

JOANNA GRUDNIEWSKA^{1*}, STEFAN DOBOSZ¹,
ANDRZEJ K. SIWICKI², ELŻBIETA TERECH-MAJEWSKA³,
MARIUSZ TEODOROWICZ⁴, KRZYSZTOF GORYCZKO¹

**REZULTATY CHOWU NARYBKU PSTRĄGA POTOKOWEGO
(*SALMO TRUTTA M. FARIO L.*) ZASZCZEPIONEGO PRZECIWI
FURUNKULOZIE W KONTEKŚCIE JEGO POCHODZENIA,
RYBY HODOWLANE (F3) VS. RYBY DZIKIE**

RESULTS OF BROWN TROUT (*SALMO TRUTTA M. FARIO L.*)
FRY CULTURE VACCINATED AGAINST FURUNCULOSIS IN LIGHT OF ITS
ANCESTRY DEPENDENCE, FISH OF FARMED VS. WILD ORIGIN

¹ Instytut Rybactwa Śródlądowego, Zakład Hodowli Ryb Łososiowatych,
Rutki, 83-330 Żukowo

² Instytut Rybactwa Śródlądowego, Zakład Patologii i Immunologii Ryb,
Zabieniec, 05-500 Piaseczno

³ Uniwersytet Warmińsko-Mazurski, Wydział Medycyny Weterynaryjnej,
Katedra Epizootiologii, ul. Oczapowskiego 14, 10-718 Olsztyn

⁴ Uniwersytet Warmińsko-Mazurski, Wydział Ochrony Środowiska i Rybactwa,
Katedra Inżynierii Ochrony Środowiska, ul. Prawocheńskiego 1, 10-720 Olsztyn

ABSTRACT

Three groups of brown trout were reared from fry till the fingerling stage. Group F and K originated from farmed brood stock, group P from wild fish. Group F was immersion-inoculated against furunculosis. The survival, growth rate and condition factor in the three experimental groups were evaluated. Inoculation improved survival and growth. The experiment proved that the progeny of the domesticated brood stock were better adapted to standard salmonid farming conditions than the trout of wild parents' origin.

Key words: salmonid fish, vaccination impact, immunization against *Aeromonas sp.*

* Autor do korespondencji: jgrudniewska@infish.com.pl

1. WSTĘP

Pstrąg potokowy, podobnie jak wszystkie łososiowate, należy do gatunków bardzo wrażliwych na niekorzystne zmiany środowiska, wykazujących wyraźną genetyczną strukturę populacji (Fopp-Bayat i inni 2010). Aby tę strukturę zachować należy odbudować lokalne populacje występujące w zlewniach niektórych rzek. Ponadto jest to gatunek wymagający aktywnej ochrony z powodu systematycznego niszczenia jego siedlisk poprzez postępującą zabudowę hydrotechniczną rzek górskich, obniżanie się poziomu wody oraz przełowienia wskutek dużej presji wędkarskiej i kłusownictwa. Najczęściej stosowaną metodą aktywnej ochrony gatunków nadmiernie eksploatowanych są zarybienia (Witkowski i inni 2009). Gospodarka zarybieniowa służąca zachowaniu bioróżnorodności oraz zapewnieniu obfitości ryb, w przypadku pstrąga potokowego polega na wspomaganiu tego gatunku, czy populacji, w celu zwiększenia lub utrzymania na pożądanym poziomie ich liczebności dla celów gospodarczych lub sportowych (Augustyn 2002). Wiadomo także, że zarybianie i „wymieszanie” pul genowych dzikich populacji i hodowlanych stwarza zagrożenie dla naturalnych zespołów ryb na poziomie ich populacji (Penczak 1999), ale może także powodować efekty wewnątrz populacyjne poprzez utratę unikatowości genetycznej czy zmienności genetycznej dorybianych stad (Fopp-Bayat i inni 2010). Jednym z ważniejszych zastosowań biotechnologii w akwakulturze, oprócz programów hodowlanych, manipulacji rozrodem, działań na rzecz zdrowia ryb, jest podtrzymanie liczebności oraz ochrona (i odnowa) populacji i gatunków ryb, które są zagrożone antropopresją (Goryczko 1993).

