

Instrukcja doradcza

nr 2/RK/2020

Sztuczny rozród karpia

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

Instrukcja doradcza

Sztuczny rozród karpia

Autorzy:

dr hab. inż. Rafał Kamiński

dr Justyna Sikorska

prof. dr hab. Jacek Wolnicki

Zakład Rybactwa Stawowego, Instytut Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława
Sakowicza w Olsztynie

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

Spis treści

1. Wprowadzenie	4
2. Przygotowanie tarlaków do rozrodu	6
3. Żywienie tarlaków	7
4. Znieczulanie ryb	8
5. Odłów tarlaków i ich transport do wylęgarni	10
6. Rozpoznawanie płci i selekcja tarlaków do rozrodu	12
7. Fototermiczna stymulacja dojrzewania	12
8. Ocena dojrzałości oocytów	13
9. Stymulacja hormonalna	15
9.1. Stymulacja spermacji	16
9.2. Stymulacja owulacji	17
10. Pobieranie produktów płciowych	19
11. Zapłodnienie ikry i jej przygotowanie do inkubacji	22
12. Inkubacja ikry i postępowanie z wyklutymi larwami	23
13. Krótkotrwały podchów larw	26
14. Spis wykorzystanej literatury	27
Załącznik 1	30

1. Wprowadzenie

Karp (*Cyprinus carpio*) (fot. 1) jest rybą powszechnie hodowaną na świecie. Jego hodowla ma też najdłuższą historię. Uznaje się, że gatunek ten ma jedną z najbardziej złożonych technologii sztucznego rozrodu wśród ważnych komercyjnie gatunków ryb słodkowodnych (Horváth i in. 2015). Rozmnażanie karpia w warunkach kontrolowanych jest bardziej skomplikowane niż tarło naturalne lub półnaturalne i wymaga lepiej rozbudowanej bazy technicznej. Sztuczny rozród tego gatunku staje się jednak coraz powszechniejszy ze względu na swoje liczne zalety, takie jak: zapotrzebowanie na samce kilkakrotnie mniejsze niż w wypadku tarła naturalnego; możliwość precyzyjnego, indywidualnego doboru do rozrodu i krzyżowania określonych osobników. Standardowo osiąga się też wyższy odsetek zapłodnionych jaj i można skutecznie chronić ikrę przed pasożytami, grzybami wodnymi, złymi warunkami pogodowymi i drapieżnikami. Także wykłute larwy są lepiej chronione przed zagrożeniami, a szansę na ich przetrwanie w stawach można dodatkowo zwiększyć, poddając je krótkotrwałemu podchowowi w warunkach kontrolowanych.



Fot 1. Portret karpia.

Od wielu dziesięcioleci istnieją w Polsce ośrodki hodowlane koncentrujące swoją działalność na optymalizacji sztucznego rozrodu karpia w warunkach kontrolowanych. Dostarczają one producentom ryb towarowych materiału obsadowego o bardzo wysokiej jakości, najczęściej w postaci żerujących larw. Ośrodki te dysponują wyselekcjonowanymi liniami hodowlanymi, których odpowiednie krzyżowanie pozwala na uzyskanie materiału obsadowego o szczególnie pożądanym walorach użytkowych: atrakcyjnej dla konsumentów szacie łuskowej, szybkim wzroście, wysokiej odporności na choroby (Linhart i in. 2002a, Białowas 2008). Zazwyczaj ośrodki te rozwijają własne metody sztucznego rozrodu karpia, sprawdzone w praktyce i dostosowane do ich szczególnych warunków i ograniczeń. Dla zdecydowanej większości ośrodków rybackich zajmujących się jedynie chowem ryb tego gatunku, materiał obsadowy pochodzący z wyspecjalizowanych ośrodków jest znacznie bardziej wartościowy niż ten, który mogą uzyskać w wyniku rozrodu przeprowadzonego samodzielnie. Jednak istnieją specyficzne sytuacje, w których opanowanie sztucznego rozrodu karpia we własnym zakresie jest uzasadnione. Niniejsza instrukcja ma przybliżyć podstawowe i najbardziej uniwersalne rozwiązania techniczne powszechnie stosowane w sztucznym rozrodzie karpia w warunkach kontrolowanych. Konieczne jest jednak ich dostosowanie do specyficznych warunków panujących w poszczególnych gospodarstwach. W związku z tym poszczególne rozdziały opisują kluczowe dane i *know-how* dotyczące przygotowania ryb do rozrodu, sztucznego rozrodu, inkubacji ikry oraz postępowania z uzyskanym potomstwem. Opisując sztuczny rozród karpia, mamy na myśli złożoną, w pełni zaplanowaną procedurę, w której każda jej faza jest przeprowadzana w warunkach kontrolowanych. Kluczowe etapy sztucznego rozrodu obejmują: 1) stymulację preparatami gonadotropinowymi lub gonadoliberynowymi, 2) pozyskiwanie ikry i nasienia, 3) zapłodnienie jaj i pozbawienie ich kleistości, 4) inkubację ikry w aparatach wylęgowych, 5) opiekę nad larwami w okresie odżywiania endogennego. Procedura ta standardowo kończy się w momencie osiągnięcia przez larwy zdolności do samodzielnego poszukiwania i pobierania pokarmu egzogenego, jednak może ona zostać przedłużona o krótkotrwały podchów larw w warunkach kontrolowanych.

2. Przygotowanie tarlaków do rozrodu

Podstawowym warunkiem powodzenia sztucznego rozrodu jest właściwe przygotowanie do niego tarlaków. W warunkach klimatycznych naszego kraju karp w stawach zwykle osiąga dojrzałość płciową w wieku 2-5 lat. Samice zwykle dojrzewają o rok lub dwa lata później niż samce. W wyjątkowo sprzyjających warunkach termicznych lub w wypadku wychowu tarlaków częściowo lub całkowicie w warunkach kontrolowanych, proces dojrzewania tarlaków można znacząco skrócić nawet do jednego sezonu. Dojrzałe płciowo samice można stosunkowo łatwo odróżnić od samców na podstawie pokroju ciała.

