-3 w polu widzenia – dość liczne (++), od 4 do 10 średnio w polu widzenia (+++) – liczne, powyżej 10 w polu widzenia (+++++) bardzo liczne, tylko w celu stwierdzenia intensywności inwazji. W skali makroskopowej stosowano ocenę: 1-4 widoczne pasożyty – pojedyncze, 5-9 – dość liczne, 10-15 – liczne, powyżej 15 – bardzo liczne.

Wszystkie badania i czynności podczas badań, jak również stosowane wyposażenie badawcze i wymagane warunki środowiskowe były dokumentowane w kartach badań, zgodnie z funkcjonującym w Oddziale ZHW w Koszalinie Systemem Zarządzania Jakością – SZJ.

Wyniki

Uzyskane wyniki badań w latach 2013-2016 przedstawiono w tabelach 1-4. W tabelach 1 i 2 przedstawiono liczbę próbek, w których stwierdzono patogeny bakteryjne u ryb łososiowatych lub ryb karpowatych i innych, z procentowym udziałem poszczególnych patogenów z ogólnej liczby próbek dodatnich.

Najczęściej stwierdzanym patogenem była *Yersinia ruckeri*, od 22 do 43 próbek, co stanowiło od 16,6 do 28,2% próbek dodatnich. Wszystkie szczepy *Y. ruckeri* pochodziły z hodowli ryb łososiowatych – pstrągów, w różnym wieku i zróżnicowanym asortymencie, od narybku do ryb handlowych. Kolejnym patogenem bakteryjnym był *Aeromonas*

hydrophila, stwierdzany u ryb łososiowatych i karpowatych oraz innych, od 13 do 17 próbek, co stanowiło od 9,0 do 11,2% próbek dodatnich. Kolejnym był *Pseudomonas fluorescens* izolowany przede wszystkim od ryb łososiowatych (pstrągi, troć wędrowna) i tylko raz od innych gatunków ryb w ilości od 6 do 15 próbek, co stanowi od 4,16 do 11,2% próbek dodatnich. W ostatnich latach zaobserwowano coraz liczniejszą izolację drobnoustrojów *Burkholderia cepacia* od 4 do 10 próbek i 2,6-6,9% próbek dodatnich oraz *Shewanella putrefaciens* od 2 do 8 próbek i 3,2-6,0% próbek dodatnich. W roku 2015 po raz pierwszy stwierdzono obecność patogenu *Vibrio* sp. uzyskanego od ryb łososiowatych (łososi) z hodowli w pełnym cyklu, w obiegu zamkniętym na wodzie głębinowej – słonej, ze źródła geotermalnego o zasoleniu 14 promili (2 wyniki dodatnie) i w roku 2016 ponownie z tego samego obiektu wyizolowano *Vibrio* sp. (3 wyniki dodatnie). Udział wszystkich patogenów bakteryjnych z gatunku *Aeromonas* wynosił od 28,2 do 39,5% wszystkich próbek dodatnich, a z gatunku *Pseudomonas* sp. od 17,3 do 23,9% wszystkich próbek dodatnich. Stwierdzane patogeny z gatunku *Flavobacterium* stanowiły od 6,25 do 14,4% próbek dodatnich. Inne stwierdzone patogeny *Hafnia alvei*, *Stenotrophomonas maltophilia*, *Sphingomonas paucimobilis*, *Moraxella* sp., *Acinetobacter* sp., *Chryseobacterium* sp., *Enterobacter cloacae*, *Pantoea* sp., *Proteus vulgaris*, *Staphylococcus* sp., *Klebsiella* sp., *Shingomonas paucimobilis*, *Mannheimia* sp. występowały nielicznie.

Badania parazytologiczne (tab. 3) przeprowadzane były w każdym przypadku, gdy wykonywano badania mikrobiologiczne ryb. Okresowe inwazje pasożytnicze w hodowlach ryb łososiowatych związane są z okresem wiosennym i wzrostem temperatury wody oraz z okresem letnim w czasie niskich stanów rzek – niskich przepływów (NNQ), co wiąże się ze wzrostem temperatury wody, czasami do wartości krytycznych dla ryb łososiowatych. Większość inwazji pasożytniczych dotyczy ryb małych – wylęgu i narybku, hodowanych na wodzie z naturalnych cieków i rzek. Najczęściej stwierdzane były przywry monogeniczne z rodz. *Gyrodactylus* spp. i *Dactylogyrus* spp. – 139 wyników dodatnich (113 łososiowate, 26 karpowate i inne), co stanowi 29,7% wszystkich próbek, w których stwierdzono pasożyty. Następnie kulozęsek (*Ichthyophthirius multifiliis*) – 137 wyników dodatnich (132 łososiowate, 5 karpowate i inne), co stanowi 29,27% wszystkich próbek, w których stwierdzono pasożyty i *Trichodina* spp. – 67 wyników dodatnich (48 łososiowate, 19 karpowate i inne), co stanowi 14,3% wszystkich próbek, w których stwierdzono pasożyty. Bardzo interesujące są tzw. stuktury ameboidalne (ameboidowe) z gatunku ameb, stwierdzane w skrzelach ryb łososiowatych i karpowatych. Ich diagnozę rozpoczęto w roku 2016 i stwierdzono 32 przypadki dodatnie u ryb łososiowatych i 4 u karpowatych i innych, co stanowi 7,62% wszystkich próbek, w których stwierdzono

