

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.

SZKOLENIE NR 7

Innowacyjne metody kontrolowanego rozradzania ryb karpiowatych



Organizator
Zakład Rybnictwa Stawowego
Instytutu Rybnictwa
Śródlądowego
im. Stanisława Sakowicza

Olsztyn, dnia 25.05.2023 r.



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.	Metody rozrodu ryb karpiokształtnych w warunkach kontrolowanych	3
1.1.	Wprowadzenie	3
1.2.	Tarlaki – jakość, pochodzenie i przygotowanie do rozrodu	6
1.3.	Znieczulanie ryb	8
1.4.	Odlów tarlaków i ich transport do wylęgarni	10
1.5.	Rozpoznawanie płci i selekcja tarlaków do rozrodu	11
1.6.	Fototermiczna stymulacja końcowego etapu dojrzewania	12
1.7.	Ocena dojrzałości oocytów	14
1.8.	Stymulacja hormonalna	15
1.8.1.	<i>Stymulacja spermacji</i>	16
1.8.2.	<i>Stymulacja owulacji</i>	17
1.9.	Pobieranie produktów płciowych	19
1.10.	Zapłodnienie ikry i jej przygotowanie do inkubacji	22
2.	Inkubacja ikry ryb karpiokształtnych w warunkach kontrolowanych	25
2.1.	Inkubacja ikry i postępowanie z wyklutymi larwami	25
3.	Kontrolowany podchów wylęgu ryb karpiokształtnych	30
3.1.	Wprowadzenie – ryby karpiokształtne czyli właściwie jakie?	30
3.2.	Czym jest wylęg i dlaczego warto go podchowować?	31
3.3.	Biotechniczne podstawy podchowu wylęgu ryb karpiokształtnych	33
3.3.1.	<i>Początek i koniec podchowu – jak długo podchowować wylęg?</i>	33
3.3.2.	<i>Pokarm i karmienie wylęgu</i>	34
3.3.3.	<i>Termiczne optimum wzrostu i optymalna temperatura podchowu</i>	38
3.3.4.	<i>Inne parametry biotechniczne</i>	39
3.4.	Zabiegi profilaktyczne i lecznicze	41
4.	Literatura	43

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. Metody rozrodu ryb karpiokształtnych w warunkach kontrolowanych

dr hab. Rafał Kamiński – Zakład Rybactwa Stawowego, Instytut Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza – Państwowy Instytut Badawczy w Olsztynie

1.1. Wprowadzenie

Ryby karpiokształtne (Cypriniformes) – to rząd ryb promieniopłetwych (Actinopterygii) obejmujący ponad trzy tysiące opisanych gatunków. Niedawno przeprowadzono głęboką rewizję systematyki ryb karpiokształtnych, wydzielając z rodziny ryb karpiowatych kilka odrębnych rodzin (Fricke i in. 2020). W ten sposób zmieniło się znaczenie sformułowań takich jak „ryby karpiowate”. Obecnie obejmuje ono jedynie kilka gatunków ryb w naszym kraju. W tabeli 1 przedstawiono aktualną przynależność systematyczną wybranych gatunków ryb karpiokształtnych hodowanych i/lub naturalnie występujących w naszym kraju.

Tabela 1. Aktualna przynależność systematyczna wybranych ryb karpiokształtnych hodowanych i/lub naturalnie występujących w Polsce

Gatunek	Rodzina
<i>Rhodeus sericeus</i> – różanka	Acheilognathidae (różankowate)
<i>Barbus barbus</i> – brzana	Cyprinidae (karpiowate)
<i>Carassius carassius</i> – karaś pospolity	
<i>Cyprinus carpio</i> – karp	
<i>Abramis brama</i> – leszcz	Leuciscidae (jelcowate)
<i>Chondrostoma nasus</i> – świnka	
<i>Leuciscus aspius</i> – boleń	
<i>Leuciscus idus</i> – jaź	
<i>Leuciscus leuciscus</i> – jelec	
<i>Rutilus rutilus</i> – płóc	
<i>Scardinius erythrophthalmus</i> – wzdręga	

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.**

Gatunek	Rodzina
<i>Squalius cephalus</i> – kleń	
<i>Vimba vimba</i> – certa	
<i>Tinca tinca</i> – lin	Tincidae (linowate)
<i>Ctenopharyngodon idella</i> – amur biały	Xenocyprididae (brak polskiej nazwy)
<i>Hypophthalmichthys molitrix</i> – tołpyga biała	

Bogactwo gatunków oznacza też dużą różnorodność, także w sposobie naturalnego rozradzania. Nawet wśród gatunków występujących w Polsce naturalnie lub hodowanych znajdziemy ryby zasadniczo różniące się biologią rozrodu. Liczne z tych gatunków można z powodzeniem rozradzać w warunkach kontrolowanych i każdy z nich posiada pewne indywidualne cechy, wymagające specyficznych modyfikacji biotechniki sztucznego rozrodu (tab. 2). Jednak większość metodyki pozostaje w znacznym stopniu uniwersalna. W czasie niniejszego szkolenia prześlemy skondensowaną wiedzę na temat aktualnie stosowanych metod rozrodu tych ryb i ich przykładowych modyfikacji.

Tabela 2. Cechy charakterystyczne biologii rozrodu wybranych gatunków ryb karpiokształtnych hodowanych i/lub naturalnie występujących w Polsce

Gatunek	Biologia rozrodu	Tarło porcyjne	Kleistość ikry
amur biały	Rozmnaża się na obszarach rzek o żwirowym dnie. Ikra półpelagiczna. Larwy wylęgają się w ciągu 2-3 dni podczas dryfowania w dół rzeki.	nie	bardzo słaba
brzana	Tarło odbywa się zwykle w bardzo płytkich, szybko płynących rzekach. Tarło ma miejsce po migracji ryb w górę rzeki. Samice składają ikrę w 2-3 porcjach do zagłębień wykonanych w żwirze.	tak	bardzo słaba
certa	Rozradza się w płytkich, szybko płynących strumieniach i rzekach ze żwirowym dnem. Populacje	tak	umiarkowana

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.**

Gatunek	Biologia rozrodu	Tarło porcyjne	Kleistość ikry
	wędrownie żerują w przybrzeżnych częściach morza i migrują na tarło na duże odległości. Populacje odcięte od morza odbywają krótkie wędrówki do szybko płynących dopływów.		
jaź	Podejmuje migrację do dopływów w celu odbycia tarła w odcinkach rzeki o umiarkowanym przepływie i dnie żwirowym, piaszczystym lub porośniętym roślinnością zanurzoną.	nie	silna
lin	Rozród w płytkiej wodzie z gęstą roślinnością zanurzoną.	tak	bardzo silna
karaś pospolity	Rozród w płytkiej wodzie z gęstą roślinnością zanurzoną.	tak	bardzo silna
karp	Rozród w płytkiej wodzie z gęstą roślinnością zanurzoną.	nie/?	bardzo silna
różanka	Rozród z wykorzystaniem małży.	?	?
strzebla błotna	Rozród w płytkiej wodzie z gęstą roślinnością zanurzoną.	tak	bardzo silna

Karp (*Cyprinus carpio*) był pierwszym karpiokształtnym gatunkiem ryby, którego metodę sztucznego rozrodu zaczęto rozwijać już od lat 30 XX w. Przełomowe osiągnięcia zostały jednak dokonane dopiero 20-30 lat później. W tamtych latach opracowano kompleksową metodykę sztucznego rozrodu karpia. Stosowane współcześnie metody rozrodu różnych gatunków ryb karpiokształtnych nadal oparte są na podstawach opracowanych ponad 60 lat temu. Uznaje się, że karp ma jedną z najbardziej złożonych technologii sztucznego rozrodu wśród ważnych komercyjnie gatunków ryb słodkowodnych (Horváth i in. 2015). Rozmnażanie karpia, jak i wielu innych ryb karpiokształtnych w warunkach kontrolowanych jest znacznie bardziej skomplikowane niż tarło naturalne lub półnaturalne i wymaga rozbudowanej bazy technicznej. Sztuczny rozród staje się jednak coraz powszechniejszy w wypadku wielu gatunków ryb ze względu na swoje liczne zalety, takie jak: niskie zapotrzebowanie na samce, możliwość precyzyjnego, indywidualnego doboru do rozrodu



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.**

i krzyżowania określonych osobników, także z zastosowaniem nasienia przechowywanego przez długi czas metodą kriokonserwacji. Zwykle osiąga się też wyższy odsetek zapłodnionych jaj i można skutecznie chronić ikrę przed pasożytami, grzybami wodnymi, złymi warunkami pogodowymi i drapieżnikami. Wyklute larwy również są dobrze chronione przed zagrożeniami.

Wszystkie te zalety mają zasadnicze znaczenie zarówno dla hodowli ryb konsumpcyjnych, jak i zachowania zasobów genetycznych zagrożonych gatunków. Wiele z procedur stosowanych w czasie sztucznego rozrodu ryb karpiokształtnych w warunkach kontrolowanych nie jest jednak akceptowanych w „ekologicznym chowie ryb”.

Kluczowe etapy sztucznego rozrodu obejmują: 1) stymulację preparatami hormonalnymi, 2) pozyskiwanie ikry i nasienia, 3) zapłodnienie jaj i pozbawienie ich kleistości, 4) inkubację ikry w aparatach wylęgowych, 5) opiekę na larwami w okresie odżywiania endogennego. Procedura ta zwykle kończy się wraz z osiągnięciem przez larwy zdolności do samodzielnego poszukiwania i pobierania pokarmu egzogenego, jednak może ona zostać w sposób płynny przedłużona o podchów larw w warunkach kontrolowanych.

1.2. Tarlaki – jakość, pochodzenie i przygotowanie do rozrodu

Podstawowym warunkiem powodzenia sztucznego rozrodu jest wysoka jakość tarlaków. W uproszczeniu można stwierdzić, że jakość tarlaków zależy od komfortu ich życia w całym okresie wpływającym od poprzedniego sezonu rozrodczego. W naszej strefie klimatycznej jest to jeden rok. Dlatego w warunkach klimatycznych naszego kraju można naturalnie rozrodzić karpia tylko jeden raz w sezonie, jednak w krajach tropikalnych, gdzie ta ciepłolubna ryba ma znacznie dłuższy sezon intensywnego odżywiania i wzrostu, może przystępować do tarła częściej.

W wypadku ryb o tarle porcyjnym występujących w naszym kraju, w jednym sezonie rozrodczym mogą się one rozradzać zwykle 2-3 razy. Jednak ze względu na to, że rozród stanowi poważne obciążenie dla organizmu ryby, gatunki o tarle porcyjnym przystępują do rozrodu kilkakrotnie jedynie w sezonie, w którym mają zapewnione bardzo dobre warunki bytowania, a i tak efektywność kolejnych rozrodów zwykle jest coraz niższa. Jeśli warunki



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.**

środowiskowe i pokarmowe znacznie odbiegają od optymalnych, do kolejnych prób rozrodu już nie dochodzi, a kolejne porcje ikry ulegają resorpcji.

Tarlaki mogą być pozyskiwane z naturalnych tarlisk, ze stawów hodowlanych lub z warunków kontrolowanych. W wypadku ryb pozyskiwanych z naturalnych tarlisk, w bardzo ograniczony sposób możemy wpływać na jakość pozyskanych tarlaków. Kluczowe jest pozyskanie ich w odpowiednim czasie, tuż przed rozpoczęciem tarła, oraz ograniczenie do minimum czynników negatywnie wpływających na ich dobrostan, takich jak stres połowowy, uszkodzenia ciała, warunki transportu do wylęgarni.

W warunkach stawowych można już znacznie lepiej kontrolować jakość tarlaków, przez cały rok dbając dodatkowo o jakość wody, zagęszczenie obsad, jakość i ilość dostępnego rybom pokarmu oraz stan zdrowotny ryb.

