



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

Instrukcja doradcza

nr 10/RK/2023

Produkcja materiału zarybieniowego

brzany, *Barbus barbus* (L.)

w akwakulturze w kontekście jakości

pozyskiwanych produktów płciowych



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

Instrukcja doradcza

Produkcja materiału zarybieniowego brzany, *Barbus barbus* (L.) w akwakulturze w kontekście jakości pozyskiwanych produktów płciowych

Autorzy:

Dr Justyna Sikorska

Prof. dr hab. Jacek Wolnicki

Dr hab. inż. Rafał Kamiński

Zakład Rybnictwa Stawowego, Instytut Rybnictwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza – Państwowy Instytut Badawczy



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

Spis treści

1. Wprowadzenie	4
2. Zarybiania i związane z nimi kontrowersje	4
3. Ikra – cechy i inkubacja	7
4. Zapłodnienie a zmienność genetyczna	11
5. Produkcja materiału zarybieniowego – larwy	12
6. Produkcja materiału zarybieniowego – ryby młodociane	15
7. Literatura	20



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

1. Wprowadzenie

Mniej więcej od połowy ubiegłego wieku w wielu krajach Europy zaczęto podejmować intensywne próby rozrodu brzany (*Barbus barbus*) i prowadzić zarybiania wzmacniające naturalne populacje tego gatunku materiałem pochodzącym z ośrodków zarybieniowych. Od lat 80. XX w. wzmożone prace na tym polu odbywały się w kilku krajach, m.in. w Belgii, Czechach i Wielkiej Brytanii (Philippart i in. 1989, Wheeler i Jordan 1990, Lusk 1996, Britton i Pegg 2011) i miały one na celu przeciwdziałanie zanikaniu brzany w środkowoeuropejskich rzekach.

W Polsce próby rozrodu brzany pozyskiwanej ze środowiska naturalnego, a niekiedy także dzikich tarlaków przetrzymywanych od jesieni przez zimę w stawach karpowych, również miały miejsce od lat 80. XX w. (Jakucewicz i in. 1989). Natomiast zainteresowanie podchowem wczesnych stadiów brzany w warunkach kontrolowanych nastąpiło dekadę później wraz z upowszechnianiem się systemów recyrkulacyjnych. To zainteresowanie utrzymuje się u nas do dzisiaj, podobnie zresztą jak w innych krajach środkowej Europy, co w znacznej mierze wynika z prowadzonych programów ochrony i restytucji tego gatunku. Ich podstawą są zarybiania wód otwartych młodocianymi osobnikami pochodzącymi z akwakultury (np. Philippart i in. 1989, Wheeler i Jordan 1990, Poncin i Philippart 2002). Działania te wymagają dobrego opanowania zarówno technik rozrodu brzany, jak i metod inkubacji ikry oraz podchowu larw i ryb młodocianych w warunkach kontrolowanych.

2. Zarybiania i związane z nimi kontrowersje

Zarybiania rzek są często przeprowadzane w celu uzupełniania dzikich populacji różnych gatunków ryb, które są nadmiernie eksploatowane lub ich liczebność drastycznie zmniejszyła się wskutek przekształceń środowiska i działalności człowieka. Do dzisiaj jednak nie jest do końca jasne, w jaki sposób wpływa to na różnorodność genetyczną populacji ryb. W głośnej pracy pt. „Is hatchery stocking a help or harm?”, która ukazała się na łamach pisma *Aquaculture* w 2010 r., jej autorzy mieli poważne zastrzeżenia co do



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

skuteczności i sensowności hodowli wspomagającej i programów zarybieniowych, wykazując ich negatywny wpływ na dzikie populacje ryb (Araki i Schmid 2010).

W Polsce intensywne próby rozrodu i produkcji materiału zarybieniowego brzany są prowadzone, aby przeciwdziałać niewystarczającej rekrutacji naturalnej tego gatunku, co wynika z postępującej degradacji środowiska naturalnego, przede wszystkim zabudowy rzek i ingerowania w ich koryto, niekiedy nadmiernej eksploatacji, a także zanieczyszczenia wód. Zarybienia wód otwartych prowadzi się młodocianymi osobnikami pochodzącymi z akwakultury, co – jak pisze Amirowicz (2012) – niestety w wielu przypadkach pozostaje zabiegiem czysto gospodarczym, gdyż samo sztuczne zwiększanie liczebności gatunku nie doprowadzi do odtworzenia populacji w silnie zmienionym siedlisku. Powodzenie zarybień i utworzenie stabilnych populacji brzany w dużej mierze będzie zależało także od odbudowy i ochrony naturalnych tarlisk tego gatunku.