TABELA 1

Liczba próbek, w których stwierdzono patogeny bakteryjne w badaniach mikrobiologicznych ryb w latach 2013-2014

	Rok	2013			2014		
		łososiowate	karpiowate i inne	Σ / %	łososiowate	karpiowate i inne	Σ / %
1	<i>Yersinia ruckeri</i>	43	-	43 / 28,2	24	-	24 / 19,2
2	<i>Hafnia alvei</i>	1	-	1/0,65	-	-	-
3	<i>Flavobacterium</i> sp.	4	-	4/2,6	12	-	12/9,6
4	<i>Flavobacterium psychrophilum</i>	18	-	18/11,8	6	-	6/4,8
5	<i>Aeromonas salmonicida</i> ssp. <i>salmonicida</i>	11	-	11/7,2	10	-	10/8,0
6	<i>Aeromonas salmonicida</i> ssp. <i>achromogenes</i>	1	-	1/0,65	-	-	-
7	<i>Aeromonas hydrophila</i>	13	4	17/11,2	11	4	15/12,0
8	<i>Aeromonas</i> sp.	3	1	4/2,6	11	1	12/9,6
9	<i>Aeromonas sorbia</i>	8	1	9/5,9	5	1	6/4,8
10	<i>Aeromonas caviae</i>	1	-	1/0,65	1	-	1/0,8
11	<i>Pseudomonas</i> sp.	8	-	8/5,3	10	-	10/8,0
12	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	4	-	4/2,6	1	-	1/0,8
13	<i>Pseudomonas luteola</i>	1	-	1/0,65	-	-	-
14	<i>Pseudomonas fluorescens</i>	12	1	13/8,55	14	-	14/11,2
15	<i>Pseudomonas putida</i>	1	-	1/0,65	-	-	-
16	<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>	2	-	2/1,3	-	-	-
17	<i>Burkholderia cepacia</i>	4	-	4/2,6	6	-	6/4,8
18	<i>Shewanella putrefaciens</i>	5	1	6/3,9	2	2	2/3,2
19	<i>Moraxella</i> sp.	3	-	3/2,0	-	-	-
20	<i>Sphingomonas paucimobilis</i>	-	-	-	-	-	-
21	<i>Acinetobacter</i> sp.	-	-	-	-	-	-
22	<i>Chryseobacterium</i> sp.	1	-	1/0,65	3	-	-
23	<i>Enterobacter cloacae</i>	-	-	-	1	-	-
	Σ / %	144	8	152/100	117	8	125/100

TABELA 2

Liczba próbek, w których stwierdzono patogeny bakteryjne w badaniach mikrobiologicznych ryb w latach 2015-2016

	Rok	2015			2016		
		łososiowate	karpiowate i inne	Σ / %	łososiowate	karpiowate i inne	Σ / %
1	<i>Yersinia ruckeri</i>	31	-	31 / 21,5	22	-	22 / 16,4
2	<i>Hafnia alvei</i>	1	-	1/0,7	-	-	-
3	<i>Flavobacterium</i> sp.	-	-	-	3	-	3/2,2
4	<i>Flavobacterium psychrophilum</i>	9	-	9/6,25	-	-	-
5	<i>Aeromonas salmonicida</i> ssp. <i>salmonicida</i>	13	-	13/9,0	13	-	13/9,7
6	<i>Aeromonas salmonicida</i> ssp. <i>achromogenes</i>	-	-	-	-	-	-
7	<i>Aeromonas hydrophila</i>	13	-	13/9,0	13	-	13/9,7
8	<i>Aeromonas</i> sp.	3	-	3/2,1	4	1	5/3,7
9	<i>Aeromonas sorbia</i>	6	-	6/4,16	3	-	3/2,2
10	<i>Aeromonas caviae</i>	10	-	10/6,9	18	1	19/14,2
11	<i>Pseudomonas</i> sp.	10	-	10/6,9	11	-	11/8,2
12	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	5	-	5/3,5	6	-	6/4,5
13	<i>Pseudomonas luteola</i>	3	-	3/2,1	-	-	-
15	<i>Pseudomonas fluorescens</i>	6	-	6/4,16	15	-	15/11,2
16	<i>Pseudomonas putida</i>	1	-	1/0,7	-	-	-
17	<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>	1	-	1/0,7	1	-	1/0,7
18	<i>Burkholderia cepacia</i>	10	-	10/6,9	6	-	6/4,5
19	<i>Shewanella putrefaciens</i>	5	-	5/3,5	8	-	8/6,0
20	<i>Moraxella</i> sp.	4	-	4/2,8	2	-	2/1,5
21	<i>Sphingomonas paucimobilis</i>	1	-	1/0,7	-	-	-
22	<i>Acinetobacter</i> sp.	1	-	1/0,7	2	-	2/1,5
23	<i>Chryseobacterium</i> sp.	3	-	3/2,1	-	-	-
24	<i>Enterobacter cloacae</i>	-	-	-	-	-	-
25	<i>Pantoea</i> sp.	1	-	1/0,7	-	-	-
26	<i>Proteus vulgaris</i>	3	-	3/2,1	-	-	-
27	<i>Staphylococcus</i> sp.	1	-	1/0,7	-	-	-
28	<i>Klebsiella</i> sp.	1	-	1/0,7	-	-	-
29	<i>Vibrio</i> sp.	2*	-	2/1,4	3	-	3/2,2
30	<i>Shingomonas paucimobilis</i>	-	-	-	1	-	1/0,7
31	<i>Mannheimia</i> sp.	-	-	-	1	-	1/0,7
	Σ / %	144	0	144/100	132	2	134/100