Pstrąg potokowy jest gatunkiem licznie występującym w rzece Pasłęce (Dębowski 1990), ze względu na naturalny charakter większości jej odcinków, który został zachowany do chwili obecnej. Rzeka Pasłęka jest przykładem cieką, gdzie prowadzona gospodarka rybacka przez ZO PZW w Olsztynie i Towarzystwo Miłośników Pasłęki ma na celu ochronę wód oraz ochronę i odnowę zagrożonych gatunków (między innymi pstrąga potokowego i lipienia), poprzez wspieranie i uczestniczenie w działaniach zmierzających do zapewnienia materiału zarybieniowego pochodzącego z tej rzeki. W tym celu do ZHRŁ w Rutkach sprowadzono z wylęgarni koło Łukty (zasilanej wodą z dopływu Pasłęki) wylęg pstrąga potokowego, który podchowany będzie stanowił za kilka lat stado tarłowe, będące źródłem ikry, a następnie wylęgu, którym zostanie zarybiona rzeka Pasłęka.

Produkcja dobrej jakości materiału zarybieniowego pstrąga potokowego wymaga opracowania odpowiedniego programu hodowlanego. Program taki powinien uwzględniać warunki chowu tworzone zgodnie z zasadami biotechniki chowu tego gatunku, które powinny być zbliżone do warunków życia w naturalnym środowisku, do którego podchowana ryba w postaci narybku powraca (Grudniewska i inni 2010a). Istotną rolę w programie

hodowlanym pstrąga potokowego, i przy okazji w zapobieganiu chorobom ryb, powinna odgrywać profilaktyka, a szczególnie immunoprofilaktyka, polegająca na stosowaniu preparatów zwiększających odporność nieswoistą i/lub swoistą u ryb (Siwicki i inni 2004). Gospodarstwa pstrągowe, które oprócz pstrąga tęczowego zajmują się hodowlą innych gatunków ryb łososiowatych, są szczególnie narażone na choroby bakteryjne i wirusowe charakterystyczne dla większości ryb z rodziny *Salmonidae*. Wszystkie wykonywane zabiegi hodowlane w takim obiekcie sprzyjają przenoszeniu choroby z jednego gatunku na następny. Ponadto wzrastająca intensyfikacja produkcji ryb, między innymi poprzez stosowanie zbyt gęstych obsad oraz narastające skażenie środowiska, w znacznym stopniu sprzyjają rozwojowi wielu chorób zakaźnych. Furunkuloza, zwana wrzodzeniem łososiowatych, wywołana jest przez bakterię *Aeromonas salmonicida*. Bakteria ta jest bezwzględny patogenem i normalnie nie występuje w zbiornikach wodnych, nawet w okresie epizootyki wrzodzenia nie zawsze izoluje się tę bakterię z wody stawowej (Antychowicz 2007). Głównym źródłem zakażenia są więc ryby chore lub ryby będące nosicielami *A. salmonicida*. Wrzodzenie występuje na całym świecie u różnych gatunków ryb łososiowatych, żyjących w zbiornikach naturalnych oraz obiektach hodowlanych. Chorobę tę stwierdza się u pstrąga źródlanego, potokowego, rzadziej tęczowego oraz u troci i łosia (Antychowicz 2007). Śnięcia z powodu infekcji bakteryjnych, wywołanych najczęściej przez *Aeromonas salmonicida*, *A. hydrophila* czy *Yersinia ruckeri* są przyczyną znacznych strat w gospodarstwach hodowlanych (Kościńska 2010).

W hodowlach, w których określona choroba bakteryjna pojawia się systematycznie i może przynosić duże straty, stosowanie szczepionek stanowi jeden z najważniejszych elementów postępowania profilaktycznego (Siwicki i inni 1998, Evensen 2009, Grudniewska i inni 2010b). Szczepionki stosowane u ryb są preparatami biologicznymi, zawierającymi jeden lub kilka antygenów uzyskanych z izolowanych od ryb chorobotwórczych mikroorganizmów, które są pozbawione patogenności przez stosowanie różnych zabiegów fizycznych lub chemicznych. W swoisty sposób pobudzają one układ immunologiczny i zwiększają odporność organizmu ryby na ponowną infekcję wywołaną danym czynnikiem patogennym (Siwicki i inni 2004, 2010). Najbardziej efektywną drogą podania szczepionek jest iniekcja dootrzewnowa, która jednak jest rzadko stosowana w polskich hodowlach ze względu na to, że zabieg taki jest uciążliwy, kosztowny, stresujący dla ryb, a minimalna masa ryb w czasie szczepienia powinna wynosić 20 g/szt. Najczęściej stosowaną metodą podania szczepionki jest imersja, która wymaga sprawnej organizacji oraz dużego doświadczenia hodowcy w zakresie obchodzenia się z rybami (Santos i inni 2005, Evensen 2009). Ważnym jest, aby szczepionka i procedury szczepień były dostosowane do określonego gatunku ryby oraz specyficznych warunków ich