Podstawą restytucji gatunków i wszelkich programów zarybieniowych powinno być najpierw przeprowadzenie analiz genetycznych, których wyniki pozwoliłyby ustalić poziom zmienności genetycznej restytuowanych populacji oraz zidentyfikowanie naturalnych populacji ryb, które mogłyby stanowić źródło osobników do stad tarłowych. Tak to się odbywa w naszym kraju w przypadku niektórych gatunków ryb łososiowatych, siejowatych czy certy (Kempter 2010, Popović i in. 2013, Fopp-Bayat i in. 2015, Kuciński i in. 2015), jednakże zupełnie inaczej są prowadzone zarybienia brzaną, gdzie ten ważny aspekt jest zupełnie pomijany. Większość gatunków objętych w Polsce monitoringiem genetycznym ma duże znaczenie gospodarcze, a dopiero od niedawna zaczęto zwracać większą uwagę na kwestie genetyczne w przypadku gatunków ryb o znaczeniu wyłącznie przyrodniczym i gatunków zagrożonych wyginięciem (Popović i in. 2013). Badaniom genetycznym powinny być poddawane zarówno naturalne populacje brzany, jak i utworzone stada podstawowe oraz ich potomstwo. Programy zarybieniowe oparte na metodach hodowli ryb w niewoli wiążą się bowiem z ryzykiem negatywnych zmian w puli genetycznej stad tarłowych, prowadzących do utarty zmienności genetycznej oraz spadku heterozygotyczności, przyczyniając się do depresji inbredowej (Kuciński i in.



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

2015). Obserwowane w warunkach hodowlanych niekorzystne efekty, takie jak niska efektywność rozrodu, niski wskaźnik wyklucia larw, słaba ich przeżywalność, niskie tempo wzrostu, liczne deformacje, występowanie osobników albinotycznych, a nawet słabe wykorzystanie paszy mogą być wynikiem depresji inbredowej (Kuciński i in. 2015). Wieloletnie niekontrolowane zarybiania takim jednorodnym materiałem mogą doprowadzić do znacznego zmniejszenia różnorodności genetycznej w naturalnych populacjach brzany.

Dodatkowym niebezpieczeństwem związanym z zarybieniami może być wprowadzanie do lokalnej puli genowej zupełnie obcych alleli, jeśli nie uwzględnia się pochodzenia ryb. Może to prowadzić do utraty unikalnych adaptacji posiadanych przez autochtoniczne populacje. A zatem zarybiania powinno się prowadzić w oparciu o materiał lokalny i pozyskiwać osobniki do stad tarłowych z wytypowanych na podstawie analiz genetycznych lokalnych populacji. W wyniku wieloletnich, niekontrolowanych praktyk zarybieniowych, a tak to wygląda obecnie, w przyszłości może dojść do utraty różnorodności genetycznej przez wiele naturalnych populacji brzany w Polsce.

W celu ograniczenia spadku polimorfizmu genetycznego zarybianej populacji, należy zadbać o odpowiednią liczbę tarlaków oraz o ich równomierny udział w rozrodzie. Minimalizację problemu krzyżowania się ze sobą osobników blisko spokrewnionych zapewniają odpowiednio liczne stada tarlaków, liczące powyżej 120 osobników (Wiśniewolski 2007). Programy hodowlane oparte na mniejszej liczbie tarlaków mogą prowadzić do otrzymania potomstwa słabego pod względem cech przystosowawczych. W takim wypadku, jeśli nie ma innej możliwości, warto rozpatrzyć wzmocnienie populacji bardziej odległymi genetycznie samcami z innego dorzecza.

W przypadku stad podstawowych utrzymywanych latami w ośrodkach zarybieniowych szczególnie niekorzystny jest tzw. chów wsobny (inbred), prowadzący często do poważnych wad genetycznych. Z jednej strony jest to jedna z metod hodowlanych, powodująca wzrost homozygotyczności potomstwa oraz wyodrębnienie genetycznie zróżnicowanych linii hodowlanych, z drugiej jednak strony zanika wtedy zmienność genetyczna. Zwłaszcza dysponowanie małą liczbą osobników rodzicielskich



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

proceeds to a high inbreeding coefficient. A negative consequence of increased homozygosity is inbreeding depression, which can manifest itself as a decrease in fertility, lower resistance to diseases, phenotypic abnormalities (e.g. decrease in size and body mass, weaker bones), increased sensitivity to unfavorable environmental conditions, occurrence of developmental defects and genetic diseases, and a decrease in survival.

Inbreeding also occurs in natural populations – it is usually the result of a reduction in the area of occurrence of animals or fragmentation of larger populations into smaller, isolated ones. Inbreeding in nature is not a beneficial phenomenon – it often leads to the exposure of deleterious recessive alleles and a decrease in genetic diversity of the population as a result of accelerated genetic drift. In recent years, as a result of human economic activity, this phenomenon has increasingly affected the populations of many animal species, occurring in isolated areas.

Conservation of the species is possible not only through the protection of small local populations, but above all through the reduction of inbreeding and an increase in biodiversity within the species (Kempter 2010).

3. Ikra – cechy i inkubacja

Low and variable egg quality is a problem that affects the fishing industry worldwide. Egg quality depends on many factors, e.g. the age of the female, her origin and the conditions of rearing (e.g. temperature, light, diet, water quality, stress). Usually, the highest quality eggs are obtained from wild females, but the survival of wild females during controlled reproduction is often low.

One of the biggest problems during egg collection from females kept in controlled conditions is the occurrence of gonads with sclerites, fragments of fat or membranes, which is most often observed in the case of females that are first-time or improperly prepared for spawning, for example, those that are overfed. The presence of sclerites makes egg collection difficult.



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

ikry i zwykle ma negatywny wpływ na zapłodnienie ikry i efekty inkubacji, dlatego należy je usuwać.