Do rozrodu należy wyselekcjonować osobniki o pożądanых cechach dziedzicznych, a eliminować ze stada ryby chore, osłabione, wykazujące nieprawidłowości rozwojowe. Ułożenie i rozmiar łusek, kształt ciała i jego proporcje powinny być typowe dla linii hodowlanej. Powinno się usuwać osobniki z deformacjami płetw lub ciała. Warto mieć świadomość, że niektóre wysoce pożądane cechy hodowlane ryb są uniwersalne, np. zdolność do szybkiego wzrostu. Jednak inne, jak podwyższona odporność na specyficzne patogeny lub lepsze dostosowanie do chowu w nietypowych warunkach, mogą być specyficzne dla poszczególnych ośrodków hodowlanych. Znacznym ułatwieniem prac hodowlanych jest prowadzenie bazy tarlaków w oparciu o indywidualne znakowanie ryb. Pozwala to zmniejszyć liczbę koniecznych manipulacji podczas przeglądów, monitorować jakość hodowlaną poszczególnych ryb, ułatwia też krzyżowanie osobników najbardziej dopasowanych pod względem genetycznym.

Poza okresem sztucznego rozrodu tarlaki powinny być utrzymywane w stawach ziemnych o wysokiej kulturze. Stawy betonowe są do tego celu znacznie mniej przydatne, głównie ze względu na ograniczony dostęp ryb do pokarmu naturalnego. Stawy tarlakowe mają standardowo wielkość 0,5-1 ha i głębokość 1-2 m. Powinny być one częściowo zarośnięte roślinami naczyniowymi, jednak w jednym miejscu należy utrzymywać dobry dojazd i dostęp do lustra wody. Bardzo ważna jest również skuteczna ochrona przed kłusownictwem. Obsada stawów powinna wynosić od 100 do 300 tarlaków na 1 ha. W stawach tarlakowych wskazane jest utrzymywanie niewielkiej, liczącej około 300 ryb

ha⁻¹, obsady ryb drapieżnych o masie ciała 100-200 g. Pozwala to ograniczyć występowanie drobnych ryb konkurujących z tarlakami o pokarm.

Opieka nad tarlakami jest procedurą całoroczną, a jej organizacja powinna być dostosowana do zaplanowanego terminu rozrodu ryb. Tarlaki powinny przebywać w specjalnie przeznaczonym dla nich stawie przez cały rok poza okresem rozrodu. W trakcie roku można wyróżnić te same powtarzalne okresy gospodarowania w stawie z tarlakami: 1) okres, w którym tarlaki odzyskują siły po wyczerpującym i stresującym rozrodzie, 2) okres intensywnego odżywiania w cieplej porze roku, 3) okres spoczynku w wodzie o niskiej temperaturze, 4) okres stymulowanego fototermicznie dojrzewania gonad, aż do momentu selekcji tarlaków do rozrodu.

Sztuczny rozród karpia zwykle przeprowadza się w okresie nieco wcześniejszym niż termin tarła naturalnego, który przypada na okres od końca kwietnia do początków czerwca, gdy temperatura wody w stawach wynosi 15-18 °C. Jednak coraz większe zainteresowanie wzbudza możliwość przeprowadzenia go o kilka tygodni lub nawet miesięcy wcześniej (Kucharczyk i in. 2008, Brzuska 2014). W takim wypadku w warunkach kontrolowanych musi zostać przeprowadzona fototermiczna stymulacja dojrzewania tarlaków do rozrodu.

3. Żywienie tarlaków

Awitaminozy, niedobór składników mineralnych i nadmierne odkładanie tłuszczów niekorzystnie wpływają na stan zdrowia tarlaków i skuteczność ich rozrodu (Siwicki i in. 2006). Najlepszy dla zdrowia ryb jest pokarm naturalny. Należy o tym pamiętać szczególnie w wypadku karpia i innych ryb karpiowatych. Ryby karpiowate nie posiadają żołądka i nie trawią pokarmu w środowisku silnie kwaśnym. Odczyn w przewodzie pokarmowym karpia jest bliski neutralnemu i według Solovyeva i in. (2018) wynosi tam 6,23-7,12 w skali pH, podczas gdy w żołądkach ryb może okresowo osiągać wartość 1,54-4,92 pH. Wskutek tego karp i ryby beżżołądkowe znacznie gorzej, niż te posiadające żołądek, trawią składniki mineralne zawarte w paszach. Konsekwencją może być niedobór fosforu w organizmie. Skutkuje on m.in. deformacjami ciała i otluszczeniem narządów wewnętrznych, w tym gonad, powodując obniżenie biologicznej

jakości tarlaków. W związku z tym, tarlakom należy zapewnić obfitość pokarmu naturalnego. Sam pokarm naturalny może nie zaspokoić ich dużych potrzeb pokarmowych, dlatego okresowe dokarmianie ich paszami jest konieczne. Powinno być ono dostosowane do pory roku. Gdy temperatura wody wynosi poniżej 12 °C najlepiej całkowicie wstrzymać dokarmianie ryb. Zaleca się natomiast, by w okresie wyższych temperatur, poprzedzającym sztuczny rozród, stosować suche pasze komponowane o wysokiej zawartości białka (30-40%). Paszami takimi należy jednak dokarmiać ryby z umiarem, tak aby zapobiec nadmiernemu gromadzeniu się tłuszczu w gonadach. Po rozrodzie, samice zaczynają „inwestować” w przygotowanie ikry do następnego sezonu rozrodczego. W krajach tropikalnych karp może przystępować do tarła częściej niż raz w roku. Jednak w Polsce szybki postęp owogenezy następuje tylko do okresu jesienno-zimowego, kiedy to następuje „uśpienie” dalszego dojrzewania gonad. Dlatego w okresie intensywnego żerowania ryby powinny mieć duże zasoby pokarmu naturalnego w stawach i być dokarmiane paszami uzupełniającymi o wysokiej zawartości węglowodanów (np. kukurydza, pszenica). W okresie bezpośrednio poprzedzającym sztuczny rozród żywienie ryb należy całkowicie wstrzymać.