hodowli na każdym etapie (Santos i inni 2005). W warunkach obiektu badawczo-produkcyjnego jakim jest ZHRŁ w Rutkach, wypracowano odpowiednie procedury szczepienia ryb w imersji przeciwko furunkulozie i jersiniozie (Siwicki i inni 2004, 2010, Grudniewska i inni 2009, 2010a, b). Zabiegi takie przeprowadza się w naszym zakładzie u większości hodowanych do celów badawczych i zarybieniowych ryb łososiowatych (lipień, pstrąg potokowy, pstrąg tęczowy).

Celem przeprowadzonych badań było porównanie, w warunkach hodowlanych, przeżywalności i wzrostu narybku pstrąga potokowego szczepionego w imersji przeciwko furunkulozie i nie szczepionego, a pochodzącego od tarlaków utrzymywanych od co najmniej trzech pokoleń w ośrodku hodowlanym, z narybkiem pochodzącym od dzikich tarlaków z rzeki Pasłęki. Okres porównania obejmował pierwszy i drugi rok ich życia.

2. MATERIAŁ I METODY

Materiał do badań stanowił narybek pstrąga potokowego w wieku 0+ podchowiany w Zakładzie Hodowli Ryb Łososiowatych w Rutkach Instytutu Rybactwa Śródlądowego w Olsztynie, w 2010 i 2011 r. Dwie grupy badawcze: kontrolna – narybek nie szczepiony (K) i poddany szczepieniu (F) pochodziły od tarlaków hodowanych w ZHRŁ w Rutkach. Trzecią grupę stanowił narybek pochodzący od dzikich tarlaków pstrąga potokowego z rzeki Pasłęki (P), przywieziony jako wylęg, w marcu 2010 roku, do Rutek z Wylęgarni koło Łukty. Tarło pstrąga potokowego odłowionego na leśnym odcinku rzeki Pasłęki przy tarliskach, przeprowadzono bezpośrednio nad rzeką, przy użyciu olejku goździkowego jako anestetyku (Ciereszko i inni 2007). Tarlaki po wykonanym zabiegu powróciły do rzeki. Zapłodnioną ikrę inkubowano w aparatach długostromieniowych w obiegu zamkniętym (uzupełnienie w granicach 5–10% na dobę), w temperaturze około 1,5°C wyższej niż temperatura wody wchodzącej do wylęgarni.

W okresie od marca do października 2010 r. ryby były podchowiane w oddzielnych basenach plastikowych na hali podchowowej i karmione *ad libitum* starterem firmy Aller. Ryby z grupy P były mniej liczne od samego początku tzn. wylęgu i przetrzymywane w mniejszym zagęszczeniu, a średnia masa tych ryb w początkowej fazie podchowu (31.05.2010 r.) wynosiła 0,65 g. W tym samym czasie ryby z grup F i K stanowiły jednorodną grupę i ważyły średnio 0,44 g. Po pierwszym szczepieniu, wykonanym w lipcu 2010 roku, obsadzono oddzielne baseny rybami szczepionymi i nie szczepionymi, z których po drugim szczepieniu w październiku utworzono dwie grupy badawcze F i K.