Niezapłodniona ikra dobrej jakości powinna być barwy bursztynowej (żółtawej), kulista i połyskująca (fot. 1). Jeśli ikra jest biała, pomarszczona i niekształtna, a płyn owaryjny mętny, oznacza to, że pozyskane jaja są złej jakości i nie nadają się do zapłodnienia. Ikra brzany jest bardzo słabo kleista i nie wymaga typowego rozklejania – po zapłodnieniu wystarczy ją kilka razy przepłukać wodą (Jakucewicz i Jakubowski 1990). Jeżeli występuje nadmiar płynu owaryjnego, należy go zlać z nad ikry przed zaplemnieniem, gdyż może on utrudniać zapłodnienie (Nowosad i in. 2021).



Fot. 1. Ikra brzany przed napęcznieniem.

W polskich wylęgarniach do zaplemnienia 1 litra ikry stosuje się 5-10 ml nasienia pozyskanego od kilku samców. Gamety należy najpierw połączyć delikatnie na sucho, a



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

po lekkim wymieszaniu zalać wodą o temperaturze 20°C i objętości zbliżonej do objętości ikry, po czym mieszać przez 40 sekund. Następnie dodaje się kolejną porcję wody i znowu miesza, po czym nadmiar wody trzeba zlać, wymienić na 2-3 l świeżej wody i ponownie mieszać. Taki cykl wymiany wody i mieszania należy powtórzyć jeszcze minimum 3 razy po 5 minut (Nowosad i Kucharczyk 2014).

Warto zdawać sobie sprawę, że dobór ryb do rozrodu na podstawie specyficznych fenotypów i powszechna w polskich wylęgarniach praktyka zapładniania ikry mieszaniną mleczka pozyskanego od kilku samców prowadzi do selekcji ryb o genotypach, które słabiej sobie radzą w warunkach naturalnych (Kuciński i in. 2015). Więcej informacji na ten temat znajduje się w kolejnym rozdziale.

Przed napęcznieniem ikra brzany ma średnicę 1,8-2,1 mm (Dvořák 1982, Krupka 1985, Jakucewicz i Jakubowski 1990). W jednym litrze mieści się wtedy 145-149 tysięcy jaj, czyli na kilogram ikry przypada średnio $175\ 000 \pm 15\ 000$ ziaren ikry. Nowosad i in. (2021) podają, że w jednym gramie ikry znajduje się od 105 do 144 jaj. Zapłodnione jaja szybko pęcznieją. W temperaturze 18-22°C proces ten kończy się już po 20 minutach od zapłodnienia. W niższych temperaturach trwa do 60 minut (Ługowska i Witeska 2018). Po napęcznieniu jaja mają średnicę od 2,9 do 3,0 mm i charakteryzują się bardzo małą przestrzenią okołozółtkową (Korwin-Kossakowski i in. 1998). Po napęcznieniu w jednym litrze ikry znajduje się około 85 tysięcy jaj.

Ikry brzany inkubuje się w aparatach o pionowym przepływie wody (w słojach Weissa lub McDonalda), które napełnia się ikrą do 1/3 objętości. Przepływ wody w słojach powinien wynosić $1,5-2,0\ \text{l min}^{-1}$ (Jakucewicz i Jakubowski 1990, Nowosad i Kucharczyk 2014) lub nawet $3-4\ \text{l min}^{-1}$ (Mamcarz i Targońska 2008) – ważne, aby ikra była cały czas delikatnie mieszana, a że jest ona wyraźnie cięższa niż u innych karpiokształtnych, stąd potrzebne większe przepływy wody. W początkowym okresie rozwoju ikra brzany jest bardzo wrażliwa na wstrząsy. Do inkubacji mniejszych ilości ikry można używać małych aparatów inkubacyjnych, podobnych kształtem do słoików Weissa, ale o pojemności 300-500 ml. Rozwijające się zarodki brzany tolerują temperaturę w zakresie od 16,0°C do 20,5°C (Peñaz 1973), jednak optymalna



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

temperatura do inkubacji ikry tego gatunku wynosi 18-20°C. W takich warunkach rozwój zarodkowy trwa 5-6 dób (Jakucewicz i in. 1989, Jakucewicz i Jakubowski 1990, Nowosad i Kucharczyk 2014). Według Philipparta i in. (1989) inkubacja ikry brzany wymaga 82-105°D, a według Kamińskiego i in. (2012a) – 105-106°D.

W trakcie inkubacji ikry brzany bardzo często dochodzi do nagłego masowego obumierania rozwijających się jaj. Ma to miejsce po upływie co najmniej jednej doby inkubacji, lecz zazwyczaj jest dostrzegane dopiero w trzeciej lub czwartej dobie, kiedy bardzo szybko zaczyna przybywać martwych zbiełałych jaj. Końcowym efektem jest znikoma przeżywalność zarodków. Przyczyny tego zjawiska, pojawiającego się w każdym ośrodku przeprowadzającym rozród brzany, nie są jasne. Wiadomo na pewno, że masowe obumieranie ikry brzany nie może być wyjaśnione niewłaściwą jakością wody w aparatach inkubacyjnych czy jej nagłym pogorszeniem w trakcie inkubacji. Fakt powtarzania się takich niepowodzeń w różnych, w żaden sposób nie powiązanych ze sobą wylęgarniach sugeruje, że przyczyny należałoby poszukiwać na gruncie genetycznym – w nieodpowiedniej jakości produktów płciowych, pozyskiwanych od osobników stada rodzicielskiego. Jest bowiem bardzo prawdopodobne, że wszystkie krajowe stada brzany składają się z osobników ze sobą spokrewnionych, przy czym zupełnie nie wiadomo jak bardzo. Zbyt bliskie pokrewieństwo rodziców nie może nie mieć wpływu na jakość produktów płciowych, ani na jakość potomstwa. Warto zdawać sobie sprawę, że nawet dzięki osobniki brzany, złowione w celu wykorzystania do kontrolowanego rozrodu w wylęgarni, też mogą być blisko ze sobą spokrewnione, gdyż rzeczne stada tej ryby od wielu lat były tworzone lub wspomagane przez zarybienia młodymi osobnikami z akwakultury.