Jeszcze lepsze warunki kontroli nad wieloma czynnikami wpływającymi na jakość tarlaków możemy mieć przetrzymując je w warunkach kontrolowanych. Jednak metoda ta ma też liczne wady, z których należy zdawać sobie sprawę. Problemem jest wysoki koszt infrastruktury i jej utrzymania, konieczność zatrudnienia personelu o wysokich kwalifikacjach, często potrzeba symulowania okresu zimowego w celu uzyskania dobrych wyników sztucznego rozrodu, konieczność żywienia ryb wysokiej jakości paszami odpowiednimi dla ryb karpiokształtnych, a takich pasz komercyjnych nadal brakuje na naszym rynku. Dość częste przy żywieniu ryb paszami komercyjnymi są tak niekorzystne zjawiska jak awitaminozy, niedobór składników mineralnych i nadmierne odkładanie tłuszczów. Wszystkie one niekorzystnie wpływają na stan zdrowia tarlaków i skuteczność ich rozrodu (Siwicki i in. 2006). Najlepszy dla zdrowia ryb jest pokarm naturalny. Ryby karpiokształtne nie posiadają funkcjonalnego żołądka i nie trawią pokarmu w środowisku silnie kwaśnym. Odczyn w przewodzie pokarmowym ryb karpiokształtnych zazwyczaj jest bliski neutralnemu (Solovyev i in. 2018). Skutkiem tego jest bardzo słabe przyswajanie składników mineralnych zawartych w paszach. Najczęstszą konsekwencją jest niedobór fosforu w organizmie. Skutkuje on m.in. deformacjami ciała i otłuszczeniem narządów wewnętrznych, w tym gonad, powodując obniżenie jakości tarlaków. W związku z tym, wskazane może wydawać się zapewnienie tarlakom odpowiedniej ilości pokarmu



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.**

naturalnego. Jest on jednak bardzo drogi, a może być też dla ryb bardzo niebezpieczny, gdyż często jest wektorem śmiertelnie niebezpiecznych dla nich chorób.

Do rozrodu ryb hodowlanych należy wyselekcjonować osobniki o pożądanych cechach dziedzicznych, a eliminować ze stada ryby chore, osłabione i wykazujące nieprawidłowości rozwojowe. W wypadku rozrodu ryb, których potomstwo zostanie przeznaczone do zarybień, ważne jest dysponowanie odpowiednio licznym i zróżnicowanym stadem tarlaków zapewniającym odpowiednią zmienność genetyczną potomstwa. Pewnym ułatwieniem w rozrodzie ryb może być wykorzystanie nasienia przechowywanego w ciekłym azocie. Dzięki temu znacznie zwiększają się możliwości utrzymania właściwej jakości hodowlanej lub wysokiej zmienności genetycznej potomstwa bez potrzeby dysponowania dużą liczbą samców.

Sztuczny rozród poszczególnych gatunków ryb karpiokształtnych zwykle przeprowadza się w okresie nieco wcześniejszym niż termin tarła naturalnego. Jednak pojawiają się możliwości przeprowadzenia go o kilka tygodni lub nawet miesięcy wcześniej (Kucharczyk i in. 2008, Brzuska 2014). W takim wypadku fototermiczna stymulacja dojrzewania tarlaków do rozrodu musi zostać przeprowadzona w warunkach kontrolowanych.

1.3. Znieczulanie ryb

Każdą manipulację tarlakami, ich oględziny, pobieranie próbek oocytów, określanie masy ciała, przeprowadzanie iniekcji hormonalnych lub pozyskiwanie produktów płciowych, należy przeprowadzać na osobnikach wprowadzonych w stan znieczulenia. Należy jednak pamiętać, że preparaty hormonalne i anestetyki, jako substancje farmakologicznie czynne, powinny być podawane rydom pod nadzorem lekarza weterynarii. Anestetyk najlepiej jest podawać rydom przez imersję (w kąpielach, fot. 1). Znacznie rzadziej praktykuje się podawanie go przez natrysk na skrzela.

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. 1. Samice brzany w czasie kąpieli w anestetyku (fot. M. Kamiński).

Rybę należy umieścić w wodzie z rozpuszczonym preparatem i przetrzymać do czasu osiągnięcia znieczulenia ogólnego. Podczas tej procedury należy zastosować stężenie anestetyku, które jest bezpieczne i skuteczne. Stężeniem skutecznym jest takie, które powoduje wprowadzenie ryb w stan znieczulenia ogólnego w czasie maksymalnie 3 minut.

Stężenie bezpieczne gwarantuje zaś, że po trwającej 15 minut ekspozycji wszystkie ryby wybudzą się ze znieczulenia w czasie nie dłuższym niż 10 minut. Wartość tych stężeń zależy nie tylko od cech konkretnego preparatu, ale także od temperatury wody, wielkości ryb i ich kondycji. Im wyższa jest temperatura wody i im mniejsza jest ryba, tym krócej trwa wprowadzenie jej w stan znieczulenia ogólnego, a także jej późniejsze wybudzenie. Jednak im wyższa jest temperatura wody, tym krócej ryby mogą bezpiecznie przebywać w roztworze anestetyku o skutecznym stężeniu.

Obecnie nie ma preparatu znieczulającego zarejestrowanego w Polsce jako produkt leczniczy do stosowania u ryb. W takiej sytuacji można używać jedynie środków



dopuszczonych do stosowania w innych państwach Unii Europejskiej (Gomułka 2008). Takim preparatem jest np. Finquel, który jest produkowany na bazie MS-222 (trikaina-S, metanosulfonian trikainy, TMS). Jednak przy jego stosowaniu zalecane jest zachowanie dużej ostrożności. Dla karpia skuteczna dawka tego preparatu wynosi 150-200 mg l⁻¹ w temperaturze 16°C. Dla innych gatunków ryb karpiokształtnych stężenia bezpieczne tego preparatu mogą się jednak znacząco różnić. W wypadku brzany i karasia pospolitego zalecane jest stężenie 100-150 mg l⁻¹. W czasie kąpieli ryb w roztworze anestetyku konieczne jest jego intensywne napowietrzanie.

Tarlaki najbezpieczniej jest poddawać znieczuleniu pojedynczo i ciągle monitorować zachowanie ryb. W czasie przebiegu znieczulenia możemy obserwować następujące jego etapy i charakterystyczne zachowanie ryb (Siwicki 1984): 1) uspokojenie – niewielka ruchliwość oraz spowolnione ruchy oddechowe; 2) stadium podniecenia – niepokój, przyspieszone ruchy oddechowe i gwałtowne ruchy obronne; 3) znieczulenie ogólne (płytkie i pełne) – przechylenie się na bok, zaprzestanie przemieszczania, brak ruchów obronnych, ryby leżą na dnie zbiornika, ruchy oddechowe są regularne; 4) stadium duszenia się – nieregularne ruchy oddechowe, brak odruchu akustycznego, sporadyczne gwałtowne ruchy konwulsyjne.

W razie zaniku lub wystąpienia gwałtownych, nieregularnych ruchów oddechowych, przypominających „krztuszenie się”, zaleca się natychmiastowe wybudzenie ryby i po kilkunastu minutach ponowienie próby znieczulenia w roztworze preparatu o niższym stężeniu. Okres karencji preparatu Finquel w wypadku uśmiercania ryb w celu ich spożycia wynosi 21 dni.

1.4. Odlów tarlaków i ich transport do wylęgarni

W czasie łowienia i wszelkich manipulacji tarlakami, należy się z nimi obchodzić delikatnie i unikać ich niedotlenienia. Bardzo niekorzystnie wpływa ono na dojrzewanie gonad. Należy także ograniczyć do absolutnego minimum wszelkie czynniki wywołujące stres: niepotrzebne manipulacje, hałas, gwałtowne zmiany intensywności oświetlenia, nieodpowiednią jakość wody.



Wybierając ryby bezpośrednio do rozrodu, jeszcze przed wyjęciem z wody należy sprawdzić, czy nie ma przeciwwskazań do ich użycia, takich jak objawy chorób lub wady rozwojowe. Transport tarlaków do wylęgarni powinien być możliwie krótki i odbywać się w zbiornikach z czystą i intensywnie napowietrzaną wodą. Do przenoszenia tarlaków o dużych rozmiarach należy wykorzystywać specjalnie przeznaczone do tego celu nosidła lub rękawy. Wybrane tarlaki należy przewieźć do wylęgarni, poddać trwającej 5 minut kąpeli profilaktycznej w 3% roztworze NaCl i wpuścić do odpowiedniej wielkości zbiorników włączonych do systemu recyrkulacyjnego (RAS). W wodzie, w której przebywają tarlaki, zawartość tlenu nie powinna spadać poniżej 70% nasycenia.

System ogrzewania RAS musi zapewniać regulację temperatury wody w zakresie odpowiadającym wymogom rozrodu poszczególnych gatunków. Najczęściej będzie to 10-25°C. Ze względu na kluczowe znaczenie temperatury wody dla bezpieczeństwa i przebiegu sztucznego rozrodu i inkubacji ikry, jest konieczne regularne kontrolowanie działania systemu ogrzewania oraz regulacji temperatury.

Ryby w zbiornikach powinny być oświetlane przez 14-16 h na dobę światłem naturalnym, sztucznym lub mieszanym. W wylęgarni powinny znajdować się również poddawane regularnej dezynfekcji narzędzia i urządzenia przydatne przy przeprowadzeniu sztucznego rozrodu: przynajmniej dwa pojemniki manipulacyjne o pojemności dopasowanej do wielkości tarlaków, termometr, tlenomierz, waga do ważenia tarlaków, waga analityczna do odważania preparatów i odczynników, kasary, rękawy do przenoszenia ryb, wiadra, miski, pojemniki miarowe, plastikowe łyżki, ręczniki z miękkiej tkaniny i papierowe, igły i strzykawki, moździerz do rozcierania preparatów hormonalnych dostępnych w postaci granulek.

1.5. Rozpoznawanie płci i selekcja tarlaków do rozrodu

Rozpoznawanie płci ryb karpiokształtnych bezpośrednio przed okresem tarłowym zwykle nie jest trudne. Samce są zwykle mniejsze i znacznie szczuplejsze. Wstępny wybór samic do rozrodu powinien nastąpić w oparciu o pokrój ciała i miękkość brzucha. Wiele gatunków ryb karpiokształtnych w okresie bezpośrednio poprzedzającym rozród nabiera charakterystycznego ubarwienia (np. certa) i/lub wykształca wyraźną wysypkę tarłową (certa,



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.**

plóć, strzebla błotna, świnka). Cechy takie są przydatne szczególnie przy selekcji samców. W ich wypadku kluczową cechą jest jednak odnotowanie cieknięcia.

1.6. Fototermiczna stymulacja końcowego etapu dojrzewania

Jeśli rozród przeprowadzamy w okresie zbliżonym do tarła naturalnego, selekcję przeprowadza się minimum na 24 godziny przed planowanym pozyskaniem ikry. Trzeba jednak mieć świadomość, że długie przetrzymywanie w wylęgarni tarlaków złowionych w stawach może być dla nich niebezpieczne. Stres u ryb związany z ich przeniesieniem do warunków kontrolowanych oraz wzrost temperatury wody mogą przyczynić się do gwałtownego rozwoju niektórych niebezpiecznych chorób (np. ichtiofitirioza). Dlatego przed umieszczeniem ryb w wylęgarni trzeba przeprowadzić kąpiel profilaktyczną, np. w 3% solance, a także monitorować ich stan zdrowotny. Pozwala to nieco zmniejszyć ryzyko gwałtownego rozwoju chorób.

Jeśli jednak planujemy rozród pozasezonowy, musimy przez odpowiedni czas w wylęgarni zapewnić rybom warunki termiczne i świetlne stymulujące dojrzewanie gonad. Temperatura wody oraz fotoperiod powinny być ściśle kontrolowane. Początkowo temperatura wody powinna odpowiadać wartości odnotowanej w zbiorniku lub rzece w czasie odłowu, a fotoperiod być zgodny z naturalnym. Wielkość obu tych parametrów powinna być stopniowo zmieniana. Kucharczyk i in. (2008) wykazali, że do uzyskania dojrzałości tarlaków karpia do rozrodu w listopadzie, wystarczy w ciągu 12 dni podnieść temperaturę wody do 20°C i zwiększyć długość dnia świetlnego do 14 godzin.