4. Znieczulanie ryb

Każdą manipulację tarlakami, np. związaną z ich oględzinami, pobieraniem próbek oocytów, określaniem masy ciała, przeprowadzaniem iniekcji hormonalnych lub pozyskiwaniem gamet, należy przeprowadzać na osobnikach wprowadzonych w stan znieczulenia ogólnego. Anestetyk najlepiej jest podawać rybom przez imersję (w kąpeli). W tym celu rybę należy umieścić w wodzie z rozpuszczonym preparatem i przetrzymać do czasu osiągnięcia znieczulenia ogólnego. Podczas wprowadzania ryb w stan znieczulenia ogólnego należy zastosować bezpieczne i skuteczne stężenie anestetyku. Stężenie skuteczne to takie, w którym ryby w stan znieczulenia ogólnego są wprowadzane w czasie maksymalnie 3 minut. Natomiast stężenie bezpieczne gwarantuje, że po trwającej 15 minut ekspozycji wszystkie ryby wybudzają się ze znieczulenia w czasie nie dłuższym niż 10 minut. Wartość tych stężeń zależy jednak nie tylko od cech konkretnego preparatu, ale także od temperatury wody, wielkości ryb i ich kondycji. Im

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

wyższa jest temperatura wody i im mniejsza jest ryba, tym krócej będzie trwało 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.



Fot. 2. Wprowadzanie samicy karpia w stan znieczulenia ogólnego.

Obecnie nie ma preparatów znieczulających zarejestrowanych w Polsce jako produkty lecznicze do stosowania u ryb. W takiej sytuacji można używać środków dopuszczonych do stosowania w innych państwach Unii Europejskiej (Gomułka 2008). Takim preparatem jest np. Finquel, który jest produkowany na bazie MS-222 (syn: trikaina-S, metanosulfonian trikainy, TMS). Jednak zaleca się, by przy jego stosowaniu zachować dużą ostrożność. Dla karpia skuteczna dawka tego preparatu wynosi 150-200 mg l⁻¹ w temperaturze 16 °C. W czasie kąpieli ryb w roztworze anestetyku konieczne jest jego intensywne napowietrzanie. Zalecane jest poddawanie tarlaków znieczuleniu pojedynczo i ciągle monitorowanie ruchów oddechowych ryb (fot. 2). W razie ich 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 nieco niższym stężeniu. Preparatu Finquel nie należy używać w okresie 21 dni poprzedzających uśmiercenie ryb w celu ich spożycia.

5. Odłów tarlaków i ich transport do wylęgarni

W czasie łowienia i wszelkich innych procedur dokonywanych na tarlakach, 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 wyraźnych przeciwwskazań do ich użycia, takich jak objawy chorób lub wady rozwojowe. Tylko obiecujące osobniki można wyciągnąć z wody i poddać dokładnym oględzinom. Transport tarlaków do wylęgarni powinien być możliwie krótki i odbywać się w zbiornikach z czystą i dobrze napowietrzoną wodą. W zbiorniku ze skutecznym systemem natleniania wody można bezpiecznie transportować 20-30 osobników w 1 m³ wody nawet przez kilka godzin (Horváth i in. 2015). Jednak przesylenie wody tlenem również jest czynnikiem wywołującym stres u ryb, powinno się więc go unikać (Kamiński i in. 2007). Dlatego bezpieczniej jest napowietrzać wodę, w której ryby przebywają, niż ją natleniać, przynajmniej w okresie kilku dni poprzedzających rozród i w czasie samego rozrodu. Do przenoszenia tarlaków należy wykorzystywać specjalnie przeznaczone do tego celu nosidła lub rękawy (fot. 3). Powinny być one wykonane z takich materiałów i w taki sposób, by nie uszkadzały skóry ryb. Wybrane tarlaki należy przewieźć do wylęgarni, poddać trwającej 5 minut kąpieli profilaktycznej w 3% roztworze NaCl i wpuścić do zbiorników systemu recyrkulacyjnego (RAS). Woda zasilająca RAS, najlepiej uzdatniona woda ze studni głębinowej, doprowadzana jest do umieszczonego wysoko zbiornika retencyjnego. Zgromadzona w tym zbiorniku woda powinna być odgazowana, odpowiednio ogrzana i napowietrzona.

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

Grawitacyjnie zasila ona baseny z rybami. Woda odpływająca z basenów z tarlakami zbierana jest najczęściej w umieszczonym poniżej basenów zbiorniku sedymentacyjnym, skąd jest pompowana do górnego zbiornika retencyjnego, przepływając zwykle przez filtr mechaniczny i ewentualnie sterylizator UV. Nadmiar wody odprowadzany jest z RAS przez stały odpływ oraz przelew awaryjny. Wszystkie zbiorniki z rybami muszą być wyposażone w skuteczny system napowietrzania wody. Zawartość tlenu w wodzie nie powinna spadać poniżej 80% nasycenia.



Fot. 3. Praktyczny zbiornik na kółkach wyposażony w pokrywę oraz rękaw umożliwiające bezpieczne manipulacje dużymi tarlakami.

Termoregulator powinien zapewnić regulację temperatury wody w zakresie przynajmniej 15-30 °C, z dokładnością $\pm 0,5^{\circ}\text{C}$ lub większą. Ze względu na kluczowe znaczenie temperatury wody dla bezpieczeństwa i przebiegu sztucznego rozrodu i

inkubacji ikry, zaleca się regularne kontrolowanie działania systemu ogrzewania i regulacji temperatury.

Ryby w zbiornikach powinny być oświetlane przez około 14 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 200-300 litrów, najlepiej wyposażone w kółka i pokrywę (fot. 3); termometr; tlenomierz; waga do ważenia tarlaków (do 25kg); waga analityczna do precyzyjnego odważania preparatów i odczynników; kasary; rękawy do przenoszenia ryb; wiadra; miski; pojemniki miarowe; plastikowe łyżki; ręczniki z tkaniny oraz papierowe; igły i strzykawki; moździerz do rozcierania preparatów hormonalnych dostępnych w postaci granulek.