Dodatkowe zalecenia w czasie inkubacji ikry brzany:

- inkubacja ikry powinna się odbywać w zacienionym środowisku, gdyż intensywne oświetlenie działa szkodliwie na rozwój zarodków. Ikra brzany może się rozwijać nawet w ciemności (Mamcarz i Targońska 2008);
- należy bezzwłocznie usuwać martwą ikrę z aparatów inkubacyjnych, aby ograniczyć ryzyko rozwoju pleśni;



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

- należy zadbać o jednolity i właściwy przepływ wody – nierównomierny przepływ wody może powodować lokalne niedobory tlenu i obumieranie ikry w miejscach, gdzie nie ma dostatecznego przepływu i równomiernego mieszania jaj;
- zaleca się uprzednie napowietrzanie wody wykorzystywanej do inkubacji ikry (zwłaszcza pochodzącej ze studni głębinowej) w celu jej odgazowania (zbyt wysoki poziom azotu w wodzie doprowadzi do dużej śmiertelności zarodków).

4. Zapłodnienie a zmienność genetyczna

W polskich wylęgarniach powszechnie stosuje się metodę sztucznego rozrodu ryb opartą na zapłodnieniu porcji ikry zmieszonym nasieniem uzyskanym od kilku samców. W zamyśle ma to na celu uzyskanie większej zmienności genetycznej i jak najlepszego efektu zapłodnienia poprzez niwelowanie niskiej jakości nasienia niektórych samców. Jednak, jak podaje Ciereszko (2014), udział poszczególnych samców w zapłodnieniu nie jest jednakowy i może wynosić od 1% do 76%, a więc stosowanie tej metody może doprowadzić do szybkiego spadku zmienności genetycznej. Podłożem tego zjawiska jest fakt niejednakowej ruchliwości plemników. Z powyższych powodów, w wylęgarniach ukierunkowanych na zarybiania wspomagające dzikie populacje ryb, zapłodnienie należy przeprowadzać dobierając tarlaki w oparciu o przemyślany plan kojarzeń, najlepiej na podstawie wcześniejszej analizy genetycznej. Jeśli chodzi o brzanę, to takie rekomendacje jak dotąd nie zostały wdrożone do praktyki wylęgarniczej, w przeciwieństwie na przykład do certy (Kempter 2010). Zapewne przyczyną tego stanu są stosunkowo wysokie koszty badań zmienności genetycznej osobników rodzicielskich.

W takiej sytuacji może warto rozpatrzyć inną metodę zapładniania, mając na celu zapobieganie zmniejszaniu puli genów w populacji i jednocześnie utrzymanie linii hodowlanych. Jest to metoda krzyżowania osobników stosowana we francuskich ośrodkach wylęgarniczych, w której ikrę od poszczególnych samic dzieli się na mniejsze porcje, a każda z nich zapładniana jest mleczem od innego samca. Nie miesza się natomiast mleczka różnych samców. Taki schemat zapładniania ikry jest oczywiście bardziej skomplikowany i znacznie bardziej czasochłonny, daje jednak pewność



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

zachowania zmienności genetycznej w populacji (Ciereszko 2014), czego nie gwarantuje metoda mieszania nasienia od wielu samców, tak powszechnie stosowana w polskich wylęgarniach.

5. Produkcja materiału zarybieniowego – larwy

Larwy brzany tuż po wykluciu należy przenieść do podchowalników, które powinny być zacienione – światło powoduje, że larwy stają się niespokojne i w dużym zagęszczeniu gromadzą się w rogach zbiornika (fototaksja ujemna), co może doprowadzić do ich zwiększonej śmiertelności wskutek niedoboru tlenu w wodzie. W porównaniu z innymi gatunkami ryb karpiokształtnych świeżo wyklute larwy brzany są duże – w zależności od wielkości samicy mają 8-12 mm długości i 8-11 mg masy ciała (Poncin i Philippart 2002, Policar i in. 2010), charakteryzują się też bardzo dużym pęcherzykiem żółtkowym i nie posiadają pigmentu w oczach (Jakucewicz i in. 1989). Pigmentacja oczu pojawia się dopiero w drugim/trzecim dniu po wykluciu. W okresie resorpcji pęcherzyka żółtkowego zaleca się utrzymywanie temperatury wody na poziomie 21°C.

Pod względem technologicznym wychów materiału zarybieniowego brzany nie jest szczególnie trudny. Do podchowu brzany w okresie larwalnym najlepiej nadają się nieduże zbiorniki o kształtach umożliwiających cyrkulację wody (okrągłe lub kwadratowe) i głębokości do 0,5 m, podłączone do systemu recyrkulacyjnego. Preferowany jest kolor jasnoszary lub jasnozielony, zapewniający dobrą widoczność larw oraz osadów gromadzących się na dnie zbiornika w wyniku karmienia. Wszystkie zanieczyszczenia należy regularnie usuwać za pomocą wężyka zakończonych sztywną rurką.