W wypadku licznych gatunków ryb karpiokształtnych właściwie przeprowadzona stymulacja fototermiczna jest wystarczająca do wywołania spermacji u samców. W warunkach kontrolowanych samce brzany, certy i klenia, bez trudu utrzymywały zdolność wytwarzania dobrej jakości nasienia przez okres wielu miesięcy, pod warunkiem utrzymywania ich w warunkach fototermicznych stymulujących spermację. Długość dnia świetlnego powinna wynosić 14 godzin, a temperatura ma być odpowiednia dla rozrodu poszczególnych gatunków (tab. 3). Jeśli temperatura lub długość dnia świetlnego będą odbiegały od warunków optymalnych, to w krótkim czasie samce przestaną wytwarzać nasienie. Przykładem dobrze ilustrującym to zjawisko są samce świnki utrzymywane

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.**

w warunkach kontrolowanych wylęgarni Zakładu Rybactwa Stawowego IRS-PIB w Żabieńcu. W warunkach kontrolowanych zaczynają one wytwarzać duże ilości nasienia, gdy temperatura wody osiągnie 12-13°C. Jednak już, gdy temperatura wody zacznie regularnie przekraczać 14°C, zaczynają one produkować coraz mniejsze ilości nasienia, a po około tygodniu całkowicie zaprzestają jego wytwarzania.

W wypadku niektórych gatunków ryb karpiokształtnych prawidłowa stymulacja fototermiczna może być dostatecznie skuteczna, by wywołać także owulację u samic. Dobrym przykładem takiego gatunku jest brzana. Samice tego gatunku utrzymywane w warunkach kontrolowanych mogą owulować spontanicznie wielokrotnie w ciągu jednego sezonu rozrodczego (Policar i in. 2010).

Tabela 3. Temperatury zalecane w poszczególnych etapach sztucznego rozrodu wybranych gatunków ryb karpiokształtnych w warunkach kontrolowanych

Gatunek	Temperatura (°C)			
	Przed główną iniekcją preparatu hormonalnego	Po głównej iniekcji preparatu hormonalnego	W czasie inkubacji ikry	Po wykluciu larw
amur biały	20-22	24-26	24-28	22-28
brzana	16-18	18-20	18-22	18-25
certa	14-16	18-20	18-22	16-25
jaź	7-10	12-13	14-16	15-22
karp	20-22	22-24	22-26	20-25
lin	18-20	20-24	22-24	20-25
strzebla błotna	16-18	18-20	18-20	18-22
świnka	12-13	14-16	14-16	16-18



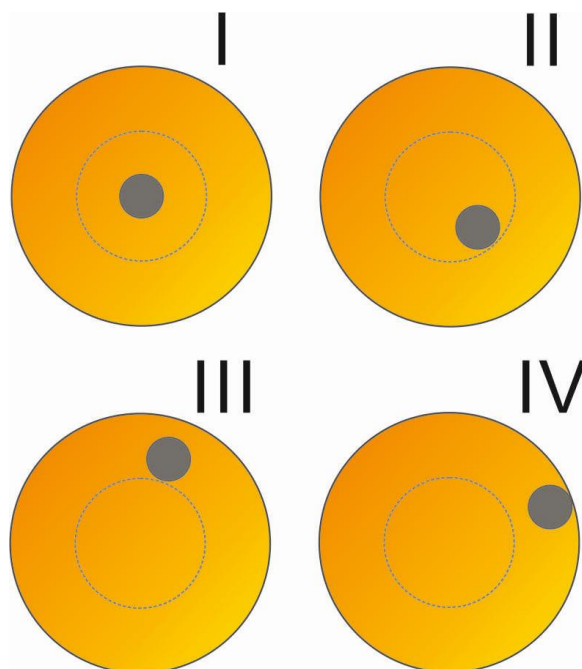
1.7. Ocena dojrzałości oocytów

Hodowcy, którzy regularnie rozradzają tarlaki pochodzące z tego samego źródła, zwykle potrafią dobrze ocenić właściwy moment przeprowadzenia stymulacji hormonalnej jedynie na podstawie oględzin ryb. Ocena dojrzałości oocytów jest jednak zabiegiem zalecanym, znanym i często stosowanym w rozrodzie wielu gatunków ryb. Nie jest jednak możliwe zastosowanie tej metody u samic o bardzo małych rozmiarach.

Przed przystąpieniem do oceny stadium dojrzałości oocytów należy przygotować płyn Serra, roztwór anestetyku i zbiorniki manipulacyjne przeznaczone do znieczulenia i wybudzenia ryb. Płyn Serra jest mieszaniną trzech składników: alkoholu etylowego (96%), formaldehydu (36-38%) i kwasu octowego lodowatego (98%). Odczynniki te łączy się w proporcji objętościowej 6:3:1.

Samice wprowadza się pojedynczo w stan znieczulenia ogólnego. Następnie rybę należy umieścić na stole manipulacyjnym i do otworu płciowego wprowadzić – na głębokość nie większą niż położenie nasady płetw brzusznych – kateter podłączony do strzykawki (pojemność 5-20 ml). Następnie trzeba delikatnie zassać próbkę liczącą 30-60 oocytów. Po pobraniu próbek samicę powinno się niezwłocznie wybudzić ze znieczulenia. Gdy się częściowo wybudzi i zacznie odzyskiwać równowagę, przenosi się ją z powrotem do basenu w RAS.

Pobrane oocyty umieszcza się na szalce Petriego i zalewa cienką warstwą płynu Serra. Po upływie 2-3 minut należy umieścić szalkę z oocytami pod mikroskopem stereoskopowym i dokonać oceny dojrzałości w czterostopniowej skali (Brzuska i Bieniarz 1977). Samice, których oocyty znajdują się w 2/3-3 stadium dojrzałości (jądro oocytu położone jest peryferyjnie), należy poddać procedurze stymulacji hormonalnej (rys. 1). Samice, których oocyty znajdują się w 1-2 stadium dojrzałości trzeba poddać fotothermalnej stymulacji dojrzewania, a po upływie 2-3 dni ponownie przeprowadzić ocenę dojrzałości ich oocytów. U ryb o tarle porcyjnym możemy znaleźć jednocześnie oocyty znacznie różniące się stopniem dojrzałości i oceniamy jedynie największe z nich. W ostatnim czasie pojawiły się pierwsze udane próby oceny dojrzałości oocytów w oparciu jedynie o ich rozmiar. Stymulację finalnego dojrzewania prowadzi się w temperaturze typowej dla rozpoczęcia naturalnego tarła poszczególnych gatunków, utrzymując oświetlenie basenów z tarlakami przez 14-16 godzin na dobę.



Rys. 1. Schematyczny widok oocytów obrazujący czterostopniową skalę dojrzałości (wg Brzuska i Bieniarz 1977).

1.8. Stymulacja hormonalna

Farmakologiczną stymulację hormonalną tarlaków należy prowadzić pod nadzorem lekarza weterynarii. Hormony podaje się rybom w postaci iniekcji dootrzewnowej lub domięśniowej. Ryby pojedynczo poddaje się znieczuleniu ogólnemu, waży i umieszcza na stole manipulacyjnym. Dawkę preparatu hormonalnego dostosowuje się do masy ciała ryby. Preparaty dostępne w formie suchej podaje się w postaci zawiesiny w płynie fizjologicznym, natomiast preparaty płynne są zazwyczaj gotowe do użycia po dokładnym wymieszaniu. Ponieważ zawiesina szybko osiada, tuż przed każdą iniekcją należy silnie wstrząsnąć strzykawką.

Przeprowadzając iniekcję dootrzewnowo, wprowadzamy igłę pod nasadę płetwy brzusznej i powoli wstrzykujemy preparat. Dokonując iniekcji domięśniowej wbijamy igłę w grzbiet ciała ryby, z boku, poniżej płetwy grzbietowej. Igłę wprowadzamy w mięsień w kierunku głowy ryby pod kątem 30-40°. Po iniekcji nie zaleca się rozmasowywania miejsca wkłucia, ponieważ może to spowodować wypłynięcie preparatu hormonalnego. Zalecane jest



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.**

wolne wstrzykiwanie preparatu, a po iniekcji domięśniowej, odczekanie około 10 sekund przed wyjęciem igły z ciała ryby. Zabiegi te ograniczą ryzyko wypłynięcia preparatu z ciała ryby.

1.8.1. Stymulacja spermacji

Samce wielu gatunków ryb karpiokształtnych nie wymagają stymulacji preparatami hormonalnymi. Stymulacja taka zwykle nie przynosi też zasadniczego zwiększenia ilości pozyskiwanych plemników, za to istotnie zwiększa objętość nasienia możliwego do uzyskania od samców. Dlatego jest ona szczególnie polecana do stosowania u ryb, których samce produkują niewielką objętość nasienia.

Samce wygodnie jest poddać stymulacji hormonalnej przed samicami. Do stymulowania spermacji u ryb karpiokształtnych polecane są preparaty, w których skład wchodzi analogi gonadoliberyn oraz substancje antagonistyczne wobec dopaminy. Takimi preparatami są Dagin, Kobarelin, Ovaprim czy Ovopel. W Polsce najbardziej znany i popularny jest Ovopel. Ma on postać granulek, które można łatwo przechowywać i które podaje się w sposób zbliżony do tradycyjnie stosowanej przysadki mózgowej. Przed podaniem granulki preparatu wymagają roztarcia w mózdzierzu z ilością płynu fizjologicznego umożliwiającemu efektywne przeprowadzenie iniekcji. Najwygodniej jest przygotować zawiesinę tak, żeby w 1 jej mililitrze znajdowała się dokładnie roztarta jedna granulka Ovopelu. Tak przygotowaną zawiesinę podaje się samcom najczęściej w dawce 0,5-1,0 ml na 1 kg masy ciała (fot. 2).



Fot. 2. Dootrzewnowa iniekcja preparatu hormonalnego (fot. M. Kamiński).

1.8.2. Stymulacja owulacji

Do wywołania owulacji u samic większości ryb karpiokształtnych w warunkach kontrolowanych niezbędne jest zastosowanie stymulacji hormonalnej. Stymulacja hormonami wprowadzonymi z zewnątrz do organizmu wzmacnia, a czasem także zastępuje, bodźce środowiskowe stymulujące ryby do tarła naturalnego. Wstrzyknięcie preparatu hormonalnego wywołuje ostateczne dojrzewanie i owulację jaj. Stymulację owulacji preparatami hormonalnymi prowadzi się jedynie w wypadku samic, których oocyty znajdują się w 2/3-3 stadium dojrzałości. W większości wypadków preparaty hormonalne podaje się samicom w dwóch dawkach, w odstępie 12-24 godzin (tab. 4). Poszczególne preparaty hormonalne wykazują różną skuteczność, jednak różnice te zazwyczaj nie są bardzo duże.

Po zakończeniu stymulacji wskazane jest podwyższenie temperatury wody, w jakiej przebywają ryby o 2-3°C. Po przeprowadzeniu iniekcji hormonalnej ryby wykazują zwiększone zapotrzebowanie tlenowe. Woda w zbiornikach, w których przebywają ryby,

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.**

musi być intensywnie napowietrzana. Należy też często sprawdzać stopień jej nasycenia tlenem i obserwować zachowanie ryb. Jeśli nasycenie wody tlenem spadnie poniżej 70% lub ryby zaczną gromadzić się w okolicach dopływu wody do zbiornika, należy zwiększyć jej przepływ przez zbiornik i podnieść intensywność napowietrzania. Deficyt tlenu rozpuszczonego w wodzie może spowodować zahamowanie owulacji. Podobnie mogą oddziaływać inne czynniki wywołujące stres u ryb. Dlatego należy unikać gwałtownych hałasów i zmian oświetlenia w pomieszczeniu, w którym przebywają tarlaki.