6. Rozpoznawanie płci i selekcja tarlaków do rozrodu

Do rozrodu najlepiej wybrać samce o niewielkiej masie ciała, 2-3 kg, i samice o masie 7-9 kg (Cejko i Brzuska 2015). W czasie odłowu, jeszcze przed wyjęciem tarlaków z wody powinno się dokonać wstępnej selekcji tarlaków. Rozpoznanie płci po cechach zewnętrznych u ryb młodocianych jest praktycznie niemożliwe, gdyż jedyną zazwyczaj zauważalną różnicą jest mniejszy rozmiar samców niż samic. Jednak u ryb dojrzałych płciowo w okresie poprzedzającym tarło naturalne rozpoznanie płci zazwyczaj jest łatwe. Samce są wyraźnie smuklejsze, twardsze, a okolice odbytu mają zwykle kształt trójkątnego zagłębienia. Samice mają duży, zaokrąglony i miękki brzuch oraz duże okrągłe, często także nabrzmiące i zaczerwienione okolice odbytu (Wojda 2004). Wstępny wybór samic do rozrodu powinien nastąpić w oparciu o pokrój ciała i miękkość brzucha.

7. Fototermiczna stymulacja dojrzewania

Jeśli rozród przeprowadzamy w okresie zbliżonym do tarła naturalnego, selekcję przeprowadza się minimum na 24 godziny przed planowanym pozyskaniem ikry. Jeśli jednak planujemy rozród pozasezonowy, musimy przez odpowiedni czas w wylęgarni

zapewnić rybom warunki termiczne i świetlne stymulujące dojrzewanie gonad. Samce i samice najlepiej przetrzymywać osobno w dużych zbiornikach o pojemności około 1 000 l. Temperatura wody oraz fotoperiod powinny być ściśle kontrolowane. Początkowo temperatura wody powinna odpowiadać wartości odnotowanej w stawie 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. Należy 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. ichtiofirioza). Dlatego przed umieszczeniem ryb w wylęgarni trzeba przeprowadzić ich kąpiel profilaktyczną, np. w 3% solance, a także monitorować ich stan zdrowotny.

8. Ocena dojrzałości oocytów

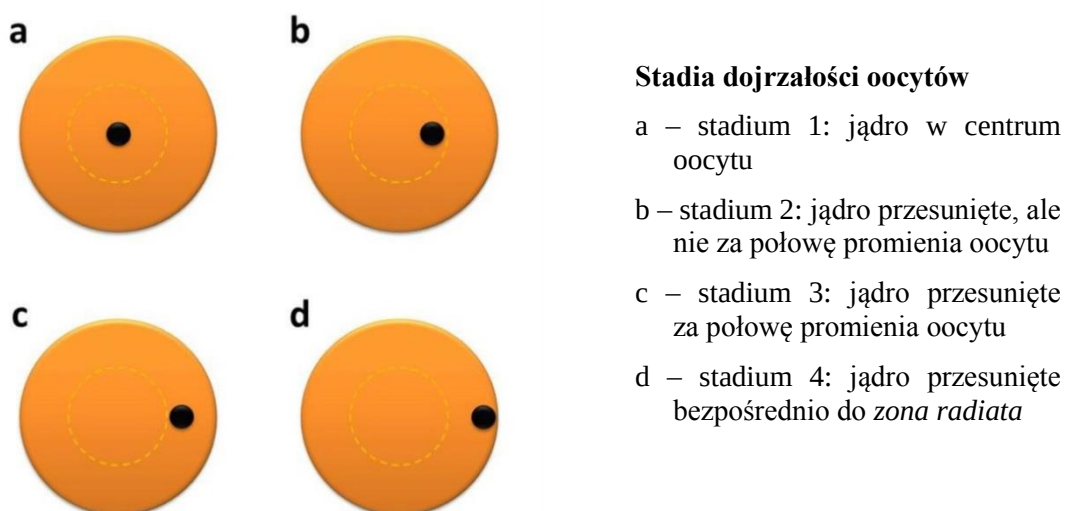
Hodowcy, którzy regularnie rozradzają karpia pochodzącego z tego samego źródła, zwykle potrafią dobrze ocenić właściwy moment przeprowadzenia stymulacji hormonalnej, bez laboratoryjnej określania stadium dojrzałości oocytów. Jednak ryzyko popełnienia błędu w takiej sytuacji jest wyraźnie wyższe. Ocena dojrzałości oocytów jest zabiegiem znanym i często stosowanym w praktyce już od wielu lat. W dużej mierze od jej wykorzystania zależy szansa na sukces kontrolowanego rozrodu karpia, gdy nie mamy jeszcze dużego doświadczenia w jego przeprowadzaniu i/lub przystępujemy do rozrodu ryb, których jeszcze dobrze nie znamy.

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

Samice wprowadza się w stan znieczulenia ogólnego pojedynczo. 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 samice powinno się niezwłocznie wybudzić ze znieczulenia. Gdy się częściowo wybudzi i zacznie odzyskiwać równowagę, przenosi się ją z powrotem do basenu w RAS tarlakowym.

Pobrane oocyty umieszcza się na szalce Petriego i zalewa cienką warstwą płynu Serra. Po upływie 2-3 minut można przystąpić do oceny stadium dojrzałości ikry. 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. Samice, których oocyty znajdują się w 1-2 stadium dojrzałości trzeba poddać fototermalnej stymulacji dojrzewania, a po upływie 2-3 dni ponownie przeprowadzić ocenę dojrzałości ich oocytów (rys. 1). Stymulację finalnego dojrzewania prowadzi się w temperaturze 20 °C, utrzymując oświetlenie basenów z tarlakami przez 14 godzin na dobę.



Rys. 1. Czterostopniowa skala stadiów dojrzałości oocytów (wg Brzuska i Bieniarz 1977).