*pierwszy przypadek izolacji *Vibrio* sp. z hodowli ryb łososiowatych (*łososi* – *Salmo salar*) w obiegu zamkniętym, na wodzie głębinowej, słonej.

TABELA 3

Liczba próbek, w których stwierdzono patogeny inwazyjne w badaniach ryb w latach 2013-2016

	Rok	2013			2014			2015			2016		
	gatunek/rodzaj izolowanych bakterii	łososiowate	karpio- wate i inne	Σ / %	łososiowate	karpio- wate i inne	Σ / %	łososiowate	karpio- wate i inne	Σ / %	łososiowate	karpio- wate i inne	Σ / %
1	<i>Ichthyobodo necator</i>	5	-	5/4,16	7	1	9/6,67	6	-	6/5,31	11	-	11/8,21
2	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	35	4	39/32,5	30	1	31/25,83	30	-	30/26,5	37	-	37/27,82
3	Przywry monogenuiczne z rodz. <i>Gyrodactylus</i> spp. i <i>Dactylogyrus</i> spp.	30	7	37/30,83	27	15	42/35	35	1	36/31,85	21	3	24/18,04
4	<i>Trichodina</i> spp.	10	13	23/19,16	13	-	13/10,83	17	2	19/16,81	8	4	12/9,02
5	<i>Chilodonella</i> sp.	1	1	2/1,66	4	2	6/5	2	-	2/1,77	-	-	-
6	<i>Capilaria</i> sp.		1	1/0,83	-	-	-	-	-	-	-	-	-
7	<i>Argulus</i> sp.		3	3/2,5	5	-	-	2	-	2/1,77	-	-	-
8	<i>Khawia siniensis</i>		5	5/4,16	-	2	2/1,67	-	7	7/6,2	-	5	5/3,76
9	<i>Tetraonchus</i> sp.	2	-	2/1,67	-	-	-	-	-	-	-	-	-
10	<i>Hexamita</i> sp.		-		5	-	5/4,17	3	-	3/2,65	6	-	6/4,51
11	<i>Suctorina</i> sp.		-		1	1	2/1,67	-	-	-	-	-	-
12	<i>Egrasilus sieboldi</i>		-		-	1	1/0,83	-	-	-	-	2	2/1,5
13	<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		-		-	1	1/0,83	-	-	-	-	-	-
15	<i>Diplostomum</i> sp.		-		-	1	1/0,83	-	-	-	-	-	-
16	<i>Traenophorus nodulosus</i>		-		-	1	1/0,83	-	-	-	-	-	-
17	<i>Anguillicola crassus</i>		-		-	1	1/0,83	-	-	-	-	-	-
18	<i>Caryophyllaeus fimbriiceps</i>		1	1/0,83		1	1/0,83	-	7	7/6,2	-	-	-
19	<i>Piscicola</i> sp.		2	2/1,67	-	-		-	1	1/0,83	-	-	-
20	<i>Bothriocephalus acheilognathi</i>		1	1/0,83	-	-		-	-		-	-	-
21	<i>Tetraonchus</i> sp.		1	1/0,83	-	-		-	-		-	-	-
22	Struktury ameboidalne		-		-	-			-		32	4	36/27,07
	Σ / %	83	37	120/100	92	28	120/100	95	18	113/100	115	18	133/100

TABELA 4

Liczba badań wirusologicznych ryb wykonanych w latach 2013-2016

Rok	Liczba badań	Izolowany i identyfikowany wirus	Wynik dodatni	% wyników dodatnich
2013	361	VHSV	16	4,43
		IHN	31	8,58
		IPNV	57	15,78
2014	395	VHSV	12	3,03
		IHN	5	1,26
		IPNV	55	13,92
2015	540	VHSV	13	2,40
		IHN	0	0
		IPNV	49	9,07
2016	425	VHSV	9	2,11
		IHN	8	1,88
		IPNV	21	4,94

paszożyty. Ponadto stwierdzono tasiemca *Khawia siniensis* – 19 wyników dodatnich (wszystkie u ryb karpio- i innych), co stanowi 4,05% wszystkich próbek, w których stwierdzono paszożyty.