Tabela 4. Przegląd i sposób dawkowania preparatów skutecznie stymulujących owulację u ryb karpiokształtnych hodowanych i/lub naturalnie występujących w Polsce

Gatunek (rodzina)	Preparat stymulujący owulację	Dawkowanie, pierwsza + druga iniekcja (kg ⁻¹)
amur biały (Xenocyprididae)	CPG - przysadka mózgowa karpia	0,35 - 0,45 mg + 3,5 - 4,5 mg
	LH-RH	5 - 200 µg (1 lub 2 iniekcje)
	Ludzka gonadotropina kosmówkowa hCG (pierwsza i druga iniekcja) + homogenat przysadki mózgowej karpia CPH (trzecia iniekcja)	45 - 440 IU + 383 - 2200 IU + 2,2 - 11,0 mg
	Ovopel ((D-Ala ⁶ , Pro ⁹ NEt)mGnRH) + metoklopramid	0,1 - 0,2 granuli + 1,0 granuła
jaź (Leuciscidae)	CPG - przysadka mózgowa karpia	0,2 - 0,4 mg + 0,8 - 3,6 mg
	Ovaprim - ((D-Arg ⁶ , Pro ⁹ NEt) sGnRH-a) + domperidon	0,1 ml + 0,4 - 0,5 ml
	Ovopel - ((D-Ala ⁶ , Pro ⁹ NEt) mGnRH) + metoklopramid	0,1 - 0,2 granuli + 1,0 granuła
lin (Tincidae)	CPG - przysadka mózgowa karpia	0,4 mg + 3,6 mg

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.**

Gatunek (rodzina)	Preparat stymulujący owulację	Dawkowanie, pierwsza + druga iniekcja (kg ⁻¹)
	Ovaprim - ((D-Arg ⁶ , Pro ⁹ NEt) sGnRH-a) + domperidon	0,5 ml
	Ovopel ((D-Ala ⁶ , Pro ⁹ NEt)mGnRH) + metoklopramid	0,2 granuli + 1,0 granula
karp (Cyprinidae)	Kobarelin - (mGnRH-a (D-Ala ⁶ , ProNEt)) + metoklopramid	20 µg + 10 mg
	Ovaprim - ((D-Arg ⁶ , Pro ⁹ NEt) sGnRH-a) + domperidon	0,2 ml + 0,5 ml
	Ludzka gonadotropina kosmówkowa hCG (pierwsza iniekcja) + homogenat przysadki mózgowej karpia CPH (druga iniekcja)	1200 IU + 1,2 mg
	Ovopel - ((D-Ala ⁶ , Pro ⁹ NEt)mGnRH) + metoklopramid	0,2 granuli + 1,0 granula

1.9. Pobieranie produktów płciowych

Gdy zbliża się okres owulacji, dojrzałe samice zaczynają instynktownie szukać miejsca do złożenia ikry i często można zaobserwować u nich zmianę zachowania. Czas latencji między ostatnią iniekcją preparatu hormonalnego a pełną owulacją jest uzależniony od temperatury wody. Dlatego należy ją często kontrolować i notować wyniki pomiarów. Takie postępowanie pozwala na dość precyzyjne określenie czasu owulacji. Zazwyczaj pełna owulacja następuje po 7-48 godzinach od głównej iniekcji preparatu hormonalnego. Zwykle szybciej uzyskuje się owulację po zastosowaniu preparatów zawierających gonadotropiny (np. CPG) niż tych, których głównym składnikiem aktywnym są gonadoliberyny (analogi GnRH). Ponadto u ryb rozradzanych w wyższej temperaturze, jak amur biały lub karp, do owulacji dochodzi wcześniej (7-15 godzin) niż u ryb rozradzanych w temperaturze niskiej lub umiarkowanej, jak certa, jaź lub świnka (zwykle 12-48 godzin). Gdy samice zakończyły owulację, można rozpocząć pobieranie nasienia i ikry.



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.**

Pozyskiwanie gamet wygodniej jest rozpocząć od pobrania nasienia. Samce należy wprowadzić w stan znieczulenia ogólnego, ułożyć na stole manipulacyjnym i delikatnie, ale dokładnie osuszyć okolice otworu płciowego. Nasienie najlepiej jest zbierać do suchej i czystej strzykawki jednorazowej o pojemności 5-20 ml. Zebrane nasienie należy umieścić w lodówce i przetrzymać w temperaturze około 5°C do czasu zapłodnienia jaj. Najłatwiej jest przechowywać w strzykawkach, do których je zbierano. Należy je przechowywać w pozycji poziomej, zapewniając w strzykawce dużą powierzchnię wymiany gazowej między nasieniem a powietrzem. Niektóre parametry jakości nasienia mogą ulec obniżeniu już po kilku godzinach, dlatego nie zaleca się dłuższego przechowywania nasienia w lodówce. Nie zaleca się też przechowywania w lodówce nasienia lina, które niemal zawsze jest zanieczyszczone aktywującym ruchliwość plemników moczem (Cejko i in. 2010). Można jednak zastosować bardziej zaawansowane metody przechowywania nasienia. Opracowano ich kilka. Metody wydłużające możliwość krótkotrwałego (do kilku tygodni) przechowywania nasienia ryb zakładają wykorzystanie do tego celu różnych rozcieńczalników, buforów lub dodatków wydłużających żywotność plemników. Najistotniejsza z praktycznego punktu widzenia zarządzania zasobami genetycznymi stad tarłowych jest jednak możliwość długotrwałego przechowywania nasienia, czyli jego kriokonserwacji. Umożliwia ona wykorzystanie nasienia konkretnych ryb w sposób praktycznie nieograniczony czynnikiem długości okresu przechowywania.

Samice, po wprowadzeniu w stan znieczulenia ogólnego, należy wyjmować z roztworu anestetyku w pozycji brzuchem do góry, starając się nie uciskać powłok brzusznych. Następnie układa się rybę na stole manipulacyjnym i dokładnie osusza powłoki ciała, zwracając szczególną uwagę na okolice otworu płciowego. Pozyskiwanie ikry przeprowadza się poprzez delikatny ucisk powłok brzusznych samicy, wykonywany od głowy w kierunku otworu płciowego. Ikry pobiera się do momentu, gdy przestanie ona wypływać przy delikatnym ucisku (fot. 3).

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. Pozyskiwanie ikry brzany (fot. M. Kamiński).

U poszczególnych gatunków ryb karpiokształtnych średnica ziarna ikry jest pozytywnie skorelowana z wielkością samicy. Różnice międzygatunkowe także są duże. Wyjątkowo drobną ikrą charakteryzuje się lin. U tego gatunku średnica ziarna ikry może wynosić 0,20–1,1 mm. W wypadku karpia jest to zwykle 1,0-1,5 mm, a brzany około 2 mm. Do chwili zapłodnienia pozyskaną ikrę należy przetrzymywać w stanie suchym w misce pod przykryciem lub w szczelnie zamkniętym pojemniku w temperaturze 12-20°C. Nie zaleca się przetrzymywania jej w takich warunkach przez okres dłuższy niż 3 godziny. W wypadku karpia opóźnienie zapłodnienia ikry o 6 godzin i przetrzymywanie jej przez ten czas w temperaturze 22-24°C powoduje spadek odsetka wyklutych larw do około 50% (Rothbard i in. 1996).



1.10. Zapłodnienie ikry i jej przygotowanie do inkubacji

Mikropyle ikry ryb karpiokształtnych zamyka się już po kilkudziesięciu sekundach od pierwszego kontaktu z wodą. Podobny jest czas ruchliwości plemników po ich aktywacji. Dlatego sztuczne zapłodnienie przeprowadza się metodą suchą, która polega na połączeniu i dokładnym wymieszaniu jaj i nasienia przed dodaniem wody lub płynu aktywującego proces zapłodnienia. U ryb karpiokształtnych do zaplemnienia ikry należy intencjonalnie używać nadmiaru nasienia, choć objętość 1 ml nasienia wystarcza do zapłodnienia nawet 1 kg ikry. W wypadku ryb hodowlanych jedną porcję ikry zaplemnia się zwykle mieszaniną nasienia 2-3 samców. Jednak gdy celem rozrodu jest wychowanie materiału zarybieniowego, to wskazane jest użycie do zapłodnienia każdej porcji ikry nasienia pochodzącego od większej liczby samców. Taka procedura w lepszy sposób służy zachowaniu zmienności genetycznej u kolejnych pokoleń ryb.

W wypadku ryb, których ikra jest słabo kleista (np. amur biały, brzana, certa, świnka), zapłodnienie można efektywnie przeprowadzić stosując do aktywacji czystą wodę. Do mieszaniny ikry i nasienia znajdującej się w pojemniku z tworzywa sztucznego wlewamy wodę o temperaturze zbliżonej do temperatury, w której przebywały tarlaki. Objętość wody powinna odpowiadać w przybliżeniu objętości ikry. Następnie intensywnie i dokładnie mieszamy ikrę z wodą przez około 2 minuty. Po tym czasie przestajemy mieszać ikrę na kilka sekund i zlewamy wodę z ikry wymieniając ją na świeżą w większej objętości. W wypadku amura białego i brzany kleistość ikry jest jedynie symboliczna. Pojawia się ona zaraz po aktywacji ikry i całkowicie zanika po 10-20 min. Dlatego ikrę tych gatunków można z powodzeniem przenieść do słoików inkubacyjnych już po około 20 minutach płukania w czystej wodzie. Jednak certa i świnka wymaga znacznie dłuższego pozbawiania kleistości wodą lub zastosowania do tego celu innej metody. Często wykorzystywano do tego celu zawiesinę talku, iłu lub gliny. Jednak stosowanie tej metody skutkowało okazjonalnie pojawieniem się problemów z przedwczesnym wykluwaniem embrionów. Dlatego do ostatecznego pozbawienia kleistości ikry tych gatunków zalecana jest metoda wykorzystująca taninę, naturalny garbnik roślinny. Wodnego roztworu taniny o stężeniu $0,6 \text{ g l}^{-1}$ używa się do 45-60 sekundowego przepłukania ikry certainty lub świnki w momencie, gdy ikra zakończy fazę



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.**

zwiększania swojej objętości – czyli po około 1 godzinie od zapłodnienia (Kamiński i Kwiatkowski 2004).

Ikra wielu ryb karpiokształtnych charakteryzuje się jednak tak silną kleistością, że wymaga bardziej skomplikowanych procedur zapładniania i/lub pozbawiania ikry kleistości. Procedury te mają zabezpieczyć ikrę przed zbrylaniem, które skutecznie obniża wymianę gazową rozwijających się embrionów i prowadzi zwykle do ich wysokiej śmiertelności w czasie inkubacji. Ikrę takich ryb najlepiej jest zapładniać w płynie aktywacyjnym. Istnieje kilka płynów aktywacyjnych stosowanych przy rozrodzie ryb, jednak jednym z najprostszych i uniwersalnych dla ryb karpiokształtnych jest klasyczny płyn Woynarovicha (Żarski i in. 2014, Siddique i in. 2016, Nowosad i in. 2020). Jest on roztworem 40 g soli kuchennej (NaCl) i 30 g mocznika rozpuszczonych w 10 litrach czystej wody. Roztwór ten przed użyciem należy dobrze wymieszać i intensywnie napowietrzać.

Płyn aktywacyjny dodaje się w niewielkiej ilości do dokładnie wymieszanej ikry z nasieniem. Trzeba to robić, nieustannie intensywnie mieszając ikrę. Wstrzymanie mieszania ikry lub niedokładne wykonywanie tej czynności prowadzi do zbrylenia się części lub całości ikry, co uniemożliwia jej skuteczną inkubację. Roztwór ten bywa zastępowany rozcieńczonym w stosunku 6:1 mlekiem odtłuszczonym (Al-Bachry 2018). W okresie pęcznienia ikra znacznie zwiększa swoją objętość. Roztwór, w którym następuje pęcznienie ikry, należy regularnie uzupełniać, jednak nie dodawać go więcej niż tylko do przykrycia jaj cienką warstwą.