9. Stymulacja hormonalna

Zwykle podczas iniekcji ryby znajdujące się w stanie znieczulenia ogólnego zachowują się spokojnie. Jednak ze względu na to, że często są to osobniki o znacznych rozmiarach i mogą wykazywać nietypową reakcję na anestetyk, zaleca się przeprowadzanie iniekcji przez zespół 2-3 osób. Ryby pojedynczo poddaje się znieczuleniu ogólnemu, waży i umieszcza na stole manipulacyjnym. Dawkę preparatu hormonalnego dostosowuje się do masy ciała ryby. Zwykle preparaty hormonalne podaje się w iniekcji, dootrzewnowo lub domięśniowo. Preparaty dostępne w formie suchej należy podać w jako zawiesinę w płynie fizjologicznym, natomiast te w postaci płynu po wymieszaniu są zazwyczaj gotowe do użycia. Ponieważ zawiesina szybko osiada, tuż przed każdą iniekcją należy mocno potrząsnąć strzykawką.



Fot. 4. Iniekcja dootrzewnowa preparatem Ovopel.

Przeprowadzając iniekcję dootrzewnowo, wprowadzamy igłę na głębokość około 0,5 cm pod nasadę płetwy brzusznej i powoli wstrzykujemy preparat (fot. 4). W wypadku

iniekcji domięśniowej wbijamy igłę w grzbiet ciała ryby, z boku, nieco poniżej trzeciego promienia płetwy grzbietowej. Igłę wprowadzamy w mięsień ukośnie w kierunku głowy ryby, pod kątem 30-40°. Koniec igły powinien zagłębić się na około 1 cm pod skórę ryby. Po iniekcji nie zaleca się rozmasowywania miejsca wkłucia, ponieważ może to spowodować wypłynięcie preparatu hormonalnego. Zalecane jest za to stopniowe, powolne wstrzykiwanie preparatu, a przy iniekcji domięśniowej także nie wyjmowanie igły zaraz po dokonaniu iniekcji, tylko po odczekaniu 10-15 sekund. Zabiegi te ograniczą ryzyko wypłynięcia preparatu z ciała ryby.

9.1. Stymulacja spermacji

Samce wygodnie jest poddać stymulacji hormonalnej przed samicami. Zanim przystąpimy do tego zabiegu, należy zgodnie z zaleceniami producenta przygotować preparat hormonalny. W wypadku karpia bardzo dobre wyniki dają środki, w których skład wchodzi analogi gonadoliberyn oraz substancje antagonistyczne wobec dopaminy, takie jak domperidon lub metoklopramid. Takimi preparatami są Dagin, Kobarelin, Ovaprim czy Ovopel. W Polsce najbardziej znany i popularny jest Ovopel. Dostępny jest on w postaci granul (fot. 5), które można łatwo przechowywać i które podaje się w sposób zbliżony do tradycyjnie stosowanej przysadki mózgowej. Przed podaniem granulki preparatu wymagają roztarcia w moździerz lub homogenizatorze z niewielką ilością płynu fizjologicznego. Przygotowaną zawiesinę należy następnie rozcieńczyć tak, żeby w 1 ml znajdowała się jedna granula Ovopelu. Przygotowaną zawiesinę podaje się w dawce 1 ml na 1 kg masy ciała samców.

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



Fot. 5. Ovopel®, przysadka mózgowa i Ovaprim® - trzy preparaty hormonalne najczęściej stosowane w rozrodzie karpia.

9.2. Stymulacja owulacji

Do wywołania owulacji u samic karpia w warunkach kontrolowanych zastosowanie stymulacji hormonalnej jest niezbędne. Stymulacja hormonami wprowadzonymi z zewnątrz do organizmu zastępuje bodźce środowiskowe, stymulujące ryby do tarła naturalnego. W rezultacie tylko dwa podstawowe czynniki środowiskowe koniecznie muszą być utrzymywane na poziomie optymalnym: temperatura wody i zawartość tlenu rozpuszczonego w wodzie. Wstrzyknięcie preparatu hormonalnego wywołuje ostateczne dojrzewanie i owulację jaj. Procedura hormonalnej stymulacji owulacji powinna być poprzedzona oceną stadium dojrzałości oocytów. Jedynie samicom, których oocyty znajdują się w 2/3-3 stadium dojrzałości powinien być wstrzyknięty preparat hormonalny. Podobnie jak u większości innych gatunków ryb, preparaty hormonalne podaje się samicom w dwóch dawkach, w odstępie 12-24 godzin. Poszczególne preparaty hormonalne wykazują różną skuteczność dla różnych linii

hodowlanych karpia. Do najskuteczniejszych preparatów obecnie można zaliczyć Kobarelin, Ovaprim, ludzką gonadotropinę kosmówkową hCG (pierwsza iniekcja) + homogenat przysadki mózgowej karpia CPH oraz Ovopel (tab. 1). Po przeprowadzeniu drugiej iniekcji preparatu hormonalnego można zaszyć otwór płciowy. Zabieg ten nie jest absolutnie konieczny, jednak stanowi zabezpieczenie przed spontanicznym niekontrolowanym zrzućeniem ikry do zbiornika przez samice. W tym celu używa się igły chirurgicznej i mocnej, ale miękkiej bawełnianej nici chirurgicznej. Po zakończeniu stymulacji i ewentualnym zaszczeniu samic, należy je ponownie umieścić w RAS. Następnie wskazane jest podwyższenie temperatury wody, w jakiej przebywają poddane stymulacji ryby do 22-26 °C. Jeśli pozostawimy je w wodzie o temperaturze 20 °C, można spodziewać się niepełnej owulacji, czyli uzyskamy mniej ikry. Po przeprowadzeniu iniekcji hormonalnej i wpuszczeniu ryb do zbiorników w RAS ryby wykazują zwiększone zapotrzebowanie tlenowe. Należy zatem zadbać o odpowiednio intensywne napowietrzanie wody, często sprawdzać stopień jej nasycenia tlenem i obserwować zachowanie ryb. Gdy nasycenie wody spadnie poniżej 70% lub ryby zaczną ustawiać się pod dopływem wody należy zwiększyć jej przepływ przez zbiornik i podnieść intensywność napowietrzania. Niedobór tlenu może spowodować zahamowanie owulacji. W takim wypadku możemy obserwować powiększanie objętości brzucha samic w wyniku uwodnienia gonad, jednak owulacja nie nastąpi. W efekcie, po kilku dobach często następują śnięcia samic.