Wiciowce *Hexamita* sp. – 14 wyników dodatnich (wszystkie u ryb łososi- i innych), co stanowi 2,99% wszystkich próbek, w których stwierdzono paszożyty i *Chilodonella* sp. 10 wyników dodatnich (7 łososi- i innych), co stanowi 2,14% wszystkich próbek, w których stwierdzono paszożyty oraz tasiemiec *Caryophyllaeus fimbriiceps* – 9 wyników dodatnich (wszystkie u ryb karpio- i innych), co stanowi 1,92% wszystkich próbek, w których stwierdzono paszożyty. Inne paszożyty diagnozowano w ilościach do kilku przypadków, zgodnie z danymi w tabeli 3.

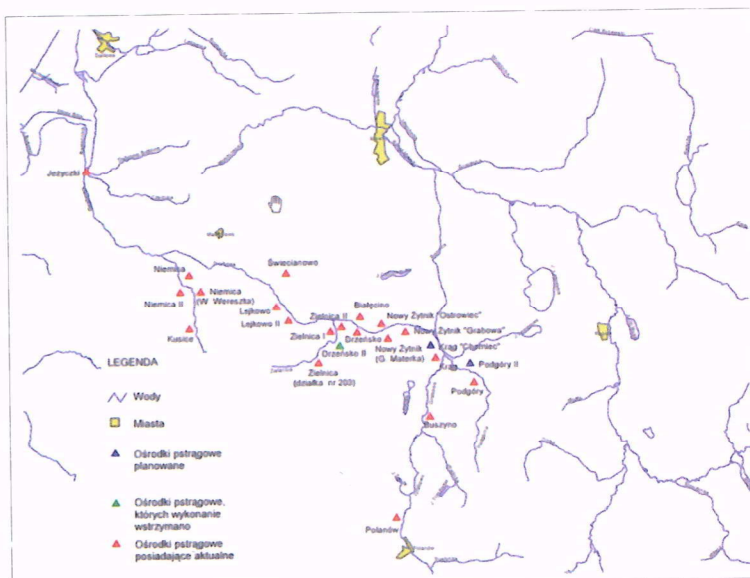
W badaniach wirusologicznych (tab. 4) dominujący jest wirus IPNV, ale nie jest to wirus wywołujący chorobę zwalczaną z urzędu. Stwierdzano go w liczbie od 21 przypadków w 2016 r. do 57 w roku 2013, co stanowi od 4,9% do 15,78% wszystkich badanych próbek. IPNV dotyczy przede wszystkim ryb małych, wylęgu i narybku, o masie do 2 g. Ryby, które przechorują IPNV, stają się trwałymi nosicielami wirusa. Wirus VHSV diagnozowany był w liczbie od 9 do 16 przypadków, co stanowi od 2,1 do 4,43% wszystkich zb- badanych próbek. VHS to choroba zwalczana z urzędu i pociąga za sobą administracyjne działanie Powiatowego Lekarza Weterynarii na obszarze działania którego taka choroba wystąpiła. Wirus VHS występuje u ryb w różnym

wieku i asortymencie, najczęściej na przełomie zimy i wiosny oraz jesieni i zimy, przy nagłych zmianach termiki wody. Wirus IHN stwierdzany był w liczbie od 5 do 31 próbek, co stanowi od 1,26 do 8,58% wszystkich badanych próbek. W roku 2015 nie stwierdzono w badaniach wirusa IHN. IHN to również choroba zwalczana z urzędu i pociąga za sobą administracyjne działanie Powiatowego Lekarza Weterynarii na obszarze działania którego taka choroba wystąpiła. W roku 2013 z 361 próbek badanych w kierunku obecności IPNV VHSV, IHN 104, czyli 28,8% stanowiły próbki dodat-

nie, w roku 2014 z 395 próbek 92 były dodatnie, co stanowi 18,4% badanych, w roku 2015 z 540 próbek 62 były dodatnie, co stanowi 11,48% badanych, a w roku 2016 z 425 próbek 28 było dodatnich, co stanowi 8,94% wszystkich badanych próbek. Widoczna jest tendencja malejąca, ale nadal poziom zakażeń wirusami VHS, VHS i IPN jest wysoki i obecność wirusów chorobotwórczych dla ryb w środowisku oraz w hodowlach nadal stanowi źródło chorób zakaźnych. Od kwietnia 2016 r. w przypadku badań w kierunku obecności wirusa VHS i IPN pracownia stosuje surowicę anti-IPNV, w celu eliminowania efektu cytopatycznego pochodzącego od wirusa IPN.