Po upływie około 60-70 minut od zapłodnienia ikra powinna osiągnąć docelową wielkość. Wówczas należy pozbawić ją resztek kleistości. W tym celu stosuje się krótką kąpiel ikry w garbniku, taninie, w stężeniu około 6 g na 10 litrów wody. Około 1 litra roztworu stosuje się do płukania 5 litrów napęczniałej ikry. Zaraz po dodaniu roztworu ikrę należy intensywnie wymieszać, a następnie, po około 10-15 sekundach rozcieńczyć 5-10 litrami czystej, dobrze napowietrzonej wody. Po opadnięciu ikry rozcieńczony roztwór należy wylać. Procedurę można powtórzyć 2-3 razy. W procesie pozbawiania ikry kleistości roztwór garbnika bywa z powodzeniem zastępowany przez roztwór enzymu alkalazy lub chymotrypsyny (Linhart i in. 2000, 2003). Metoda ta niestety daje różne wyniki w warunkach różnych wylęgarni. Ikrę pozbawioną kleistości umieszcza się w słojach inkubacyjnych.

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.**

W wypadku ryb o niskiej płodności i silnie kleistej ikrze, jak na przykład strzebla błotna, procedury odklejania ikry nie stosuje się wcale. Po zapłodnieniu ikrę rozsypuje się na czystą szklaną szybkę. Ikra silnie przykleja się do szkła. Dzięki temu szkło wraz z przyklejoną do niego ikrą można zawiesić w akwarium przepływowym, gdzie przebiega inkubacja.

Tabela 5. Wielkość ikry wybranych gatunków ryb karpiokształtnych

Gatunek	Temperatura (°C)			
	Średnica ziarna ikry (mm)	Liczba ziaren ikry w 1 g	Średnica ziarna ikry po napęcznieniu (mm)	Liczba napęczniałych ziaren w 1 litrze
amur biały	0,9-1,2	800-900	3,7-5,3	18 tys. - 22 tys.
brzana	1,8-2,1	150-180	2,1-3,0	45 tys. - 85 tys.
certa	0,5-1,4	~800	1,9-2,0	150 tys. - 200 tys.
jaź	1,2-1,6	~950	1,8-2,3	80 tys. – 110 tys.
karp	1,0-1,5	700-1000	1,5-2,5	80 tys. – 120 tys.
lin	0,4-0,5	~2000	0,6-0,7	600 tys. – 700 tys.
strzebla błotna	0,8-1,0	~800	1,2-1,5	~ 150 tys.
świnka	1,7-2,3	~150	2,7-2,9	45 tys.- 70 tys.

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.**

2. Inkubacja ikry ryb karpiokształtnych w warunkach kontrolowanych

dr hab. Rafał Kamiński – Zakład Rybactwa Stawowego, Instytut Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza – Państwowy Instytut Badawczy w Olsztynie

2.1. Inkubacja ikry i postępowanie z wyklutymi larwami

Tradycyjnie do inkubacji zapłodnionej ikry ryb karpiowatych stosuje się przepływowe słoje typu Weissa lub McDonalda, wykonane z grubego szkła. Dla amura białego, charakteryzującego się bardzo dużymi rozmiarami napęczniałej ikry (średnica około 5 mm), przydatniejsze są aparaty wylęgarnicze o podobnej zasadzie działania, jednak o większej pojemności.

Woda dopływająca do słojów powinna być czysta, pozbawiona zawiesin i dobrze natleniona. Należy unikać wahań temperatury wody w czasie inkubacji, gdyż są one szkodliwe dla rozwijających się zarodków. Zalecana temperatura inkubacji jest charakterystyczna dla poszczególnych gatunków. Zwykle jest ona zbliżona do temperatury rozrodu ryb danego gatunku (tab. 3).

Tabela 6. Przykładowy czas inkubacji ikry ryb karpiokształtnych (wg Teletchea i in. 2009)

Gatunek	Temperatura wody °C	Czas od zapłodnienia do wyklucia (dni)	°D
amur biały	22,5	1,5	36,5
brzana	18,0	5,8	98,0
certa	18,5	3,3	61,0
karp	21,0	3,8	80,0
lin	22,5	2,8	62,5
świnka	13,0	15,5	195,0

Przepływ w słojach musi następować w kierunku od dna do powierzchni, być ciągły, równomierny i precyzyjnie regulowany. Przed obsadzeniem słoja ikrą należy napelnić go 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.**

połowy wodą. W słoju o pojemności 7-8 litrów można inkubować od 1,5 do 3 litrów napęczniałej ikry (fot. 4). Ikra jest nieco cięższa od wody, więc opada na dno słoików, w których wstrzymany jest przepływ wody. Po wlaniu ikry do słoja należy otworzyć przepływ wody. Pod wpływem strumienia wody ikra powinna się delikatnie przemieszczać w całej swojej objętości. Na kilka godzin przed przewidywanym terminem wykluwania należy zwiększyć przepływ do 1,2-2,0 l min⁻¹.



Fot. 4. Inkubacja ikry amura białego w aparatach Weissa (fot. J. Sikorska).

Niezapłodnione jaja zabarwiają się na białą i szybko stają się substratem dla grzybów z rodziny Saprolegniaceae. Grzyby te stanowią poważne zagrożenie dla żywych zarodków. Dlatego martwą ikrę należy regularnie usuwać ze słoików inkubacyjnych. W tym celu należy



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.**

zatrzymać na kilkanaście sekund przepływ wody przez słoje, aż ikra opadnie na jego dno. Żywe jaja osiadają na dnie szybciej, podczas gdy martwe i zbielełe tworzą warstwę najbliższej powierzchni wody. Białe ziarna ikry należy ostrożnie zebrać ze słoików. Do tego celu najwygodniej jest użyć wężyka z tworzywa sztucznego o średnicy kilku milimetrów, zakończonego prostą i sztywną plastikową lub szklaną rurką o długości dostosowanej do rozmiaru aparatu wylęgarniczego. Cała procedura nie powinna trwać dłużej niż 2-3 minuty. Po usunięciu martwej ikry należy wznowić i wyregulować przepływ wody przez słoje inkubacyjny.

Długość okresu inkubacji ikry ryb jest ściśle związana z temperaturą wody i charakterystyczna dla poszczególnych gatunków (tab. 6). Od zapłodnienia do wyklucia larw amura białego upływa zwykle 24-30^oD, u larw karpia jest to 70-90^oD, a dla innych mniej ciepłolubnych gatunków, jak np. jaź, inkubacja trwa nawet 110-168^oD.

Proces wykluwania larw przebiega stopniowo. Początkowo pojawiają się jedynie nieliczne swobodnie pływające larwy. Wówczas wskazane jest przyspieszenie wykluwania. Postępowanie takie pozwala na lepszą kontrolę tego procesu i ogranicza zanieczyszczenia wody w systemie wylęgarnicznym. Do przyspieszenia wykluwania stymuluje larwy zmniejszenie dostępnej im ilości tlenu rozpuszczonego w wodzie. Przepływ wody przez słoje inkubacyjny należy zredukować, a ikry delikatnie przenieść do dużej miski i tam przetrzymać ją aż do wyklucia większości larw. Po zakończeniu wykluwania larwy umieszcza się w dużych, zacienionych zbiornikach, w których będą przebywały do napelnienia pęcherza pławnego.

Larwy ryb reofilnych, jak brzany lub certy, często wykazują silną fototaksję ujemną i zbierają się w najbardziej zacienionych zakątkach zbiornika, najczęściej przy jego dnie (fot. 5). Przy dużym zagęszczeniu staje się to niebezpieczne, gdyż może prowadzić do wyduszenia larw. Dlatego bardzo istotne jest wykorzystanie zbiornika o odpowiednio dużej powierzchni dna i ograniczenie oświetlenia zbiorników do tego stopnia, by larwy samodzielnie rozproszyły się równomiernie na jego powierzchni. Dobrą metodą jest też wykorzystanie do przetrzymywania wyklutych larw niewielkich sady pływających.

Larwy ryb fitofilnych zachowują się inaczej. W warunkach naturalnych poszukują one miejsca do przytwierdzenia się do roślin w pozycji wertykalnej. Dlatego dla takich larw

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.**

ważniejsza jest dostępność powierzchni ścianek zbiornika lub sadzyków niż powierzchnia jego dna. Można również zwiększyć miejsce dostępne larwom poprzez zawieszanie w zbiorniku odpowiednich siatek, mat lub płytek. Należy jednak zadbać o to, by były one wykonane z bezpiecznych dla ryb materiałów.



Fot. 5. Larwy certy – gromadzenie się w narożniku zbiornika jest efektem zbyt silnego oświetlenia (fot. M. Kamiński).

Temperatura wody w zbiorniku z wyklutymi larwami powinna być zbliżona do temperatury inkubacji ikry. Odpływ wody ze zbiornika powinien być zabezpieczony siatką o wielkości oczka odpowiedniej do wielkości larw. W wypadku bardzo drobnych larw lina oczko siatki powinno mieć wielkość 0,20-0,25 mm, a dla większości pozostałych gatunków 0,30-0,45 mm. Siatkę taką należy regularnie czyścić, najlepiej od zewnątrz, silnym strumieniem wody. Przez kilka dni larwy odżywiają się endogennie, korzystając z zawartości pęcherzyka żółtkowego.



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 kilku dniach larwy zwiększają swoją aktywność i zaczynają podpływać do powierzchni wody. Zachowanie to świadczy o rozpoczęciu przez larwy procesu napelniania pęcherza pławnego. Gdy pęcherz zostanie napelniony, larwy zaczynają aktywnie pływać w pozycji horyzontalnej w poszukiwaniu pokarmu. Oznacza to wejście larw w trwający kilka dni etap odżywiania mieszanego, w czasie którego korzystają one jeszcze z resztek zawartości woreczka żółtkowego. W tej fazie rozwoju larwy mogą być już użyte do zarybień, obsadzania stawów lub dalszego podchowu.

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.**

3. Kontrolowany podchów wylęgu ryb karpiokształtnych

Prof. dr hab. Jacek Wolnicki – Zakład Rybactwa Stawowego, Instytut Rybactwa

Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza – Państwowy Instytut Badawczy w Olsztynie

3.1. Wprowadzenie – ryby karpiokształtne, czyli właściwie jakie?

Zgodnie z obecnym stanem wiedzy pospolite gatunki ryb, będące od dawna obiektem akwakultury i rybactwa w Polsce i do niedawna zaliczane hurtem do wielkiej rodziny ryb karpiowatych (Cyprinidae), w rzeczywistości należą do kilku wyodrębnionych rodzin (tab. 7). Badania genetyczne wykazały, że zdecydowana większość spośród tych gatunków w rzeczywistości należy do rodziny ryb jelcowatych (m.in. Schönhuth i in. 2018).

Tabela 7. Pospolite rodzime i obce gatunki ryb karpiokształtnych

Gatunek	Rodzina
<i>Barbus barbus</i> – brzana	Cyprinidae (karpiowate)
<i>Carassius carassius</i> – karaś pospolity	
<i>Cyprinus carpio</i> – karp	
<i>Abramis brama</i> – leszcz	Leuciscidae (jelcowate)
<i>Chondrostoma nasus</i> – świnka	
<i>Leuciscus aspius</i> – boleń	
<i>Leuciscus idus</i> – jaź	
<i>Leuciscus leuciscus</i> – jelec	
<i>Rutilus rutilus</i> – płóc	
<i>Scardinius erythrophthalmus</i> – wzdręga	
<i>Squalius cephalus</i> – kleń	
<i>Vimba vimba</i> – certa	Tincidae (linowate)
<i>Tinca tinca</i> – lin	
<i>Ctenopharyngodon idella</i> – amur biały	Xenocyprididae
<i>Hypophthalmichthys molitrix</i> – tołpyga biała	

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.**

3.2. Czym jest wylęg i dlaczego warto go podchowwać?

Przez ogólne określenie *wylęg* należy rozumieć ryby w początkowych dniach larwalnego okresu życia. Larwą staje się zarodek ryby w momencie opuszczenia osłonek jajowych w trakcie wykluwania (fot. 6).