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

Tabela 1. Dawkowanie najskuteczniejszych preparatów i ich kombinacji stosowanych do wywoływania owulacji u karpia w kolejności od najlepszego (źródło: Brzuska 2019).

Preparat	Dawki	
	(kg-1 masy ciała samicy)	
	Pierwsza iniekcja	Druga iniekcja
Kobarelin (mGnRH-a (D-Ala6,ProNHEt9)) + metoklopramid hCG + CPH	20µg	10 mg
ludzka gonadotropina kosmówkowa + przysadka mózgowa karpia	1200IU	1,2 mg
Ovaprim ((D-Arg6,Pro9Net)sGnRH-a) + domperidon	0,2 ml	0,5 ml
Ovopel ((D-Ala6,Pro9Net)mGnRH) + metoklopramid	0,2 granuli	1 granula

10. Pobieranie produktów płciowych

Gdy zbliża się okres owulacji, dojrzałe samice zaczynają instynktownie szukać miejsca do złożenia ikry i zazwyczaj poruszają się przy ściankach zbiornika. Owulacja powinna zakończyć się po 15-20 minutach od zaobserwowania wspomnianej charakterystycznej aktywności samic. Wówczas samice są gotowe do tarła i można rozpocząć pobieranie ikry. Czas latencji między drugą iniekcją preparatu hormonalnego a pełną owulacją jest uzależniony od temperatury wody. Dlatego co godzinę należy ją kontrolować i notować wyniki pomiarów. Takie postępowanie pozwoli dość precyzyjnie określić termin owulacji. Zazwyczaj pełna owulacja następuje po 240-260 °H (stopniogodzinach) od drugiej iniekcji preparatu hormonalnego. Czyli w wodzie o temperaturze 24 °C owulacja ma miejsce po 10-11 godzinach od drugiej iniekcji, natomiast w 20 °C ten czas wyniesie 12-15 godzin. Gdy samice zakończyły owulację, można rozpocząć pobieranie nasienia i ikry.



Fot. 6. Pozyskiwanie nasienia.

Pozyskiwanie gamet wygodniej jest rozpocząć od pobrania nasienia. Nasienie najwyższej jakości otrzymuje się po około 24 h od iniekcji preparatu hormonalnego. Samce należy wprowadzić w stan znieczulenia ogólnego, ułożyć na stole manipulacyjnym i osuszyć okolice otworu płciowego. Nasienie najlepiej jest zbierać do suchej i czystej strzykawki jednorazowej o pojemności 5-20 ml (fot. 6). Zebrane w ten sposób nasienie należy niezwłocznie umieścić w lodówce i przechowywać w temperaturze około 4 °C do czasu przeprowadzenia zapłodnienia jaj. Nasienie najłatwiej jest przechowywać w strzykawkach, do których je zbierano. Nawet po dwóch dniach przechowywania w temperaturze 2-5 °C stwierdzono dobrą ruchliwość plemników (Hulata i Rothbard 1979, Jähnichen 1981, Belova 1982). Tak długi okres przechowywania plemników pozwala na zapłodnienie kilku porcji zebranej w tym czasie ikry bez konieczności ponownego zajmowania się samcami. Jednak niektóre parametry jakości nasienia ulegają obniżeniu już po 6-8 h (Billard i in. 1995). Dlatego zaleca się przechowywanie nasienia w lodówce nie dłużej niż przez 8 h.



Fot. 7. Pozyskiwanie jaj.

Samice, po wprowadzeniu w stan znieczulenia ogólnego, należy wyjmować z roztworu anestetyku w pozycji brzuchem do góry, starając się nie uciskać powłok brzusznych. Za pomocą ręcznika trzeba dokładnie osuszyć powłoki ciała, zwracając szczególną uwagę na okolice otworu płciowego. Następnie usuwa się założone szwy, jednocześnie zamykając palcem otwór płciowy, po czym podstawia się suche i czyste naczynie, i zbiera do niego ikrę (fot. 7). Pozyskiwanie ikry przeprowadza się poprzez delikatny masaż powłok brzusznych samicy, wykonywany od głowy w kierunku otworu płciowego. Ikrę pobiera się do momentu, gdy przestanie ona wypływać przy delikatnym ucisku. Średnica ziarna ikry karpia wynosi 1,0-1,5 mm, a jego świeża masa 0,86-1,41 mg (Horváth i in. 1984, Linhart i in. 1995). Do chwili zapłodnienia pozyskaną ikrę należy przetrzymywać w stanie suchym w misce pod przykryciem lub w szczelnie zamkniętym pojemniku w temperaturze 10-20 °C. Nie zaleca się przetrzymywania jej w takich warunkach przez okres dłuższy niż 3 godziny, gdyż stopniowo obniża się jej jakość. Opóźnienie zapłodnienia ikry o 6 godzin i przetrzymywanie jej przez ten czas w

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

temperaturze 22-24 °C sprawia, że odsetek wykłutych larw spada do około 50% (Rothbard i in 1996).

11. Zapłodnienie ikry i jej przygotowanie do inkubacji

Sztuczne zapłodnienie należy przeprowadzać metodą suchą (fot 8), która polega na połączeniu i dokładnym wymieszaniu jaj i nasienia przed dodaniem wody lub płynu aktywującego. Jest to bardziej praktyczne, ponieważ mikropyle jaj zamyka się już po 60 sekundach od pierwszego kontaktu z wodą. Podobnie ruchliwość plemników, a co za tym idzie ich zdolność do zapłodnienia jaj, ogranicza się tylko do 30-60 sekund od aktywacji wodą. W wypadku karpia, którego ikra jest bardzo silnie kleista, najlepiej jest zapładniać ikrę w roztworze aktywacyjnym. Trzeba to robić w taki sposób, aby zapobiec sklejanu się jaj. Jeden z najprostszych i najskuteczniejszych płynów aktywacyjnych jest płyn Woynarovicha, który zawiera 40 g soli kuchennej (NaCl) i 30 g mocznika rozpuszczonych w 10 litrach czystej wody. Roztwór przed użyciem należy dobrze wymieszać i intensywnie napowietrzać. Doświadczeni hodowcy mogą do zapłodnienia użyć dobrze napowietrzonej czystej wody. Metoda ta może być bardzo skuteczna, jest jednak obarczona większym ryzykiem popełnienia nieodwracalnego w skutkach błędu, jakim jest dopuszczenie do zlepiania się ziaren ikry.