W warunkach kontrolowanych larwy brzany zaczynają żerować po 6-7 dniach od wyklucia i od tego momentu należy stopniowo podnosić temperaturę wody (fot. 2). Ryby karpiokształtne w larwalnym okresie życia charakteryzują się wyraźną ciepłolubnością (Wolnicki 2005), a brzana nie jest tu żadnym wyjątkiem. Temperatura optymalna dla wzrostu larw tego gatunku wynosi około 26°C (Kamiński i in. 2012b, 2013), ale

Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

optymalne temperatury podchowu larw brzany mieszczą się w zakresie 21-25°C (Kamiński i in. 2010, Kamler i in. 2012). Stosunkowo szybki wzrost larw obserwuje się nawet w temperaturze 18-20°C, a latem taką temperaturę w systemach z recyrkulacją wody łatwo jest uzyskać nawet w nieogrzewanych pomieszczeniach zamkniętych. W temperaturze poniżej 14°C wzrost larw ulega całkowitemu zahamowaniu. Z kolei górna temperatura letalna dla brzany aklimowanej w 16-20°C mieści się w zakresie 29,7-30,3°C (Mitteilung 1980).



Fot. 2. Wylęg żerujący brzany.

W temperaturze 25°C zagęszczenie larw brzany w zakresie 2,5-6,25 osobn./l nie wpływa na ich przeżywalność, stopień zaawansowania rozwojowego ani na podstawowe parametry podchowu (Biłas i in. 2012). Podobne wyniki uzyskali także Żarski i in. (2011) u larw podchowiwanych przez trzy tygodnie w zagęszczeniach z zakresu 20-200 osobn./l. W pracach doświadczalnych najczęściej stosowano zagęszczenia larw rzędu 40-



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

75 osobn./l (Kujawa 2004, Woźniak i Kamiński 2014). Dla praktyki można rekomendować wartości zagęszczenia od 50 do 100 osobn./l w zależności od wielkości larw.

Większość gatunków ryb karpiokształtnych uchodzi za trudny obiekt podchowu w warunkach kontrolowanych z użyciem pasz startowych. Brzana jest tu jednym z nielicznych wyjątków – charakteryzuje się wysoką przeżywalnością i zadowalającym tempem wzrostu nawet w podchowcie na paszach przemysłowych stosowanych od początku odżywiania egzogennego (Wolnicki 1997, 2005, Policar i in. 2011). Pomimo tego, pierwszym pokarmem egzogennym dla larw tego gatunku zdecydowanie powinny być świeżo wyklute naupliusy solowca (*Artemia* sp.), które dopiero po 5-10 dniach lub później warto zastąpić odpowiednią paszą (Wolnicki i Górny 1995, Wolnicki 2005, Woźniak i Kamiński 2014, Nowosad i Kucharczyk 2014). Na dłuższą metę larwy solowca też nie są idealnym pokarmem dla brzany, ponieważ praktycznie nie zawierają wielonienasyconych kwasów tłuszczowych, takich jak EPA czy DHA (Prusińska i in. 2020). Dalsze żywienie larw można oprzeć na powszechnie dostępnych paszach komercyjnych dla ryb karpiowatych lub łososiowatych. Larwy karmi się ad libitum, czyli do woli. Najlepiej robić to w odstępach nie dłuższych niż 3 godziny i przynajmniej przez 12 godzin w ciągu doby (najlepiej 15-18 h). Larw nie należy jednak przekarmiać, gdyż zdarzają się przypadki śnięć wywołane przejedzeniem. Przy długości całkowitej 20-30 mm brzana przechodzi metamorfozę i wchodzi w okres młodociany (Krupka 1985, Żarski i in. 2011, Biłas i in. 2012). Fotoperiod w czasie podchowu larw powinien być dostosowany do dobowego okresu karmienia, czyli 14L:10D przy żywieniu przez 12 h w ciągu doby albo 16L:8D przy żywieniu przez 15 h.

Jednym z ważnych aspektów podchowu larw brzany jest utrzymanie w czystości basenów podchowowych i wykorzystywanego sprzętu. Na początku podchowu warstwa osadów z resztek paszy lub artemii i strawionego pokarmu może zbierać się na całej powierzchni dna basenów. Należy zwrócić szczególną uwagę na dokładne usuwanie z dna resztek pokarmu (paszy, solowca), odchodów i martwych larw za pomocą tzw.



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchow ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

lewarów, czyli węży z usztywnioną szerszą końcówką do zbierania osadów. Potrzebne też będą szczotki do czyszczenia siatek zabezpieczających odpływy wody z basenów.