Szczepienie w imersji narybku przeprowadzono dwukrotnie: 08.07.2010 i 08.10.2010 r. Zastosowano szczepionkę przeciwko furun-

kulozie, wykonaną w Katedrze Epizootiologii Wydziału Medycyny Weterynaryjnej UWM w Olsztynie, zawierającą zabite szczepy bakterii *Aeromonas hydrophila* i *Aeromonas salmonicida*. Roztwór immersyjny zawierał 1 litr szczepionki na 10 litrów wody. Przygotowywano go bezpośrednio przed szczepieniem. Imersja trwała od 30 do 60 sekund, a ryby przed zanurzeniem znieczulano w roztworze Propiscinu (Siwicki i inni 2002). Po drugim zabiegu szczepienia, ryby w ilości 800 osobników w każdej grupie, obsadzono w rotacyjnych basenach plastikowych o powierzchni 4 m² i objętości wody 1 m³. W dniu rozpoczęcia doświadczenia, 13.10.2010 r. ryby charakteryzowały się następującymi wartościami średniej długości (cm) ±SD i masy (g) ciała ±SD, odpowiednio: wariant F – 7,35 ±0,75; 4,15 ±1,33, wariant K – 6,52 ±0,61; 3,11 ±1,12, wariant P – 8,12 ±0,80; 5,21 ±1,54 (Tab.1), oszacowanymi na podstawie pomiaru kontrolnego 50 osobników w każdej grupie doświadczalnej.

W okresie porównania (jesień–wiosna – 229 dni) ryby karmiono paszą firmy Aller Aqua dla pstrąga tęczowego. Przyjęto jednakowy poziom żywienia we wszystkich grupach i ustalano tygodniową dawkę, zgodnie z tabelą żywieniową opracowaną na potrzeby ZHRŁ Rutki, tak aby pasza w całości była wyżerowana. Ponowny pomiar kontrolny masy i długości ciała losowej partii ryb został wykonany 31.05.2011 r. Na podstawie uzyskanych danych wyliczono wartości następujących wskaźników: a) względny przyrost masy ciała, (SGR – Specific Growth Rate):

$$\text{SGR (\% d}^{-1}\text{)} = 100 \times (\ln W_2 - \ln W_1) \times t^{-1}$$

b) współczynnik kondycji Fultona:

$$K = (W \times 100) \times L^{-3},$$

gdzie W_1 – średnia początkowa masa ciała (g), W_2 – średnia końcowa masa ciała (g), t – czas podchowu (dni), W – masa ciała ryb (g), L – długość całkowita (cm).

Uzyskane wyniki poddano analizie statystycznej wykorzystując program Statistica PL. Zastosowano jednoczynnikową analizę wariancji (ANOVA) oraz test post-hoc Tukeya, w celu określenia różnic pomiędzy poszczególnymi wariantami doświadczalnymi. Różnice przyjęto za istotne statystycznie na poziomie istotności $P \leq 0,05$.

3. WYNIKI

W chwili rozpoczęcia doświadczenia u ryb z poszczególnych grup badawczych wystąpiło duże zróżnicowanie średniej masy i długości ciała (Tab.1). Stwierdzono wysoko istotne różnice we wzroście ($P < 0,01$). Ryby szczepione miały o 33,4% wyższą masę ciała, niż osobniki nie szczepione, natomiast pstrąg potokowy pochodzący od tarlaków z rzeki Pasłęki o 67,5%. Analiza post-hoc wykazała wysoko istotne różnice średniej masy początkowej oraz długości pomiędzy wszystkimi grupami doświadczalnymi

($P < 0,01$). Dla współczynnika kondycji Fultona istotne różnice stwierdzono pomiędzy grupą K i P ($P < 0,05$) (Tab.1).

Najlepsze rezultaty przeżycia osiągnął szczepiony narybek pstrąga potokowego (91,5%) (Tab.1), a nieco niższe, choć również zadawalające (89%) (Tab.1), grupa kontrolna, czyli pstrąg potokowy hodowlany – nie szczepiony. Natomiast pstrąg potokowy pochodzący od tarlaków z rzeki Pasłęki charakteryzował się najniższą przeżywalnością – 85%, co również jest dobrym wynikiem dla ryb z pierwszego pokolenia hodowlanego. Dodatkowo ryby szczepione uzyskały najwyższy współczynnik kondycji Fultona – 1,24 i dobry względny przyrost masy ciała (SGR) – 0,56%, jednakże nieco niższy w porównaniu z grupą kontrolną, nie szczepioną (0,58) (Tab.1).