Dyskusja

Diagnostyka laboratoryjna patogenów zakaźnych i inwazyjnych, występujących u ryb w ośrodkach hodowlanych na terenie Pomorza Środkowego, ma szczególne znaczenie w procesie produkcji ryb konsumpcyjnych i produkcji materiału zarybieniowego oraz hodowlanego. Właściwa i trafna diagnoza, a następnie ukierunkowana terapia i eliminacja czynników zakaźnych i inwazyjnych wpływa na osiąganie lepszych efektów hodowlanych i gospodarczych poprzez ograniczenie i minimalizowanie strat. Do najistotniejszych patogenów zakaźnych na terenie Pomorza Środkowego w hodowlach ryb łososiowatych należą wirusy VHSV, IHNV i IPNV. Wynika to z bardzo dużej liczby ośrodków hodowlanych oraz z przyjętej technologii hodowli. Zdecydowana większość obiektów czerpie wodę do hodowli ryb z rzek i cieków na zasadzie przepływu grawitacyjnego i bardzo często liczba ośrodków zlokalizowanych na jednym cieku jest bardzo duża. W zlewni rzeki Grabowej – w cieku głównym i w dopływach – działa 20 ośrodków hodowli ryb łososiowatych (rys. 1). Odległości pomiędzy nimi są często bardzo niewielkie, a odległości pomiędzy punktami poboru wody i spustem wody poprodukcyjnej sprzyjają przemieszczaniu się patogenów z nurtem wody z ośrodka na ośrodek. Liczne zwię-



Rys. 1. Rozmieszczenie ośrodków hodowli ryb łososiowatych w zlewni rzeki Grabowej (wg WIOŚ Szczecin).

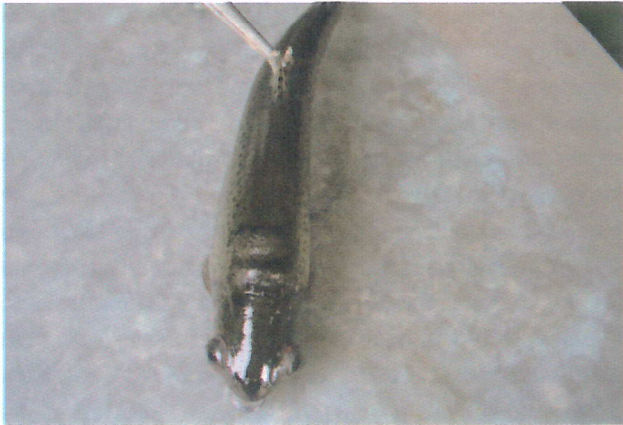
rzęta wodne: bobry, nutrie, ptaki, a także ryby wędrowne występujące w rzekach przybrzeżnych są wektorami patogenów w drugim kierunku – pod prąd wody. Niedopełnienie wymogów lekarsko-weterynaryjnych w zakresie badań materiału hodowlanego i transportu ryb, również sprzyja rozprzestrzenianiu się chorób wirusowych. Stąd w Pracowni Chorób Ryb Oddziału ZHW w Koszalinie badania wirusologiczne mają tak znaczny wymiar ilościowy. Uzyskane wyniki potwierdzają obecność w wielu ośrodkach wirusa IPN, który dominuje w badaniach i dotyczy ryb małych – wylęgu i narybku o masie do 2 g w początkowym okresie życia. Wirus ma silne działanie immunosupresyjne, co powoduje ujawnianie się również chorób bakteryjnych u ryb. Przynosi to znaczne straty hodowlane sięgające nawet do 90% obsad. Liczba stwierdzonych wyników dodatnich w kierunku IPNV w roku 2013 wynosiła 57, w 2014 – 55, w 2015 – 49, a w roku 2016 – 21. VHS (wirusowa posocznica krwotoczna), stwierdzona po raz pierwszy na Pomorzu Środkowym u pstrąga tęczowego



Fot. 1. Charakterystyczne wybroczyny krwawe w mięśniach i anemizacja skrzeli i mięśnia sercowego u pstrąga tęczowego w przebiegu VHS.



Fot. 2. Zmiany wybroczynowe w mięśniach pstrąga tęczowego w przebiegu VHS.



Fot. 3. Wyrzecz galek ocznych u pstrąga tęczowego w przebiegu VHS.



Fot. 4. Masowe śnięcia ryb w stawach w przebiegu VHS.



Fot. 5. Wybroczyny krwawe w mięśniach i tłuszczu okołopylorycznym w przebiegu IHN u pstrąga tęczowego.



Fot. 6. Charakterystyczne zmiany wybroczynowe w obrębie jamy gębowej u pstrąga tęczowego w przebiegu jersiniozy.