Fot. 6. Niedawno wykłute, nieżerujący wylęg karpia w początkach okresu resorpcji żółtka (fot. J. Sikorska).

Okres larwalny trwa do metamorfozy (przeobrażenia), kiedy osobnik ostatecznie traci cechy larwy i morfologicznie upodabnia się do ryby dorosłej. Larwy ryb nieco bardziej zaawansowane w rozwoju w efekcie krótkotrwałego podchowu, zdolne do samodzielnego poruszania się i pobierania pokarmu, noszą nazwę *wylęgu żerującego* (fot. 7), a te bliższe metamorfozy niż wykłucia określa się mianem *wylęgu podchowanego* (fot. 8).

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. 7. Wylęg zerujący klenia. Napęczniona tylna komora pęcherza pławnego, w jelicie widoczny pokarm (fot. J. Sikorska).

Wiele lat obserwacji i badań terenowych oraz doświadczeń laboratoryjnych wskazuje, że niepodchowany wylęg ryb karpiokształtnych nie bardzo nadaje się do obsadzania stawów (m.in. Lirski i in. 1988), nie mówiąc o zarybianiu wód naturalnych ze względu na śmiertelność, z reguły wysoką. Podchowany przez jakiś czas w warunkach kontrolowanych wylęg góruje nad niepodchowanim pod każdym względem, zdecydowanie lepiej radząc sobie zwłaszcza w trudnych warunkach życia (niedostatek pokarmu naturalnego odpowiedniego pod względem wielkościowym, jakościowym i ilościowym, silne wahania temperatury wody, liczna obecność drapieżników bezkręgowych i in.), panujących w stawach i innych typach wód. Podchów wylęgu jest zatem czynnikiem o kluczowym znaczeniu dla wyników dalszego chowu i hodowli ryb w stawach oraz zarybień wód naturalnych, jest on również wstępem do dalszych działań ukierunkowanych na wychów narybku w warunkach kontrolowanych. Okoliczności te sprawiają, że podchów najmłodszych stadiów rozwojowych ryb musi być przeprowadzony zgodnie z zasadami sztuki w taki sposób, aby ryby zachowały najwyższą jakość biologiczną. W przeciwnym razie wartość podchowanego materiału obsadowego czy

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.**

zarybieniowego może być mniejsza niż mniej zaawansowanych w rozwoju ryb niepodchowanych w ogóle.



Fot. 8. Zaawansowany w rozwoju wylęg podchowany wzdręgi. Obie komory pęcherza pławnego napełnione, jelito pełne pokarmu (fot. J. Sikorska).

3.3. Biotechniczne podstawy podchowu wylęgu ryb karpiokształtnych

3.3.1. Początek i koniec podchowu – jak długo podchowować wylęg?

Za początek podchowu trzeba przyjąć pierwsze karmienie ryb. Okres podchowu ryb w larwalnym okresie życia zależy w decydującej mierze od przeznaczenia podchowowanego materiału. Jeżeli ryby mają trafić do stawów, to byłoby pożądane, aby podchów trwał do metamorfozy. Jednym z sygnałów tego stanu jest pojawienie się u ryb pokrywy łuskowej, stanowiącej ważną ochronę ich skóry. Larwy poszczególnych gatunków ryb karpiokształtnych przeobrażają się po różnym czasie i przy różnej wielkości. W warunkach kontrolowanych, w optymalnych warunkach termicznych i pokarmowych, zajmuje to na ogół



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.**

3-4 tygodnie. Po takim okresie długość całkowita ryb poszczególnych gatunków może wynosić 18-30 mm, a masa ciała wzrasta do 100-300 mg (Wolnicki 2005).

3.3.2. Pokarm i karmienie wylęgu

Początek karmienia

Pokarm, to obok temperatury wody czynnik decydujący o wzroście ryb (Kamler 1992). Sygnałem do rozpoczęcia karmienia jest częściowe napełnienie tylnej komory pęcherza pławnego wylęgu. Umożliwia to osobnikowi utrzymywanie w wodzie pozycji horyzontalnej i pozwala na przemieszczanie się w pionie w słupie wody, początkowo ograniczone, lecz u osobników dobrze karmionych, szybko zwiększające zasięg pionowy i poziomy. Dzięki zdolności do przemieszczania się wylęg może zacząć chwycić ruchliwe cząstki podawanego mu pokarmu zewnętrznego (egzogennego). To wydarzenie zbiega się w czasie z definitywnym wyczerpaniem się rezerw energetycznych zgromadzonych w woreczku żółtkowym. Ograniczone ilościowo karmienie wylęgu warto rozpoczynać jeszcze zanim wszystkie larwy uzyskają zdolność do samodzielnego pływania, gdyż ich odporność na głodowanie jest ograniczona do kilku dni (Wolnicki i Opuszyński 1988). Przekroczenie przez nie tzw. punktu bez powrotu jest równoznaczne ze śmiercią głodową, pomimo dostępności (spóźnionej) pokarmu. Istnieje również pogląd, że obecność pokarmu egzogennego może przyspieszać moment częściowego napełnienia tylnej komory pęcherza u opóźnionych pod tym względem osobników, o ile są w ogóle do tego zdolne. Jest regułą, że wśród setek czy tysięcy larw pewien ich odsetek, zazwyczaj mały, jest niezdolny do napełnienia pęcherza i w związku z tym skazany na śmierć głodową.

Czym karmić wylęg?

Współcześnie nie praktykuje się, jak dawniej, karmienia wylęgu naturalnym zooplanktonem pozyskiwanym ze stawów i innych wód ze względu na liczne słabości takiego postępowania, jak choćby zagrożenie ze strony pasożytów czy gatunków drapieżnych. Do czasu wyczerpania się globalnych zasobów solowca *Artemia* spp. (może to kiedyś nastąpić w związku ze zmianami klimatycznymi w efekcie stopniowego wysychania wielu

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.**

słonowodnych jezior, będących naturalnym siedliskiem solowca), właśnie ten pokarm powinien być stosowany w podchowcie wylęgu ryb karpiokształtnych, jako jedyny lub przynajmniej decydujący składnik ich diety w warunkach kontrolowanych. Należy jako regułę przyjąć, że w ciągu pierwszych, przynajmniej kilku dni podchowu, nie powinno się stosować innego pokarmu, niż żywe larwy (naupliusy) solowca, chociaż znaczenie pokarmu żywego, jako pierwszego pokarmu wylęgu w obrębie ryb karpiokształtnych jest dość silnie zróżnicowane (tab. 8).

Tabela 8. Zalecany minimalny oraz optymalny okres żywienia pokarmem naturalnym w podchowcie wylęgu różnych gatunków ryb karpiokształtnych

Gatunek	Minimalny okres początkowego karmienia pokarmem żywym (dni)	Optymalny okres początkowego karmienia pokarmem żywym (dni)
Lin	20	20
Karaś pospolity	15	20
Certa	15	20
Jaź	10	20
Jelec	10	20
Boleń	5	20
Kleń	5	20
Karp	5	15
Brzana	5	15
Świnka	5	15
Amur biały	5	15
Tołpyga biała	5	15

Zastosowanie pokarmu żywego przez przynajmniej kilka początkowych dni podchowu wywiera istotny pozytywny wpływ na każdy gatunek ryb karpiokształtnych, dlatego jest zdecydowanie zalecane (Kamler i Wolnicki 2006). Pokarm żywy ma korzystny wpływ nie tylko na przeżywalność, lecz i na tempo wzrostu wylęgu, a także na mierzone



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.**

różnymi metodami stan fizjologiczny ryb (Wolnicki i Myszkowski 1998a, Sikorska i in. 2018). W kilku doświadczeniach z wylęgiem m.in. lina, bolenia, klenia czy certy udowodniono, że już pięcio-, dziesięciodniowy wstępny okres karmienia paszami startowymi zamiast pokarmem żywym może wystarczyć do ujawnienia się masowych śnięć ryb przy jednoczesnym skrajnie powolnym ich wzroście (Wolnicki 2005). Trzeba jednak dodać, że reakcja wylęgu konkretnego gatunku na różne pasze nie jest jednakowa. Niektóre startery szkodzą mniej, inne z kolei bardziej odbiegają od potrzeb pokarmowych ryb i przynoszą bardzo słabe rezultaty.

Występujące w obrębie ryb karpiokształtnych bardzo zróżnicowane wymagania pokarmowe wylęgu, czasem manifestujące się diametralnie różną reakcją na żywienie różnymi paszami mają to samo tło, co różna reakcja poszczególnych gatunków na tę samą paszę. U ryb karpiokształtnych w larwalnym okresie rozwoju układ trawienny jest bardzo słabo rozwinięty, z czego wynikają bardzo ograniczone zdolności do trawienia pokarmu innego niż naturalny i przyswajania zawartych w nim składników odżywczych. Przy karmieniu pokarmem naturalnym, zwłaszcza żywym (solowcem, zooplanktonem), trawienie zjedzonego przez rybę pokarmu jest wspomagane przez enzymy trawienne zawarte w pokarmie. Mechanizm ten nie dotyczy pasz startowych, stąd biorą się z reguły słabe wyniki podchowu na samych paszach (np. Wolnicki i Korwin-Kossakowski 1993, Kamiński i in. 2006, 2009). Trzeba jednak wspomnieć, że niektóre gatunki ryb, jak karp, brzana, świnka czy amur biały (tab. 8), mają zdecydowanie większe zdolności trawienne od innych karpiokształtnych i mogą bez wielkiej szkody obywać się bez wstępnego żywienia pokarmem żywym; o ile ich dietę stanowi umiejętnie dobrany starter. Istnieje pogląd, że ta ich cecha może świadczyć o dobrym przystosowaniu do odżywiania się pokarmem niskobiałkowym (roślinnym), a nie ścisłym wyspecjalizowaniu do pokarmu wysokobiałkowego (zwierzęcego) (Wolnicki 2005).

Wzmiankowane wyżej ograniczenia w stosowaniu pasz startowych nie oznaczają ich wykluczenia z diety wylęgu. Po zaprzestaniu karmienia pokarmem żywym nie ma zresztą wielkiego wyboru. Naupliusy solowca można co prawda zastąpić zdekapsułowanymi (to jest pozbawionymi osłonek jajowych) cystami solowca, jednak nie jest to pokarm tani, a wyniki jego stosowania są znacznie gorsze od tych uzyskiwanych z użyciem żywych naupliusów



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 1995, 1996, 2005, Wolnicki i Myszkowski 1998b, 1999, Shiri Harzevili i in. 2004). W zasadzie nic zatem nie stoi na przeszkodzie w stosowaniu żywienia kombinowanego: naupliusów solowca i dobrze dobranego starteru, chociaż lepiej paszę wprowadzać do diety ryb dopiero po kilku (5-7) dniach karmienia pierwszym z wymienionych (Wolnicki i Górny 1995a, 1995b, 1995c). W tej sprawie nie ma ścisłych reguł dla poszczególnych gatunków. Należy tylko kierować się zasadą, że starter początkowo musi być dodatkiem do naupliusów, a nie na odwrót. Jest korzystne dla wyników podchowu, aby udział paszy w diecie ryb stopniowo zwiększać kosztem naupliusów, tak by w końcowych dniach podchowu (np. około dwudziestego dnia) starter był jedynym składnikiem diety.