Tabela 1. Początkowe i końcowe wyniki chowu narybku pstrąga potokowego: szczepionego (grupa F), nie szczepionego (grupa K), pochodzącego od dzikich tarlaków z rzeki Pasłęki (grupa P) (wartości średnie \pm SD). Dane w wierszach z różnymi indeksami literowymi (F, K, P) różnią się istotnie statystycznie ($P \leq 0,05$)

Table 1. The initial and final results of the brown trout fry rearing: vaccinated (group F), not vaccinated (group K), from wild spawners from the River Pasłęka (group P) (mean values \pm SD). Values in rows with different letters (F, K, P) are significantly different ($P \leq 0.05$)

Parametr / Parameter	Grupa F Group F	Grupa K Group K	Grupa P Group P
Wyniki początkowe Initial results			
Średnia początkowa masa \pm SD (g) The initial mean weight \pm SD (g)	4,15 \pm 1,33 ^F	3,11 \pm 1,12 ^K	5,21 \pm 1,54 ^P
Średnia początkowa długość całkowita \pm SD (cm) The initial mean total length \pm SD (cm)	7,35 \pm 0,75 ^F	6,52 \pm 0,61 ^K	8,12 \pm 0,80 ^P
Współczynnik kondycji Fultona \pm SD Fulton condition factor \pm SD	1,02 \pm 0,15 ^{FK}	1,09 \pm 0,17 ^F	0,99 \pm 0,15 ^K
Wyniki końcowe Final results			
Średnia końcowa masa \pm SD (g) The final mean weight \pm SD (g)	15,07 \pm 5,45 ^F	11,69 \pm 5,29 ^K	16,44 \pm 5,92 ^F
Średnia końcowa długość całkowita \pm SD (cm) The final mean total length \pm SD (cm)	10,47 \pm 1,2 ^F	9,77 \pm 1,29 ^K	10,85 \pm 1,19 ^F
Współczynnik kondycji Fultona \pm SD Fulton condition factor \pm SD	1,24 \pm 0,12 ^F	1,16 \pm 0,09 ^K	1,21 \pm 0,1 ^{FK}
Względny przyrost masy ciała – SGR (% d ⁻¹) Specific growth rate (% d ⁻¹)	0,56	0,58	0,49
Przeżywalność (%) Survival (%)	91,5	89	85

Najniższy wskaźnik SGR – 0,49% (Tab.1) zanotowano u pstrąga potokowego pochodzącego od tarlaków z Pasłęki pomimo, że ryby te charakteryzowały się najwyższą średnią masą ciała w momencie rozpoczęcia i zakończenia doświadczenia. W momencie zakończenia doświadczenia średnia masa tych ryb była o 40,6% wyższa w porównaniu z rybami nie szczepionymi, które były najmniejsze. Dla porównania ryby szczepione uzyskały o 28,9% wyższą średnią masę ciała niż ryby nie szczepione. Wystąpiły wysoko istotne różnice końcowej masy i długości badanych ryb. Analiza post-hoc wykazała wysoko istotne różnice masy pomiędzy grupami doświadczalnymi F, P i K ($P < 0,01$), a brak różnicy pomiędzy F i P. Stwierdzono wysoko istotne różnice długości końcowej pomiędzy grupą P i K ($P < 0,01$) oraz istotne pomiędzy F i K ($P < 0,05$) (Tab. 1). Podobnie jak przy masie końcowej nie wystąpiły istotne różnice długości końcowej pomiędzy rybami szczepionymi i pochodzącymi z rzeki Pasłęki. Zanotowano też istotne różnice dla wyliczonego na koniec doświadczenia wskaźnika kondycji Fultona, ale tylko pomiędzy grupą kontrolną K i szczepioną przeciw furunkulozie F.