Fot. 7. Wybroczyny i wylewy krwawe w mięśniach i płęcheru pławnym u pstrąga tęczowego w przebiegu jersiniozy.



Fot. 8. Objawy pleśniawki u pstrąga źródlanego.

w ośrodku hodowlanym Mokre przez lek. wet. Witolda Mazura pod koniec lat 70. XX wieku, nadal występuje w wielu obiektach hodowlanych. O ile w początkowym okresie rozprzestrzeniania się VHS zmiany anatomopatologiczne przy wystąpieniu VHS u ryb były pełne i widoczne (pociemnienie ciała ryb, wyrzecz oczu, płyn w jamie ciała, wybroczynowość i wylewy krwawe w jamie ciała, otrzewnej i mięśniach, słaba ruchliwość ryb ustawionych po bokach stawu w okolicy odpływu), a diagnoza VHS opierała

się na obrazie klinicznym i zmianach anatomopatologicznych, o tyle obecnie infekcje wirusem VHS przebiegają nawet bezobjawowo i ujawniają się w ograniczonym zakresie, dopiero po transporcie i przemieszczeniu ryb do innego ośrodka hodowlanego. Hodowcy stopniowo zmieniają gatunek hodowanych ryb i przechodzą na gatunek mniej wrażliwy na wirusa VHS – pstrąga źródlanego, palię lub sparcica. Liczba stwierdzonych przypadków VHS w latach 2013-2016 jest duża, od 16 w roku 2013 do 9 w 2016, a tendencja spadkowa jest nieznaczna.

Wirus IHN wywołujący zakaźną martwicę układu krwiotwórczego diagnozowany jest równolegle z diagnostyką

VHSV, w zakresie monitoringu chorób zakaźnych ryb zleczanych urzędowo przez Powiatowego Lekarza Weterynarii. Wirus IHN stwierdzany był w liczbie od 5 do 31 próbek, co stanowi od 1,26% do 8,58% wszystkich badanych próbek. W roku 2015 nie stwierdzono w badaniach wirusa IHN. Ryby zaatakowane wirusem IHN są nieznacznie pociemniałe, nie żerują, mają obrzękle powłoki ciała, a jama ciała wypełniona jest bezbarwnym płynem wysiękowym. Podczas sekcji przewód pokarmowy – szczególnie żołądek, wypełniony jest również płynem wysiękowym. Narządy wewnętrzne – nerka, wątroba, serce są blade, podobnie skrzela. Z otworu odbyтового często wystają tzw. pseudoodchody w postaci śluzowych, bezbarwnych pasm – najczęściej u ryb młodych. Zmiany wybroczynowe w przebiegu IHN ograniczają się do krwawych wylewów w pęcherzu pławnym lub otrzewnej ryb. Ponieważ diagnostykę wirusów chorobotwórczych dla ryb łososiowatych prowadzi się w okresach szczególnie sprzyjających ich występowaniu (okres zimowo-wiosenny i jesienno-zimowy, w temperaturze wody do 15°C), lub w przypadkach wystąpienia objawów choroby, zasadnym wydaje się wdrożenie diagnostyki metodą RT-PCR, w celu szybkiej diagnozy materiału genetycznego wirusów chorobotwórczych w dowolnym okresie roku u różnych sortymentów hodowanych ryb.

Najczęściej diagnozowanym patogenem bakteryjnym była *Yersinia ruckeri* powodująca jersiniozę, czyli chorobę „czerwonego pyska” u pstrągów. Liczba wyników dodatnich wynosiła od 22 w roku 2016 do 43 w 2013, co stanowiło odpowiednio od 15,4% do 28,2% wszystkich zdiagnozowanych patogenów w tych latach. Choroba dotyczy wszystkich asortymentów pstrągów, od narybku do ryb dorosłych. Ujawnia się w różnych porach roku, ale najczęściej występuje po intensywnych opadach deszczu, wzroście poziomu wód w rzekach i jednoczesnym wzroście zawiesiny niesionej przez wodę. Sprzyja to wypłukiwaniu przez wodę znajdujących się w osadach aluwialnych, starorzeczach i przybrzeżnych bagnach patogenów, które w zwiększonej ilości przedostają się na teren ośrodków hodowlanych i w dużym zagęszczeniu ryb natychmiast powodują rozwój różnych chorób, nie tylko bakteryjnych, ale również pasożytniczych. Ten sposób oddziaływania środowiska wodnego, zależny od przepływu wód, wpływa na hodowlę ryb we wszystkich rzekach przybrzeżnych na terenie Pomorza Środkowego.