Na podstawie bardzo licznych badań i obserwacji można ogólnie stwierdzić, że w podchowcie wylęgu ryb karpiokształtnych znacznie bezpieczniej jest używać pasz przeznaczonych dla gatunków nazywanych potocznie karpiowatymi oraz dla ryb łososiowatych, charakteryzujących się niską zawartością tłuszczu. Pasze dla ryb morskich zawierają więcej tłuszczu i żywienie nimi wylęgu może doprowadzić do silnego spadku jego jakości biologicznej, m.in. do podwyższonego otluszczenia ciała i narządów wewnętrznych oraz do rozmaitych deformacji.

Dobowy okres karmienia i dawkowanie pokarmu

W podchowcie wylęgu ryb z rzędu karpiokształtnych nie jest niezbędne ich całodobowe karmienie, chociaż dobowy okres podawania pokarmu i jego dostępności wywiera istotny wpływ na tempo wzrostu ryb, szczególnie wylęgu gatunków rosnących wolno i podchowiwanych w wysokiej temperaturze wody rzędu 27-28°C (Wolnicki i Kamiński 2012, Wolnicki i in. 2003, 2017). U lina na przykład karmienie całodobowe dało w efekcie co najmniej dwukrotnie większy przyrost masy ciała wylęgu w porównaniu z karmieniem o połowę krótszym (Wolnicki i in. 2003). W świetle dostępnej wiedzy na ten temat zaleca się karmienie wylęgu przez 16-18 godzin na dobę w porze dziennej, a potem 6-8 godzin fizjologicznego odpoczynku dla ryb i ludzi w nocy. Podczas podchowu wylęgu w wysokiej temperaturze, lecz z karmieniem ograniczonym do około połowy doby, zaleca się obniżanie temperatury wody w nocy o kilka stopni. Takie postępowanie ogranicza chudnięcie ryb w okresie niedostępności pokarmu (Myszkowski i in. 2002).



Wobec znikomej początkowej wielkości wylęgu większości gatunków ryb karpiokształtnych (zazwyczaj 0,5-3 mg; Kamler i Wolnicki 2006), niewielka jest także wyjściowa biomasa obsad zbiorników podchowowych; o ile stosuje się rozsądne zagęszczenie ryb. Podstawą sukcesu podchowu jest dążenie do zapewnienia wszystkim osobnikom w okresie karmienia swobodnego dostępu do pokarmu, tak aby nie musiały wydatkować dużo energii na pływanie w poszukiwaniu cząstek pokarmowych. Wymaga to uwagi ze strony osób czuwających nad przebiegiem podchowu i częstego kontrolowania czy tak rzeczywiście jest. Dotyczy to zarówno sprawdzania obecności cząstek pokarmu w wodzie, jak i jego obecności pokarmu w przewodach pokarmowych ryb. Podczas karmienia obsad należy kierować się rozsądkiem, gdyż przekarmianie ryb niesie za sobą równie opłakane skutki, jak ich niedokarmianie.

Wylęg ryb karpiokształtnych nie wymaga nieprzerwanego podawania pokarmu, bez względu na to, czy jest karmiony pokarmem żywym czy starterem. Zaleca się karmienie obsad ręcznie co 2-3 godziny, zawsze ze zwróceniem baczej uwagi na apetyt ryb i prawidłowość ich zachowań po podaniu nowej porcji pokarmu.

3.3.3. Termiczne optimum wzrostu i optymalna temperatura podchowu

Charakterystyczną cechą ryb karpiokształtnych, zarówno gatunków rodzimych, jak i obcych ważnych dla akwakultury jest wyraźna ciepłolubność w larwalnym okresie życia (Wolnicki 2005). Temperatura optymalna dla wzrostu poszczególnych gatunków, czyli taka, która zapewnia największe tempo wzrostu, wynosi z reguły co najmniej 25°C (Kamler i Wolnicki 2006; tab. 9). Wylęg niektórych gatunków rośnie najszybciej w temperaturze bliższej 30°C (Kamiński i in. 2013, Sikorska i in. 2018).

Pojęcie optymalnej temperatury podchowu jest szersze, gdyż należy je traktować jako wyraz kompromisu między dążeniem do maksymalizacji wyników podchowu (w tym tempa wzrostu ryb) a minimalizacją jego nieuniknionych kosztów (np. pokarmu czy energii wymaganej do podgrzewania wody). Dane z tabeli 9 wskazują, że w wypadku podchowu większości gatunków ryb karpiokształtnych taką kompromisową temperaturą będzie 25°C. Tylko niektóre gatunki, jak bardzo powoli rosnący lin warto podchowować w wodzie o nieco wyższej temperaturze. Warto pamiętać, że przyspieszenie wzrostu wylęgu zapewnią nie tylko

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.**

manipulacje temperaturą wody, lecz również zagęszczeniem obsady (zmniejszenie) czy długością dobowego okresu karmienia (wydłużenie).

Tabela 9. Temperatura optymalna dla wzrostu oraz zalecana optymalna temperatura podchowu

wylęgu różnych gatunków ryb karpiokształtnych

Gatunek	Temperatura optymalna dla wzrostu (°C)	Optymalna temperatura podchowu (°C)
Amur biały	>31	28
Tołpyga biała	>31	28
Karp	31	25
Lin	28	28
Karaś pospolity	28	25
Certa	28	25
Świnka	28	25
Brzana	27	25
Boleń	26	25
Leszcz	25	25
Kleń	25	25
Jelec	25	25
Jaź	25	25

3.3.4. Inne parametry biotechniczne

Oprócz omówionych bardziej szczegółowo najważniejszych zagadnień związanych z żywieniem ryb i termicznymi warunkami podchowu, na jego wyniki mogą też wywierać duży wpływ inne czynniki biotechniczne.

Jakość wody

Konieczność utrzymywania przez cały okres podchowu właściwej jakości wody oczyszczanej mechanicznie i uzdatnianej biologicznie w systemie recyrkulacyjnym jest rzeczą



oczywistą. Wylęg gatunków ryb karpiokształtnych cechuje się ogólnie dużą tolerancją pod względem wymagań co do jakości wody. Istotne jest, aby nasycenie wody tlenem w zbiornikach podchowowych było utrzymywane na poziomie 80-100%. W zbiornikach z rybami warto zapewnić dwa niezależne źródła tlenu. Jednym byłby stały dopływ świeżej, dobrze natlenionej wody, drugim kostki lub węże napowietrzające umieszczone wewnątrz zbiorników. Trzeba zdawać sobie przy tym sprawę, że zwłaszcza w początkowych dniach podchowu delikatny wylęg nie powinien być narażony na silny prąd wody ani na jej turbulencje, spowodowane zbyt intensywnym napowietrzaniem. Odczyn wody w trakcie podchowu powinien wynosić 6,5-8,5 pH, zawartość potencjalnie niebezpiecznych dla ryb związków azotu, azotynów i amoniaku, nie powinna przekraczać odpowiednio, 0,05 mg/l i 0,5 mg/l (Helfrich i Libey 1991). Jeśli dojdzie do nadmiernej koncentracji w wodzie szkodliwych związków azotowych, zwłaszcza amoniaku, należy zwiększyć dopływ świeżej wody do systemu, ograniczyć lub nawet całkowicie wstrzymać na pewien czas karmienie larw albo zredukować zagęszczenie obsad. W przypadku krótkotrwałego wstrzymania żywienia gatunków ciepłolubnych, należy jednocześnie nieco obniżyć temperaturę wody.

Zbiorniki podchowowe

Kształt, wielkość czy kolor wnętrza zbiorników podchowowych nie ma większego znaczenia dla wyników podchowu. Ze względu na komfort osób prowadzących podchów dobrze jest, aby wewnętrzne powierzchnie zbiorników były utrzymane w tonacji jasnej (jasnozielonej, jasnoszarej).

Oświetlenie

Wylęg ryb karpiokształtnych lokalizuje cząstki pokarmowe posługując się wzrokiem, ale nie ma specjalnych wymagań co do intensywności oświetlenia czy źródła światła. W okresie karmienia (zalecane 16-18 godzin na dobę) zbiorniki podchowowe powinny być oświetlone z intensywnością zapewniającą rydom dobre widzenie, a osobom prowadzącym podchów komfort obserwowania zachowań ryb. Wystarczy do tego intensywność światła rzędu 600-800 luksów na powierzchni wody. W porze nocnej oświetlenie powinno być



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.**

całkowicie wygaszone, co pozwoli zmniejszyć do minimum ruchliwość ryb i uchroni je przed stratą energii na daremne poszukiwanie cząstek pokarmu.

Zagęszczenie obsady

W praktyce stosuje się zagęszczenia wylęgu od kilkudziesięciu do nawet kilkuset larw w przeliczeniu na litr wody. Zagęszczenie ryb ma duży wpływ na tempo wzrostu i jeśli jest zbyt duże, wymaga rozrzedzenia obsady po 2-3 tygodniach podchowu. Za rozsądną wielkość obsady można przyjąć 50-100 ryb na litr. W takim wypadku zazwyczaj nie jest konieczne zmniejszenie zagęszczenia wylęgu przez co najmniej miesiąc podchowu, a zapewnienie rybom właściwych warunków życia nie sprawia trudności.

3.4. Zabiegi profilaktyczne i lecznicze

Wylęg będący potomstwem osobników rodzicielskich, wychowanych i utrzymywanych w warunkach kontrolowanych, jest narażony na występowanie niebezpiecznych pasożytniczych orzęsków, takich jak kulorzęsek *Ichtiophthirius multifiliis* czy trichodina *Trichodina* spp. w stopniu pomijalnym. W takim wypadku kąpiele profilaktyczne nie są zalecane, gdyż każda taka kąpiel ma działanie osłabiające organizm ryby. Jeżeli rodzice pochodzą z chowu w stawach lub z połowu w wodach naturalnych, zagrożenie przeniesienia pasożytów do RAS staje się już bardziej realne. Jeśli jednak procedurę sztucznego rozrodu przeprowadzono zgodnie z zasadami sztuki, a ikrę inkubowano w systemie zasilanym odpowiedniej jakości wodą (studzienna lub poddana skutecznej dezynfekcji), to zagrożenie dla zdrowia larw ze strony pasożytów jest minimalne. Dla poprawy bezpieczeństwa, przed umieszczeniem wylęgu w systemie podchowowym jest pożądane przeprowadzenie kąpeli profilaktycznej w roztworze 1% soli kuchennej. Larw ryb odłowionych ze stawów lub wód naturalnych nie powinno się podchowywać w warunkach kontrolowanych, gdyż zawsze stanowią one źródło bardzo trudnych do opanowania chorób, których rozwój powoduje w krótkim czasie masowe śnięcia.

W sytuacji pojawienia się u wylęgu symptomów infekcji którymś z pasożytów zewnętrznych należy reagować natychmiast. Organizmy te czują się szczególnie komfortowo w wodzie o temperaturze 15-25°C. W takiej temperaturze i przy wysokim zagęszczeniu



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.**

obsady namnażają się one błyskawicznie i są zdolne doprowadzić do całkowitych śnięć ryb w ciągu kilku dni. Oznaką początkowej fazy infekcji pasożytniczymi pierwotniakami jest utrata apetytu przez wylęg, wyraźny spadek jego ruchliwości i gromadzenie się tuż pod powierzchnią wody coraz większej części obsady. Takich początkowych objawów zwiastujących kłopoty nie wolno przegapić.

Z wieloletniej praktyki wiadomo, że próby zwalczenia rozległej, zaawansowanej infekcji zawsze wiążą się z dużymi stratami wylęgu. Wiadomo jednak, że temperatura wody około 25°C wykracza nieco poza termiczne optimum rozwoju niektórych, szczególnie groźnych pierwotniaków pasożytniczych. Podchowywanie zatem larw ryb karpiokształtnych w temperaturze 25°C lub nawet nieco wyższej, szczególnie w pierwszych dniach, jest uzasadnione i ze względu na bezpieczeństwo obsad.