6. Produkcja materiału zarybieniowego – ryby młodociane

Do podchowu młodocianej brzany (fot. 3 i 4) można wykorzystywać zarówno okrągłe, jak i prostokątne baseny, najlepiej o objętości 200-1000 l i głębokości 0,5-1,0 m. Optymalna średnica (długość boku basenu) mieści się w zakresie 1-2 m. Ryby z powodzeniem mogą być również utrzymywane w wydłużonych basenach w kształcie koryta, gdyż doskonale pobierają zadawaną paszę, a ilość osadów jest wówczas znacznie mniejsza niż przy podchowie larw. U ryb młodocianych na ogół stosuje się fotoperiod 12L:12D lub 13L:11D i zagęszczenia od 2,5 do 6 osobn./l (Wolnicki 1997, 2005, Policar i in. 2007, 2011). Jedynie na początku podchowu, przy wielkości ryb rzędu 0,2-0,3 g, maksymalne zagęszczenie obsady może wynosić 20 osobn./l. Natomiast dla ryb o masie ciała od 0,5 g do 2 g zagęszczenia nie powinny być większe niż 5-6 osobn./l.

Po metamorfozie w znacznym stopniu zanika płochliwość ryb, które chętnie podpływają w kierunku ludzi. Brzana może być żywiona zarówno ręcznie, jak i za pomocą różnego rodzaju karmników. W okresie młodocianym stosuje się wyłącznie pasze przemysłowe. Po rozpoczęciu żywienia paszą rozpoczyna się okres bardzo intensywnego wzrostu ryb. Zalecane dawki pokarmowe paszy przedstawiono w tabeli 1. Dobowa dawka paszy powinna być dostosowywana do wielkości ryb oraz temperatury wody.

Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**



Fot. 3. Młodociane osobniki brzany.

Tabela 1. Zalecane dzienne dawki paszy w podchowcie młodocianej brzany w zależności od temperatury wody

Temperatura (°C)	Zalecana dzienna dawka paszy (% biomasy)
20-23	3,0-3,5
23-25	3,5-4,5

Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**



Fot. 4. Materiał zarybieniowy brzana o masie ciała kilku gramów.

Nie zaleca się zbyt intensywnego stosowania pasz, gdyż przekarmianie ryb prowadzi do spadku jakości biologicznej, nadmiernego otłuszczenia ciała i narządów wewnętrznych oraz deformacji, głównie skrzywień kręgosłupa (Wolnicki 2005). Brzana na tle innych gatunków ryb karpiowatych i innych karpiokształtnych stosunkowo dobrze radzi sobie z trawieniem pasz i przyswajaniem niezbędnych składników pokarmowych, jest też raczej mało podatna na deformacje ciała powstałe w skutek zbyt intensywnego żywienia paszami. Wielkość granul paszy powinna być korygowana w miarę wzrostu ryb (tab. 2).

Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

Tabela 2. Zalecana granulacja paszy dostosowana do wielkości narybku brzany.

Masa ciała ryb (g)	Granulacja paszy (mm)
0,5-1,5	0,5-1,0
1,5-5,0	1,0-1,5
5-15	1,5-2,0

Wymagania brzany pod względem parametrów jakościowych wody nie odbiegają zasadniczo od innych gatunków ryb słodkowodnych wychowywanych w RAS. Zwykle w podchowie ryb młodocianych stosuje się temperatury z zakresu 20-23 °C. Jako gatunek typowo reofilny brzana wymaga natlenienia wody na poziomie powyżej 60% nasycenia. W temperaturze 20 °C letalne dobowe stężenie tlenu dla tego gatunku to 2,1 mg/l, co odpowiada nasyceniu ok. 23 % (Mitteilung 1980).

Kluczowe parametry jakości wody muszą być regularnie monitorowane. Jest to szczególnie istotne w warunkach intensywnego chowu. Przy wysokich zagęszczeniach obsady i intensywnym żywieniu ryb w wysokiej temperaturze wody, zmiany jej jakości mogą następować bardzo szybko. Przynajmniej raz dziennie należy kontrolować temperaturę wody i jej nasycenie tlenem. Pozostałe istotne parametry jakości wody, w tym zawartość amoniaku i azotynów oraz odczyn wody, nie ulegają aż tak gwałtownym zmianom, wobec czego ich zawartość w wodzie można badać co kilka dni. Generalnie wartość amoniaku nie powinna przekraczać 0,05 mg/l, przy czym jego krytyczna wartość wynosi 0,3 mg/l. Z kolei maksymalna zawartość azotynów nie powinna przekraczać 0,2 mg/l, a najlepiej by wynosiła poniżej 0,05 mg/l. Wyższe stężenia azotynów utleniają we krwi hemoglobinę do methemoglobiny, która nie ma zdolności do transportowania tlenu. Aby zredukować nadmierną koncentrację szkodliwych związków azotowych w wodzie, zwłaszcza stężenie amoniaku, należy zwiększyć dopływ świeżej wody do systemu, ograniczyć lub nawet wstrzymać karmienie ryb albo zredukować zagęszczenie obsad. W



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **0002-6521.2-OR140003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

przypadku wstrzymania żywienia ryb warto jednocześnie obniżyć nieco temperaturę wody. Optymalny dla brzozy odczyn wody mieści się w zakresie 6,5-8,5 pH.