W grupie bakterii z gatunku *Aeromonas* spp. i *Pseudomonas* spp. dodatkowo następuje efekt kumulacji drobnoustrojów w wodzie poprodukcyjnej z ośrodków hodowlanych znajdujących się na jednym cieku. W roku 2013 w grupie *Aeromonas* stwierdzono 43 próby dodatnie, co stanowiło 28,2% wszystkich dodatnich – 37 u ryb łososiowatych i 6 u karpowatych i innych, w roku 2014 – 42 próbki dodatnie, co stanowiło 35,2% próbek dodatnich – 38 u ryb łososiowatych, 4 u karpowatych i innych, w roku 2015 – 54 próbki dodatnie tylko u ryb łososiowatych, co stanowiło

31,2% wszystkich próbek dodatnich, a w roku 2016 – 53 próbki dodatnie, co stanowiło 39,5% wszystkich próbek dodatnich – 51 u ryb łososiowatych i 2 u ryb karpowatych i innych. W grupie *Pseudomonas* spp. w roku 2013 stwierdzono 27 próbek dodatnich, co stanowiło 17,75% wszystkich dodatnich – 26 u ryb łososiowatych i 1 u karpowatych i innych, w roku 2014 – 25 próbki dodatnie, co stanowiło 20% próbek dodatnich tylko u ryb łososiowatych, w roku 2015 – 25 próbek dodatnich tylko u ryb łososiowatych, co stanowiło 17,36% wszystkich próbek dodatnich, a w roku 2016 – 32 próbki dodatnie, co stanowiło 23,9% wszystkich próbek dodatnich tylko u ryb łososiowatych. W sumie w latach 2013-2016 od 45,95% do 63,4% próbek dodatnich w badaniach stanowiły łącznie patogeny z gatunku *Aeromonas* spp. i *Pseudomonas* spp. Znaczna ilość schorzeń skórnych wywołanych przez bakterie z gatunku *Aeromonas* spp. i *Pseudomonas* spp., szczególnie w okresie jesienno-zimowym występujących u ryb, w tym ryb wędrownic, wikłana jest patogenami grzybiczymi (np. z gat. *Saprolegnia* spp.) z typowymi objawami pleśniawki.

Patogeny z gatunku *Flavobacterium* wywołujące flawobakteriozę u ryb łososiowatych diagnozowane były w latach 2013-2016 w ilości od 22 próbek w roku 2013 do 3 próbek w 2016, co stanowiło od 14,4 do 2,2% wszystkich próbek dodatnich i była to tendencja wyraźnie malejąca.

W roku 2015 po raz pierwszy stwierdzono obecność patogenu *Vibrio* sp. uzyskanego od ryb łososiowatych (łososi) z hodowli w pełnym cyklu w obiegu zamkniętym, na wodzie głębinowej – zasolone wody geotermalne (2 wyniki dodatnie) i w roku 2016 ponownie z tego samego obiektu wyizolowano *Vibrio* sp. (3 wyniki dodatnie). Jest to o tyle istotne, że patogen *Vibrio parahaemolyticus* izolowany jest od ryb morskich i w przetworach spożywczych z tych ryb, a jego obecność w hodowlach na śródlądziu nie jest stwierdzana. Hodowla ryb na wodach głębinowych – słonych w obiegach zamkniętych, sprzyja obecności tego patogenu, potencjalnie groźnego dla ludzi. *Shewanella putrefaciens* diagnozowana była u ryb morskich, a obecnie stwierdzana jest u ryb pochodzących z hodowli na śródlądziu, często jako drobnoustroj dominujący, a *Burkholderia cepacia* to typowy drobnoustroj występujący w polinfekcjach bakteryjnych, mieszanych. Diagnostyka mikrobiologiczna chorób ryb dowodzi, że schorzenia powodowane przez drobnoustroje w coraz większym stopniu wywoływane są przez całe zespoły-kompleksy drobnoustrojów, tzw. zakażenia mieszane. Obecność tych drobnoustrojów w środowisku zacięra typowe objawy choroby i wymaga rozszerzonej diagnostyki mikrobiologicznej i wyodrębnienia właściwego czynnika chorobotwórczego.

W badaniach parazytologicznych najczęściej stwierdzane były przywry monogeniczne z rodz. *Gyrodactylus* spp. i *Dactylogyrus* spp. – 139 wyników dodatnich (113 łososiowate, 26 karpowate i inne). Następnie pierwotniaki z grupy

orzęsków *Ichthyophthirius multifiliis* – 137 wyników dodatnich (132 łososiowate, 5 karpowate i inne) i *Trichodina* spp. – 67 wyników dodatnich (48 łososiowate, 19 karpowate i inne). W zdecydowanej większości pasożyty diagnozowane są u ryb łososiowatych, co wynika ze specyfiki hodowli na terenie Pomorza Środkowego. Inwazje pasożytnicze dotyczące ryb małych – wylęgu i narybku – szczególnie w inwazjach kulorzęska (*Ichthyophthirius multifiliis*) powodują bardzo duże straty i są niezwykle trudne do wyleczenia w przypadku wysokiej temperatury wody, ze względu na cykl rozwojowy tego pasożyta. Od 2016 roku rozpoczęto diagnozę tzw. struktur ameboidalnych (ameboidowych) występujących u pstrągów w skrzelach oraz u ryb karpowatych. Często obecność ameb skorelowana jest z chorobami skrzeli wiktanymi przez bakterie. Inne diagnozowane pasożyty występowały w niewielkich ilościach (tab. 3).