4. DYSKUSJA

W omawianym eksperymencie porównano wyniki chowu pstrąga potokowego pochodzącego od tarlaków z rzeki Pasłęki i pstrąga hodowlanego szczepionego i nie szczepionego. Na duże zróżnicowanie we wzroście ryb w chwili rozpoczęcia doświadczenia miały zapewne wpływ, warunki przetrzymywania ryb w okresie podchowu narybku i same zabiegi szczepienia. Grupa ryb P była mniej liczna od samego początku i przetrzymywano ją w mniejszym zagęszczeniu, natomiast pozostałe pstrągi użyte do badań rozrzedzono i podzielono na dwie grupy K i F, dopiero po pierwszym szczepieniu. Do zróżnicowania wielkości ryb w tych grupach, w okresie od lipca do października najprawdopodobniej przyczynił się sam zabieg szczepienia. Przedstawione wyniki badań wskazują, że w każdym wariancie przeżywalność ryb (od jesieni do wiosny – 229 dni) była zadawalająca, ale narybek wcześniej szczepiony uzyskał najlepszy procent przeżycia. U ryb szczepionych przez cały okres trwania eksperymentu nie obserwowano zmian chorobowych, a wystąpiły jedynie pojedyncze śnięcia, które stanowią normę na tym etapie chowu. Dodatkowo ryby z tej grupy charakteryzowały się dobrą kondycją przez cały okres eksperymentu i osiągnęły najwyższy współczynnik kondycji. Na tak dobre rezultaty może mieć zapewne wpływ dwukrotny zabieg szczepienia w imersji, wykonany w okresie intensywnego wzrostu w lecie, gdy ryby osiągnęły masę 1,2 g i na jesieni 4,1 g. W przypadku ryb łososiowatych efekty podania szczepionki w imersji mogą być widoczne u narybku powyżej 1 g (Gudding i inni 1999, Evensen 2009). Jednakże tzw. doszczepianie ryb po 3–5 miesiącach, kiedy aktywność szczepionki słabnie, jest zalecane, albowiem powoduje swoiste

pobudzenie mechanizmów obronnych, efektem czego jest wzrost odporności (Gudding i inni 1999). Naturalny kontakt organizmu ryby z czynnikiem patogennym powoduje, że wytworzone po szczepieniu komórki pamięci immunologicznej nie znikają, a nawet zwiększa się ich liczba, potęgując swoistą odporność przeciwwzakaźną (Gudding i inni 1999, Gould 2005, Press i inni 1996, Siwicki i inni 1998). Badania własne i szczepienia ochronne wykonane u lipienia, pstrąga potokowego i tęczowego potwierdziły dobre rezultaty tak wykonanych zabiegów (Grudniewska i inni 2009, 2010a, b, Siwicki 2010). Wzrost ryb po wykonanym szczepieniu był nieco słabszy niż w grupie kontrolnej, ale zdecydowanie lepszy, niż u ryb pochodzących od tarlaków z rzeki Pasłęki. Należy przypuszczać, że stres związany z drugim szczepieniem, wykonanym 6 dni przed rozpoczęciem doświadczenia, mógł wpłynąć na taki wynik. Ryby w tej grupie przez pierwszy miesiąc eksperymentu (październik, listopad) słabiej żerowały i pojawiły się większe śnięcia w porównaniu z pozostałymi wariantami, w których większą śmiertelność obserwowano na wiosnę (kwiecień, maj). Podobne wyniki uzyskano w badaniach własnych podczas szczepienia lipienia i pstrąga tęczowego (Grudniewska i inni 2009, 2010b). Pstrąg potokowy pochodzący od tarlaków z rzeki Pasłęki charakteryzował się najniższą przeżywalnością oraz wzrostem w porównaniu z pozostałymi grupami. Przeniesienie tych ryb w postaci wylęgu z naturalnych warunków do hodowli, a następnie podchów w plastikowych basenach mogło mieć wpływ na uzyskane wyniki. Większość autorów badających zależności pomiędzy rybami chowanymi w sztucznych i naturalnych warunkach sugeruje, że podchów może ujemnie wpływać na przeżywalność, behavior oraz fizjologię ryb (Jokikokko i inni 2006, Kennedy i Strange 1986). Należy przypuszczać, że ryby utrzymywane w warunkach obiektu hodowlanego od co najmniej trzech pokoleń są do pewnego stopnia udomowione i lepiej od ryb dzikich znoszą „manipulacje hodowlane”.