Trzeba zdawać sobie sprawę, że leczenie larw ryb, u których zostanie stwierdzona obecność pierwotniaków pasożytniczych jest mało skuteczne. Do kąpeli leczniczych – bez gwarancji większego sukcesu – można zastosować 1% solankę. Nie jest ona jednak skuteczna w leczeniu między innymi ichtioftiriozy. Za to dość skutecznym sposobem ograniczenia zasięgu infekcji i zmniejszenia śnięć jest szybkie podniesienie temperatury wody do poziomu powyżej 30°C. Tak wysoka temperatura zahamuje namnażanie się większości pierwotniaków pasożytniczych i przez pewien czas (kilka dni) będzie tolerowana przez ryby.



4. Literatura

- Al-Bachry W.S.J. 2018 – The effect of using low fat milk to remove the adhesive substance from common carp fish eggs (*Cyprinus carpio* L.) during artificial reproduction – Directorate of Agriculture Babylon Conference 1-5.
- Brzuska E. 2014 – Pozasezonowy, wiosenno-letni rozród karpia (*Cyprinus carpio*) – W: Wylęgarnictwo organizmów wodnych a bioróżnorodność – (red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalska, Wydawnictwo IRS, Olsztyn: 237-246.
- Brzuska E., Bieniarz K. 1977 – Metoda przyżyciowego określania dojrzałości płciowej samic karpia w związku z iniekcjami homogenatu przysadki mózgowej karpia – Broszura nr 105, Wyd. IRS, Olsztyn.
- Cejko B.I., Żarski D., Targońska K., Krejszeff S., Kucharczyk D., Glogowski J. 2010 – Osmolality of seminal plasma as an indicator of milt contamination with urine based on the example of the tench *Tinca tinca* (L.) – Pol. J. Nat. Sci. 25: 287-298.
- Fricke R., Eschmeyer W.N., Van der Laan R. 2020 – Eschmeyer’s Catalog of Fishes: Genera, Species, References. Version 2020/11
- Gomułka P. 2008 – Anestetyki w hodowli ryb jesiutowatych – W: Innowacyjne techniki oceny biologicznej i ochrony cennych gatunków ryb hodowlanych i raków – (red.) K. Demska-Zakęś. Wyd. IRS i UWM, Olsztyn: 109-137.
- Helfrich L.A., Libey G. 1991 – Fish farming in Recirculating Aquaculture Systems (RAS) – Virginia Cooperative Extension Service (USA), 23 ss; dostęp on-line: <https://fisheries.tamu.edu/files/2013/09/Fish-Farming-in-RecirculatingAquaculture-Systems-RAS.pdf>.
- Horváth L., Tamás G., A.G. Coche, Kovács É., Moth-Poulsen T., Woynarovich A. 2015 – Training manual on the artificial propagation of carps – FAO, Budapest.
- Kamiński R., Kwiatkowski S. 2004 – Ikra świnki nie musi pękać! – III Konferencja „Karpowate ryby reofilne”, 30.06-02.07.2004, Warszawa.
- Kamiński R., Sikorska J., Wolnicki J., Kwiatkowski S. 2006 – Ocena przydatności paszy Aller Futura Larvae do żywienia larw ryb karpowatych (lin, wzdreğa) w warunkach kontrolowanych [W: Zakęś Z., Demska-Zakęś K., Wolnicki J. (red.) – Rozród, podchów,

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.**

- profilaktyka ryb karpiowatych i innych gatunków. Wydawnictwo IRS, Olsztyn, 107-110].
- 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.) – *Aquaculture International* 21: 829-841.
- Kamler E. 1992 – Early life history of fish. An energetics approach – Chapman and Hall, Fish and Fisheries Series, London.
- Kamler E., Wolnicki J. 2006 – The biological background for the production of stocking material of 11 European rheophilic cyprinids. A review – *Archiv für Hydrobiologie Suppl.* 158/4 (Large Rivers 16, 4): 667-687.
- Kucharczyk D., Targońska K., Hliwa P., Gomułka P., Kwiatkowski M., Krejszeff S., Perkowski J. 2008 – Reproductive parameters of common carp (*Cyprinus carpio* L.) spawners during natural season and out-of-season spawning – *Rep. Biol.* 8: 285-289.
- Linhart O., Gela D., Flajšhans M., Duda P., Rodina M., Novák V. 2000 – Alcalase enzyme treatment for elimination of egg stickiness in tench, *Tinca tinca* L. – *Aquaculture* 4: 303-308.
- Linhart O., Rodina M., Gela D., Kocour M., Rodriguez M. 2003 – Improvement of common carp artificial reproduction using enzyme for elimination of egg stickiness – *Aquat. Liv. Res.* 16: 450-456.
- Lirski A., Okoniewska G., Wolnicki J., Woźniewski M., Opuszyński K. 1988 – Porównanie wartości wylęgu i podchowanego wylęgu karpia oraz ryb roślinożernych jako materiału zarybieniowego – Broszura IRS w Olsztynie, 16 ss.
- Myszkowski L., Kamiński R., Korwin-Kossakowski M., Stanny L.A., Wolnicki J. 2002 – Dobowe manipulacje temperaturą wody receptą na zwiększenie efektywności podchowu larw brzany *Barbus barbus* (L.) – *Komunikaty Rybackie* 1: 30-32.
- Nowosad J., Dryl K., Kupren K., Kucharczyk D. 2020 – Inhibiting the influence of ovarian fluid on spermatozoa activation and spermatozoa kinetic characteristics in the common barbel *Barbus barbus* – *Theriogenology* 158: 250-257.

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. barbatus* L.) throughout the spawning season – J. Appl. Ichthyol. 26: 812-815.
- Rothbard S., Rubinshtein I., Gelman E. 1996 – Storage of common carp, *Cyprinus carpio* L., eggs for short durations – Aquacult. Res. 27: 175-181.
- Schönhuth, S., Vukić, J., Šandac, R., Yang L., Mayden, R.L. 2018 – Phylogenetic relationships and classification of the Holarctic family Leuciscidae (Cypriniformes: Cyprinoidei) – Molecular Phylogenetics and Evolution 127: 781-799.
- Shiri Harzevili A., Vught I., Auwerx J., De Charleroy D. 2004 – Larval rearing of ide (*Leuciscus idus* (L.)) using decapsulated Artemia – Archives of Polish Fisheries 12: 191-195.
- Siddique M.A.M., Linhart O., Krejszef S., Żarski D., Król J., Butts I.A.E. 2016 – Effects of preincubation of eggs and activation medium on the percentage of eyed embryos in ide (*Leuciscus idus*), an externally fertilizing fish – Theriogenology 85: 849-855.
- Sikorska J., Kondera E., Kamiński R., Ługowska K., Witeska M., Wolnicki J. 2018 – Effect of four rearing water temperatures on some performance parameters of larval and juvenile crucian carp, *Carassius carassius*, under controlled conditions – Aquaculture Research 49: 3874-3880.
- Siwicki A. 1984 – New anaesthetic for fish – Aquaculture 38: 171-176.
- Siwicki A.K., Kazuń K., Głąbski E., Terech-Majewska E. 2006 – Ochrona zdrowia tarlaków karpia (*Cyprinus carpio*) – nowe osiągnięcia w zakresie profilaktyki – W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb karpiojących i innych gatunków (red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, J. Wolnicki., Wydawnictwo IRS, Olsztyn: 167-172.
- Solovyev M.M., Izvekova G.I., Kashinskaya E.N., Gisbert E. 2018 – Dependence of pH values in the digestive tract of freshwater fishes on some abiotic and biotic factors – Hydrobiologia 807: 67–85.
- Teletchea F., Gardeur J.N., Kamler E., Fontaine P. 2009 – The relationship of oocyte diameter and incubation temperature to incubation time in temperate freshwater fish species – J. Fish Biol. 74: 652-668.



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. 1995 – Ocena przydatności zdekapsulowanych cyst artemii w podchowcie wylęgu amura białego i lina – Komunikaty Rybackie 3: 10-11.
- Wolnicki J. 1996 – Intensive rearing of larval and juvenile vimba, *Vimba vimba* (L.), fed natural and formulated diets – Polskie Archiwum Hydrobiologii 43: 447-454.
- Wolnicki J. 1997 – Intensywny podchów larwalnych i młodocianych stadiów brzany *Barbus barbus* (L.) na suchych dietach komercyjnych – Roczniki Naukowe Polskiego Związku Wędkarskiego 10: 7-14.
- Wolnicki J. 2005 – Intensywny podchów wczesnych stadiów ryb karpiovatych w warunkach kontrolowanych – Archiwum Rybnictwa Polskiego 13, Suppl. 1: 5-87.
- Wolnicki J., Górny W. 1995 – Controlled rearing of ide (*Leuciscus idus* L.) larvae using live food and dry feed – Aquaculture 129, 1-2: 255-256.
- Wolnicki J., Górny W. 1995 – Suitability of two commercial dry diets for intensive rearing of larval tench (*Tinca tinca* L.) under controlled conditions – Aquaculture 129, 1-2: 257-258.
- Wolnicki J., Górny W. 1995 – Survival and growth of larval and juvenile barbel, *Barbus barbus* L., reared under controlled conditions – Aquaculture 129, 1-2: 258-259.
- Wolnicki J., Kamiński R. 2012 – Optymalna kombinacja dobowego okresu karmienia i temperatury wody w podchowcie larw lina (*Tinca tinca*) [W: Z. Zakęś, A. Kowalska, K. Demska-Zakęś (red.) – Wylęgarnictwo organizmów wodnych – osiągnięcia, wyzwania i perspektywy. Wydawnictwo IRS, Olsztyn, 173-178].
- Wolnicki J., Korwin-Kossakowski M. 1993 – Survival and growth of larval and juvenile tench, *Tinca tinca* L., fed different diets under controlled conditions – Aquaculture and Fisheries Management 24: 707-713.
- Wolnicki J., Myszkowski L. 1998a – Quality-evaluation of larval and juvenile tench *Tinca tinca* (L.) fed live or dry diet by means of a stress test – Polskie Archiwum Hydrobiologii 45, 3: 435-440.
- Wolnicki J., Myszkowski L. 1998b – Growth and survival of larval nase *Chondrostoma nasus* (L.) fed different diets at two water temperatures – European Aquaculture Society Special Publication 26: 276-277.



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., Myszkowski L. 1999 – Larval rearing of rheophilic cyprinids, *Aspius aspius* (L.) and *Leuciscus cephalus* (L.), on live, dry or mixed diet – European Aquaculture Society Special Publication 27: 258-259.
- Wolnicki J., Opuszyński K. 1988 – Punkt bez powrotu" u wylęgu karpia (*Cyprinus carpio* L.) i ryb roślinożernych (*Ctenopharyngodon idella* Val., *Hypophthalmichthys molitrix* Val., *Aristichthys nobilis* Rich.) – Roczniki Nauk Rolniczych H, 101, 4: 61-69.
- Wolnicki J., Kamiński R., Myszkowski L. 2003 – Survival, growth and condition of tench *Tinca tinca* (L.) larvae fed live food for 12, 18 or 24 hours a day under controlled conditions – Journal of Applied Ichthyology 19, 3: 146-148.
- Wolnicki J., Kamiński R., Myszkowski L. 2001 – Przyspieszenie wzrostu lina *Tinca tinca* (L.) w warunkach kontrolowanych. I. Manipulacje dobowym okresem karmienia w podchowcie stadiów larwalnych – Komunikaty Rybackie 3: 5-7.
- Wolnicki J., Kamiński R., Sikorska J. 2017 – Combined effects of water temperature and daily food availability period on the growth and survival of tench (*Tinca tinca*) larvae – Aquaculture Research 48: 3809-3816.
- Wolnicki J., Sikorska J., Kamiński R. 2009 – Response of larval and juvenile rudd *Scardinius erythrophthalmus* (L.) to different diets under controlled conditions – Czech Journal of Animal Science 54, 7: 331-337.
- Żarski D., Horváth Á., Bernáth G., Palińska-Żarska K., Krejszeff S., Müller T., Kucharczyk D. 2014 – Application of different activating solutions to in vitro fertilization of crucian carp, *Carassius carassius* (L.), eggs – Aquacult. Int. 22: 173-184.