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

7. Literatura

- Amirowicz A. 2012 – Brzana *Barbus barbus* (Linnaeus, 1758) – W: M. Makomaska-Juchiewicz, P. Baran (red.) – Monitoring gatunków zwierząt. Przewodnik metodyczny. Cz. III., GIOŚ Warszawa: 147-159.
- Araki H., Schmid C. 2010 – Is hatchery stocking a help or harm? Evidence, limitations and future directions in ecological and genetic surveys – *Aquaculture* 308: 2-11.
- Biłas M., Żarski D., Palińska K., Wiszniewska K., Kupren K., Targońska K., Krejszeff S., Furgała-Selezniow G., Kucharczyk D. 2012 – Effect of stocking density in relationship to bottom areas on the growth and survival of common barbel *Barbus barbus* (L.) larvae – *Pol. J. Nat. Sci.* 27: 315-325.
- Britton J.R., Pegg J. 2011 – Ecology of European barbel *Barbus barbus*: Implications for river, fishery and conservation management – *Rev. Fish. Sci.* 19: 321-330.
- Ciereszko A. 2014 – Kontrowersje związane z wpływem zarybiania na naturalne populacje ryb – W: Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalska (red.) – Wylęgarnictwo organizmów wodnych a bioróżnorodność, Wydawnictwo IRS, Olsztyn: 27-40.
- Dvořák J. 1982 – Umělý výtěr a odchov parmy – *Rybářství* 3: 53-54.
- Fopp-Bayat D, Kuciński M., Łaczyńska B., Liszewski T., Szczepkowski M. 2015 – Charakterystyka genetyczna wybranych stad tarłowych siei jeziorowej (*Coregonus lavaretus*) pochodzących z obiektów akwakultury – W: Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalska (red.) – Podchowy organizmów wodnych – osiągnięcia, wyzwania, perspektywy. Wydawnictwo IRS, Olsztyn: 325-332.
- Jakućewicz H., Jakubowski H. 1990 – Wskazania praktyczne do przeprowadzenia kontrolowanego rozrodu i podchowu materiału zarybieniowego ryb rzecznych: jazia, bolenia, klenia i brzany – Komórka Informacyjno-Wdrożeniowa, Zarząd Główny PZW, Warszawa, 1-6.
- Jakućewicz H., Jakubowski H., Girsztowtt Z. 1989 – Próby rozrodu i podchowu ryb z rzek nizinnych - jazia, brzany, klenia i bolenia – *Gosp. Ryb.* 41: 20-22.



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

- Kamiński R., Kamler E., Wolnicki J. 2010 – Condition, growth and food conversion in barbel juveniles under different temperature/diet combinations – J. Therm. Biol. 35: 422-427.
- Kamiński R., Korwin-Kossakowski M., Wolnicki J. 2012a – Effects of photothermal manipulations on the artificial reproduction of barbel, *Barbus barbus* (Actinopterygii: Cypriniformes: Cyprinidae): A pilot study – Acta Ichthyol. Piscat. 42: 329-333.
- Kamiński R., Wolnicki J., Sikorska J. 2012b – Temperatura optymalna dla wzrostu larw brzany – W: Z. Zakęś i in. (red.) Wylęgarnictwo organizmów wodnych – osiągnięcia, wyzwania i perspektywy. Wyd. IRS, Olsztyn: 169-172.
- Kamiński R., Wolnicki J., Sikorska J., Garcia V. 2013 – Effects of temperature on growth, survival and body composition in larvae of barbel, *Barbus barbus* (L.) – Aquacult. Int. 21: 829-841.
- Kamler E., Kamiński R., Wolnicki J., Sikorska J., Wałowski J. 2012 – Effects of diet and temperature on condition, proximate composition and three major macro elements, Ca, P and Mg, in barbel *Barbus barbus* juveniles – Rev. Fish Biol. Fish. 22: 767-777.
- Kempton J. 2010 – Zmienność genetyczna wybranych populacji certy *Vimba vimba* (L.) na podstawie analizy molekularnej genu cytochromu B w aspekcie ochrony gatunku – rozprawa habilitacyjna, ZUT, Szczecin, 77 ss.
- Korwin-Kossakowski M., Wolnicki J., Kamiński R., Myszkowski L. 1998 – Inkubacja ikry brzany *Barbus barbus* (L.) – rzadkość w polskich wylęgarniach – Komun. Ryb. 5: 1-3.
- Krupka I. 1985 – Umelé rozmnoženie a odchov plôdika mreny obyčajnej (*Barbus barbus* (Linnaeus 1758)) – Práce Lab. Rybár. Hydrobiol. (Bratislava) 5: 173-197.
- Kuciński M., Fopp-Bayat D., Liszewski T., Svinger V., Lebeda I., Kolman R., Łączyńska B. 2015 – Analiza genetyczna stad tarłowych głowacicy (*Hucho hucho*) z Polski, Niemiec, Słowacji i Ukrainy przy zastosowaniu wybranych markerów mikrosatelitarnego DNA – W: Z. Zakęś, K. Demśka-Zakęś, A. Kowalska (red.) –



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

Podchowy organizmów wodnych – osiągnięcia, wyzwania, perspektywy.
Wydawnictwo IRS, Olsztyn: 313-324.

Kujawa R. 2004 – Biologiczne podstawy podchowu larw reofilnych ryb karpowatych w warunkach kontrolowanych – Rozprawy i Monografie 88, Wyd. UWM, Olsztyn: 7-78.

Lusk S. 1996 – Development and Status of Populations of *Barbus barbus* in the Waters of the Czech Republic – Folia Zool. 45: 39-46.

Ługowska K, Witeska M. 2018 – The effect of temperature on early development of barbel *Barbus barbus* (L.) – Aquacult. Res. 49: 2495-2502.

Mamcarz A., Targońska K. 2008 – Wybrane aspekty rozrodu karpowatych ryb reofilnych w warunkach kontrolowanych – Mercurius, Olsztyn, 120 ss.