Fot. 8. Zapłodnienie metodą suchą.

Tuż przed zapłodnieniem suche, nie rozcieńczone wodą jaja należy delikatnie i starannie wymieszać z mleczem przez kilka sekund. Do zapłodnienia 1 kg ikry powinno

się użyć około 1,0 ml nasienia pochodzącego od 2-3 samców. Po dokładnym wymieszaniu ikry z nasieniem dodaje się do nich roztwór aktywacyjny lub wodę. 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. Aby uniknąć kłopotliwego, ciągłego mieszania jaj, należy po około 10 minutach użyć drugiego roztworu zawierającego w 10 litrach wody 40 g soli kuchennej i 160 g mocznika (Woynarovich i Woynarovich 1980). Roztwór ten bywa zastępowany rozcieńczonym mlekiem odtłuszczonym lub roztworem mleka w proszku. W okresie pęcznienia jeden litr ikry zwiększy swoją objętość do 6-9 litrów. Roztwór, w którym następuje pęcznienie ikry, należy regularnie uzupełniać, jednak nie dodawać go więcej niż tylko do przykrycia jaj cienką warstwą. Zbyt szybkie dodawanie roztworu do płukania wywoła silną kleistość jaj.

Po upływie około 1,5 godziny od zapłodnienia ikra powinna osiągnąć docelową wielkość. Wówczas należy pozbawić ją resztek lepkości. W tym celu stosuje się krótką kąpiel ikry w garbniku, taninie, w stężeniu 5-6 g na 10 litrów wody. Około 1 litra roztworu stosuje się do płukania 4-5 litrów napęczniałej ikry. Zaraz po dodaniu roztworu ikrę należy szybko wymieszać, a następnie, po około 10-15 sekundach rozcieńczyć 5-10 litrami czystej, dobrze napowietrzonej wody. Po opadnięciu ikry rozcieńczony roztwór należy wylać. Procedurę należy powtórzyć 2-3 razy. W procesie pozbawiania ikry kleistości roztwór garbnika bywa z powodzeniem zastępowany przez roztwór enzymu chymotrypsyny, jednak metoda ta niestety daje różne wyniki w warunkach różnych wylęgarni (Linhart i in. 2002b). Ikrę pozbawioną kleistości umieszcza się w słojach inkubacyjnych.

12. Inkubacja ikry i postępowanie z wyklutymi larwami

Tradycyjnie inkubację zapłodnionej ikry karpia prowadzi się w dużych (7-9 litrów), wykonanych z grubego szkła, przepływowych słojach typu Weissa (fot. 9) lub nowocześniejszych McDonalda. Zalecana temperatura inkubacji to 22-24 °C. Przepływ w słojach musi następować w kierunku od dna do powierzchni, być ciągły, równomierny i precyzyjnie regulowany. Przed obsadzeniem słoja ikrą należy napęlić go do połowy

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

wodą. W słoju o pojemności 7-8 litrów można inkubować od 1,5 do 2 litrów napęczniałej ikry, co odpowiada 250-300 g suchych jaj. 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. W czasie jednej minuty przez słoik powinno przepływać 0,6-0,8 litra wody. Pod wpływem przepływu wody ikra powinna się delikatnie przemieszczać w całej swojej objętości. Po około 10 godzinach inkubacji ikry należy zwiększyć przepływ wody do 1,0-1,2 l min⁻¹, a po jej zaoczkowaniu do 1,5-2,0 l min⁻¹.



Fot. 9. Inkubacja ikry w słojach typu Weissa.

Niezapłodnione jaja zabarwiają się na białą i szybko stają się pożywką dla grzybów z rodziny Saprolegniaceae. Grzyby te stanowią śmiertelne zagrożenie dla żywych zarodków. Dlatego martwą ikrę należy regularnie usuwać ze słoików inkubacyjnych. Aby to zrobić należy zatrzymać na kilkanaście sekund przepływ wody przez słoik, aż do opadnięcia całej ikry na jego dno. Żywe jaja osiadają na dnie, podczas gdy martwe i zbielełe tworzą warstwę najbliższą powierzchni wody. Białe ziarna ikry

należy ostrożnie ściągnąć 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 20-30 cm. Cała procedura nie powinna trwać dłużej niż 2-3 minuty. Po usunięciu martwej ikry ze słoja należy ponownie otworzyć i wyregulować dopływ wody do słoja inkubacyjnego.

Długość okresu inkubacji ikry ryb jest ściśle związana z temperaturą wody. U karpia od zapłodnienia do wyklucia larw upływa 70-90 °D.

Wykluwanie larw przebiega stopniowo. Początkowo pojawiają się jedynie nieliczne swobodnie pływające larwy. Wówczas należy przyspieszyć wykluwanie larw. Postępowanie takie pozwala na lepszą kontrolę procesu wykluwania i ogranicza zanieczyszczenia wody w RAS. Należy uważnie monitorować ten proces, ponieważ to zmniejszenie ilości tlenu rozpuszczonego w wodzie stymuluje zarodki do przyspieszenia wykluwania. Przepływ wody przez słoje inkubacyjne należy zredukować do minimum, a jaja delikatnie zassać do dużej miski. Ikry do miski trzeba wlewać po jej ścianie i pozostawić na maksymalnie 10 minut. Wyklute larwy będą gromadziły się przy ścianie miski. Po zakończeniu wykluwania larwy umieszcza się w dużych zbiornikach podchowowych w zagęszczeniu do 2 500 larw na litr wody. Ważne jest, aby w zbiornikach tych temperatura wody była zbliżona do temperatury w słojach inkubacyjnych (± 1 °C). Odpływ wody ze zbiornika powinien być zabezpieczony siatką o wielkości oczka około 0,5 mm. Siatkę taką należy regularnie czyścić, najlepiej od zewnątrz, silnym strumieniem wody. Przez około 4 dni (70-90 °D) larwy odżywiają się endogennie, resorbując zawartość pęcherzyka żółtkowego (Horváth i in. 2015). Około 1-2 doby od wyklucia larwy spędzają przyczepione pionowo do ścian zbiornika, toteż ważne jest by w tym okresie miały one dostępną dostatecznie dużą powierzchnię ścian. Dlatego w okresie odżywiania endogenego najlepsze dla larw karpia są zbiorniki o stosunkowo niewielkiej powierzchni, ale wysokich ściankach. Niektórzy autorzy polecają zawieszenie w zbiornikach luźnych, długich kawałków tkaniny z włókna polipropylenowego. Należy jednak zwrócić uwagę, by zastosowany materiał nie był toksyczny dla ryb. W 3-4 dniu od wyklucia larwy zaczynają swobodnie pływać i napełniać stopniowo pęcherz pławny. Gdy pęcherz zostanie napełniony, larwy zaczynają