Specyfika hodowli ryb na Pomorzu Środkowym – znacząca większość to hodowle ryb łososiowatych – powoduje, że w badaniach dominuje diagnoza patogenów wywołujących schorzenia i choroby u tych gatunków ryb. Szczególnie istotne są wirusowe patogeny infekcyjne wywołujące choroby zakaźne, zwalczane z urzędu, a tych w ośrodkach hodowli pstrągów jest jeszcze bardzo dużo. Podobnie ze schorzeniami bakteryjnymi, które dotyczą ryb łososiowatych różnych asortymentów. Nadal stałym problemem jest obecność pasożytów w hodowlach, szczególnie u form narybkowych ryb łososiowatych. Diagnoza schorzeń infekcyjnych i inwazyjnych u innych gatunków ryb: karpowatych i drapieżników, ma bardzo ograniczony zakres w działalności Pracowni Chorób Ryb Oddziału ZHW w Koszalinie.

Wnioski

1. Diagnoza chorób wirusowych ryb wykazuje obecność patogenów chorobotwórczych VHSV, IHNV i IPNV w szczególnie predysponowanych okresach roku – zima/wiosna i jesień/zima. Zastosowanie w większym zakresie metody diagnostycznej RT-PCR pozwoliłoby na stwierdzanie obecności materiału genetycznego wirusów chorobotwórczych dla ryb w innych okresach roku, co może wpłynąć na decyzje hodowców w zakresie dalszej produkcji, obrotu i sprzedaży, jak i zakupu materiału hodowlanego.

2. Rutynowa diagnostyka patogenów bakteryjnych coraz częściej ujawnia nowe, do tej pory niediagnozowane drobnoustroje, co związane jest z ujawnianiem nowych schorzeń, nie występujących do tej pory w hodowlach, szczególnie w technologii tzw. obiegów zamkniętych. Diagnostyka mikrobiologiczna chorób ryb dowodzi, że schorzenia powodowane przez drobnoustroje w coraz większym stopniu wiktane są przez całe zespoły-kompleksy drobnoustrojów, tzw. zakażenia mieszane. Obecność tych drobnoustrojów w środowisku zaciera typowe objawy choroby i wymaga rozszerzonej diagnostyki mikrobiologicznej, w celu wyodrębnienia właściwego czynnika chorobotwórczego.
3. Niektóre masowe inwazje pasożytnicze stwierdzane w badaniach laboratoryjnych, są przyczyną bardzo dużych strat hodowlanych, szczególnie wśród ryb małych – wylęgu i narybku.
4. Efektywna współpraca hodowców z ośrodkami laboratoryjnymi diagnozującymi choroby ryb, przyczynia się do szybkiego rozpoznania czynnika chorobotwórczego, zastosowania właściwej terapii i skutecznego zwalczania choroby. Często służy też monitorowaniu efektów terapii w dłuższym okresie.

Literatura

- Antychowicz J. 2007 – Choroby ryb śródlądowych – Wyd. PWRiL, Warszawa.
- Bernad A., Terech-Majewska E., Pajdak J., Schulz P., Siwicki A.K. 2016 – Choroby zakaźne i pasożytnicze diagnozowane u ryb hodowlanych w województwie warmińsko-mazurskim w roku 2016 – Komun. Ryb 1: 1-6.
- Bernad A. 2013 – Choroby infekcyjne i inwazyjne występujące na terenie województwa warmińsko-mazurskiego w latach 2010-2012 – W: A. Kosińska, A. Pękała (Red.) Występowanie infekcyjnych i inwazyjnych chorób ryb w Polsce w świetle najnowszych badań, Wyd. PIWiT-PIB Puławy: 7-16
- 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.
- Lewandowska A., Mazur W., Nyk J. 2014 – Choroby ryb wywołane czynnikami zakaźnymi, powodujące straty w ośrodkach hodowlanych i populacjach ryb łososiowatych żyjących w rzekach pomorskich – W: Zrównoważone wykorzystanie rzek Doliny Radwi, Chocieli i Chotli, skrypt konferencyjny. Wyd. Starostwo Powiatowe Koszalin.
- Matras M., Stachowiak 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., Stachowiak M., Borzym E., Maj-Paluch J., Reichert M. 2015 – 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.
- Mazur W., Paszowska K. 1999 – Sytuacja epizootyczna w zakresie wirusowych chorób ryb łososiowatych w rejonie zachodnio-pomorskim w okresie ostatniego dziesięciolecia oraz przypuszczalne przyczyny rozprzestrzeniania się tych chorób – Maszynopis.