Mitteilung K. 1980 – La tolérance à la temperature et au deficit en oxygène chez le Barbeau (*Barbus barbus* L.) et d'autres espèces provenant des zones piscicoles voisines – Arch. Hydrobiol. 88: 250-261.

Nowosad J. Kucharczyk D. 2014 – Kontrolowany rozród i podchów larw brzany - poradnik hodowcy – Wyd. UWM, Olsztyn, 39 ss.

Nowosad J., Kucharczyk D., Sikora M., Kupren K. 2021 – Optimization of barbel (*Barbus barbus* L.) fertilization and effects of ovarian fluid when there are controlled conditions for gamete activations – Anim. Reprod. Sci. 224: 106652.

Peňaz M. 1973 – Embryonic development of the barb (*Barbus barbus* L.) – Zoologické Listy, 22: 363-374.

Philippart J.C. Melard C., Poncin P. 1989 – Intensive culture of the common barbel, *Barbus barbus* (L.) for restocking – W: De Pauw N., Jaspers E., Ackefors H., Wilkins N. (Eds), Aquaculture – a biotechnology in progress, EAS, Bredene, Belgium, ss. 483-491.

Polícar T., Kozák P., Hamáčková J., Lepičová A., Musil J., Kouřil J. 2007 – Effects of short time *Artemia* spp. feeding in larvae and different rearing environments in juveniles of common barbel on their growth and survival under intensive controlled conditions – Aquat. Living Resour. 20: 175-183.



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

- Policar T., Podhorec P., Stejskal V., Hamáčková J., Alavi S.M.H. 2010 – Fertilization and hatching rates and larval performance in captive common barbel (*B. barbus* L.) throughout the spawning season – J. Appl. Ichthyol. 26: 812-815.
- Policar T., Podhorec P., Stejskal V., Kozák P., Švinger V., Alavi S.M.H. 2011 – Growth and survival rates, puberty and fecundity in captive common barbel (*Barbus barbus* L.) under controlled conditions – Czech J. Anim. Sci. 56: 433-442.
- Poncin P., Philippart J.C. 2002 – The role of aquaculture in fish conservation: a case study of *Barbus barbus* in Belgium – W: M. Collares-Pereira, I.G. Cowx, M.M. Coelho (Eds) – Conservation of freshwater fishes. Fishing News Books, Blackwell Science, Oxford, UK: 402-413.
- Popović D., Ciepilska M., Grudniewska J., Węgleński P., Stanković A. 2013 – Ocena zmienności genetycznej hodowlanego stada lipienia europejskiego (*Thymallus thymallus*) – zastosowanie praktyczne – W: Z. Zakeś, K. Demska-Zakeś, A. Kowalska (red.) – Innowacje w wylęgarnictwie organizmów wodnych, Wydawnictwo IRS, Olsztyn: 97-101.
- Prusińska M., Nowosad J., Jarmołowicz S., Mikiewicz M., Duda A., Wiszniewski G., Sikora M., Biegaj M., Samselska A., Arciuch-Rutkowska M. 2020 – Effect of feeding barbel larvae (*Barbus barbus* (L, 1758)) *Artemia* sp. nauplii enriched with PUFAs on their growth and survival rate, blood composition, alimentary tract histological structure and body chemical composition – Aquacult. Rep. 18: 100492.
- Wheeler A., Jordan D.R. 1990 – The status of the barbel, *Barbus barbus* (L.) (Teleostei, Cyprinidae), in the United Kingdom – J. Fish Biol. 37: 393-399.
- Wiśniewolski W. 2007 – Certa – występowanie, znaczenie, zarys restytucji – Komun. Ryb. 1: 10-15.
- Wolnicki J. 1997 – Intensywny podchów larwalnych i młodocianych stadiów brzozy *Barbus barbus* (L.) na suchych dietach komercyjnych – Rocz. Nauk. Pol. Zw. Wędk. 10: 7-14.
- Wolnicki J. 2005 – Intensywny podchów wczesnych stadiów ryb karpowatych w warunkach kontrolowanych – Arch. Pol. Fish. 13: 5-75.



Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

Wolnicki J., Górny W. 1993 – Temperatura optymalna dla wzrostu młodocianego bolenia oraz brzany – Komun. Ryb. 2: 9-10.

Wolnicki J., Górny W. 1995 – Survival and growth of larval and juvenile barbel, *Barbus barbus* L., reared under controlled conditions – Aquaculture 129: 258-259.

Wolnicki J., Myszkowski L. 1998 – Możliwości wychowu stada podstawowego brzany *Barbus barbus* (L.) w warunkach kontrolowanych – W: H. Jakucewicz, R. Wojda (red.) – Karpowate Ryby Reofilne, Wydawnictwo PZW, Warszawa: 31-35.

Woźniak J., Kamiński R. 2014 – Przegląd metod podchowu brzany *Barbus barbus* (L.) w larwalnym i młodocianym okresie życia w warunkach kontrolowanych – Komun. Ryb. 6: 15-19.

Żarski D., Kupren K., Targońska K., Krejszeff S., Furgała-Selezniow G., Kucharczyk D. 2011 – The effect of initial larval stocking density on growth and survival in common barbel *Barbus barbus* (L.) – J. Appl. Ichthyol. 27: 1155-1158.