Wykonane zabiegi szczepienia narybku pstrąga potokowego miały dodatni wpływ na wzrost, przeżywalność i kondycję tak hodowanych ryb. Należy przypuszczać, że w swoisty sposób pobudzają one układ immunologiczny i zwiększają odporność organizmu ryby na ponowną infekcję wywołaną danym czynnikiem patogennym. Uzyskane wyniki sugerują, iż pstrągi z Rutek F i K są lepiej przystosowane do warunków hodowlanych niż pochodzące od dzikich tarlaków P, co będzie można sprawdzić korzystając z ich potomstwa – porównując czwarte pokolenie K z pierwszym F. Innym zagadnieniem jest zdolność przystosowawcza do warunków naturalnych materiału zarybieniowego uzyskanego od tarlaków udomowionych i dzikich. Dysponowanie odpowiednio licznym materiałem stworzy możliwość wiarygodnego porównania ich wartości.

PODZIĘKOWANIA

Dziękujemy Zarządowi Głównemu Polskiego Związku Wędkarskiego za częściowe finansowanie badań, a członkom Olsztyńskiego Klubu Pstrągarzy „Passaria” i Towarzystwu Miłośników Pasłęki za przekazany wylęg pstrąga potokowego i współpracę.

5. SUMMARY

Maintaining of biodiversity in brown trout stocking material reared in ponds needs craftsmanship, prophylaxis and preserving original genetic diversity in farmed brood stocks. The aim of the present research was to compare survival and growth in the progeny of farmed trout split into two groups: vaccinated against furunculosis F and control K. These fish were compared with wild trout progeny P. At the beginning the mean weight of experimental fish was uneven: in group P by 67% and in group F by 28,9% bigger than in group K. The duration of the experiment was 229 days. Vaccination had a positive effect on survival, growth and condition. The survival of 91,5%, 89% and 85% in group F, K and P, respectively, was observed (Tab. 1). The fish from group F had the best condition factor, however its specific growth rate (SGR) was lower than in group K (Tab. 1). In group P the lowest survival and SGR were observed (Tab. 1). Vaccination positive effects were proved by the high survival rate of treated fish. Progeny of farmed trout were better adapted to experimental conditions than the progeny of wild ones.

6. LITERATURA

- Antychowicz J. 2007. Choroby ryb śródlądowych. PWRiL, Warszawa, ss. 222.
- Augustyn L. 2002. Wpływ zarybień na strukturę populacji łownej pstrąga potokowego. *Komun. Ryb.*, 5, 4-7.
- Cierszko A., Dietrich G.J., Wojtczak M., Kuźmiński H., Dobosz S. 2007. Praktyczna metoda znieczulania pstrąga tęczowego. (W:) Pstrągarstwo – zagadnienia praktyczne. Red. Agroprofit Maciej Poczman J. *AllerAqua – materiały XXXII Krajowej Konferencji Szkolenia Hodowców Ryb Łososiowatych, Jastrzębia Góra 2007*, 55-63.
- Dębowski P. 1990. Ichtiofauna dorzecza górnej Pasłęki. *Rocz. Nauk. PZW* 3, 115-133.
- Evensen O. 2009. Development in fish vaccinology with focus on delivery methodologies, adjuvants and formulations. *Options Mediterraneennes* 86, 177-186.
- Fopp-Bayat D., Łuczyński M., Jankun M., Jankun M. 2010. Zarys genetyki populacyjnej pstrąga potokowego. (W:) Rola genetyki populacyjnej w zachowaniu bioróżnorodności ryb – materiały konferencji „Ichtiologiczna Bioróżnorodność Jezior”, Mrągowo 2010, 102-106.

- Goryczko K. 1993. How we are attempting to preserve endangered Salmonid species in Poland. *Fortschr. Fisch. wiss.*, 1, 39–41.
- Gould Ch. 2005. Profilaktyka w hodowli pstrąga. Materiały szkoleniowe Schering-Plough Animal Health. Puławy 15.10.2005.
- Grudniewska J., Siwicki A. K., Goryczko K., Dobosz S., Terach-Majewska E. 2009. Wybrane aspekty biotechniki chowu lipienia *Thymallus Thymallus* (L.) ze szczególnym uwzględnieniem nowych metod profilaktyki. Rozród, podchów, profilaktyka ryb łososiowatych i innych gatunków. Red. I. Zakeś Z., Wyd. IRS Olsztyn, 197–203.
- Grudniewska J., Terach-Majewska E., Głabski E., Dobosz S., Siwicki K. 2010a. Immunoprofilaktyka nieswoista i swoista u tarlaków pstrąga potokowego (*Salmo trutta m. fario*). Rozród, podchów, profilaktyka ryb rzadkich i chronionych oraz innych gatunków. Red. I. Zakeś Z., Wyd. IRS Olsztyn, 195–200.
- Grudniewska J., Dobosz S., Terach-Majewska E., Zalewski T., Siwicki A.K. 2010b. Ekonomiczny i zdrowotny wymiar stosowania szczepień przeciwko furunkulozie i jersiniozie w podchowcie pstrąga tęczowego. *Komun. Ryb.*, 1, 18–21.
- Gudding R., Lillehaug A., Evensen O. 1999. Recent developments in fish vaccinology. *Vet. Immunol. Immunopathol.*, 72, 203–212.
- Jokikokko E., Kallio-Nyberg I., Saloniemi I., Jutila E. 2006. The survival of semi-wild, wild and hatchery-reared Atlantic salmon smolts of the Simojoki River in the Baltic Sea. *J. Fish Biol.*, 68, 430–442.
- Kennedy G.J.A., Strange C.D. 1986. The effects of intra- and inter-specific competition on the survival and growth of stocked juvenile Atlantic salmon, *Salmo salar* L., and resident trout, *Salmo trutta* L., in an upland stream. *J. Fish Biol.*, 28, 479–489.
- Kozińska A. 2010. Bakteryjne choroby ryb hodowlanych – aktualne problemy. Choroby podlegające obowiązkowi zwalczania oraz inne choroby zagrażające hodowli – diagnostyka, profilaktyka, terapia. Red. I. Szweida W., Wyd. IRS, Olsztyn: 113–137.
- Penczak T. 1999. Impact of introduced brown trout on native fish communities in the Pilica River catchment (Poland). *Env. Biol. Fish.*, 54, 237–252.
- Press McL., Evensen O., Reitan L.J., Landsverk T. 1996. Retention of furunculosis vaccine components in Atlantic salmon, *Salmo salar* L., following different routes of administration. *J. Fish Dis.*, 19, 15–224.
- Santos Y., Garcia-Marquez S., Pereira P.G., Pazoz F., Riaza A., Silva R., El Morabit A., Ubeira F.M. 2005. Efficacy of furunculosis vaccines in turbot, *Scophthalmus maximus* (L.): evaluation of immersion, oral and injection delivery. *J. Fish Dis.*, 28, 165–172.
- Siwicki A.K., Morand M., Terech-Majewska, E Niemczuk W., Kazuń K., Głabski E. 1998. Influence of immunostimulants on the effectiveness of vaccines in fish: in vitro and in vivo study. *J. Appl. Ichthyol.*, 14, 225–227.
- Siwicki K.A., Morand M., Kazuń K., Keck N., Głabski E., Małaczewska J. 2002. Application of anti-stress products in aquaculture: influence of Propiscin on the effectiveness of anti - *Yersinia ruckeri* vaccine in rainbow trout *Oncorhynchus Mykiss* (Wal.). *Arch. Pol. Fish.*, 10, 143–152.
- Siwicki A.K., Baranowski P., Dobosz S., Kuźmiński H., Grudniewska J., Kazuń K., Głabski E., Kazuń B., Terech-Majewska E., Trapkowska S. 2004. Zastosowanie nowej generacji szczepionek podawanych per os w granulacie w profilaktyce

- furunkulozy i jersiniozy u ryb łososiowatych. Ochrona zdrowia ryb – aktualne problemy. Red. Studnicka M., Wyd. IRS Olsztyn, 117–122.
- Siwicki A.K., Terech-Majewska E., Grudniewska J., Kazuń K., Głabski E., Kazuń B., Majewicz-Zbikowska M., Szczucińska E. 2010. Ocena skuteczności szczepionek w immersji przeciwko jersiniozie u narybku pstrąga tęczowego (*Oncorhynchus mykiss*). Komun. Ryb., 5, 13–15.
- Witkowski A., Kotusz J., Przybylski M. 2009. Stopień zagrożenia słodkowodnej ichtiofauny Polski: czerwona lista minogów i ryb – stan 2009. Chrońmy Przyr. Ojcz., 65, 33–52.