aktywnie pływać w pozycji horyzontalnej i mają już na tyle rozwinięty przewód pokarmowy, że rozpoczynają poszukiwanie pokarmu egzogenne. Po osiągnięciu tego etapu rozwoju larwy należy jak najszybciej nakarmić i/lub przenieść do dobrze przygotowanych stawów bogatych w zooplankton o odpowiedniej wielkości.

13. Krótkotrwałe podchów larw

Przed zarybieniem stawów larwami karpia, zalecane jest przynajmniej jednorazowe ich nakarmienie jeszcze w warunkach kontrolowanych. W takim wypadku należy ograniczyć zagęszczenie larw do 500-1 000 w litrze wody. Jeśli planujemy dłuższy podchów początkowe zagęszczenie larw powinno wynosić 100-150 na litr. Jako pokarm dla ryb najlepiej stosować żywe naupliusy solowca *Artemia* spp. Pokarm ten może wydawać się drogi, gdyż wysokiej jakości cysty solowca kosztują obecnie 650-700 zł kg⁻¹. Na jakości pierwszego egzogenne pokarmu dla larw nie należy jednak oszczędzać. Słabej jakości cysty mogą wymagać długiego (kilkudniowego) okresu inkubacji i mają niski procent wyklucia naupliusów. Wysokiej jakości cysty solowca pozwalają po około 24 h inkubacji uzyskać wyklucie naupliusów z ponad 90% inkubowanych cyst. Ruchliwe naupliusy solowca są przez larwy ryb bardzo chętnie zjadane. Poza tym w słodkiej wodzie naupliusy solowca potrafią przeżyć przez kilkakilkanaście godzin, nie tracąc w tym czasie znacząco swoich wartości odżywczych. Potencjalnie jako pierwszy pokarm dla larw karpia można stosować także rozrzucone żółtka ugotowanych na twardo jaj kurzych. Jednak pokarm ten nie w pełni odpowiada zapotrzebowaniu ryb, a do tego bardzo szybko zanieczyszcza wodę. Dlatego zdecydowanie odradza się jego stosowanie do karmienia larw ryb w RAS, z wyjątkiem sytuacji awaryjnych. Temperatura wody w czasie podchowu powinna wynosić około 25 °C. Ryby należy żywić intensywnie przez przynajmniej 18 godzin na dobę, podając pokarm nie rzadziej niż co 3 godziny. Przy żywieniu naupliusami solowca śmiertelność wśród larw karpia nie powinna przekraczać 10% w okresie dwóch tygodni podchowu. Po pięciu dniach podchowu można wprowadzić dodatkowe karmienie larw paszami startowymi. Nie jest jednak zalecane stosowanie pasz suchych jako pokarmu

podstawowego, gdyż negatywnie wpływa to na wzrost ryb, ich przeżywalność oraz jakość biologiczną (Wolnicki 2005).

Po zakończeniu podchowu larw należy przygotować je do transportu do stawów. Wymaga to stopniowego obniżenia temperatury wody do tej, która jest w stawach. Karmienie larw trzeba zakończyć przynajmniej na kilka godzin przed planowanym pakowaniem ryb. Bezpośrednio przed rozpoczęciem przenoszenia ryb do zbiorników transportowych należy zagęścić larwy i wraz z wodą ściągnąć je ze zbiornika podchowowego do mniejszego zbiornika manipulacyjnego. Z tego zbiornika wstępnie podchowane larwy przenosi się w wodzie do zbiorników transportowych lub pakuje do worków z tlenem.

14. Spis wykorzystanej literatury

- Belova N.V. 1982 – Ecological and physiological properties of semen of pond cyprinids. Physiological-biochemical parameters of the semen of some cyprinid species – J. Ichthyol. 22: 63-80.
- Białowas H. 2008 – Karp jako ryba hodowlana – W: Technologia produkcji rybackiej a jakość karpia - Wpływ rodzaju technologii produkcji rybackiej i jakości środowiska wodnego na wybrane wskaźniki hodowlane i patomorfologiczne karpia konsumpcyjnego (*Cyprinus carpio* L.) (Red.) J. Szarek, K.A. Skibniewska, J. Guziur. Pracownia Wydawnicza „ElSet”, Olsztyn: 32-44.
- Billard R., Cosson J., Perche G., Linhart O. 1995 – Biology of sperm and artificial reproduction in carp – Aquaculture 129: 95-112.
- 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. 2019 – Efektywność indukowanego hormonalnie kontrolowanego rozrodu karpia (*Cyprinus carpio*) różnego pochodzenia; badania realizowane w Zakładzie Ichtiobiologii i Gospodarki Rybackiej w Gołyszach (PAN) w latach 2015-2018 – W: Akwakultura ryb okoniowatych oraz innych gatunków (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, Wydawnictwo IRS, Olsztyn: 273-281.

- 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., Brzuska E. 2015 – The influence of female body weight class on the effectiveness of controlled reproduction of carp *Cyprinus carpio* Linnaeus, 1758 – J. Appl. Ichthyol. 31: 147-153.
- Gomułka P. 2008 – Anestetyki w hodowli ryb jesiotrowatych – W: Innowacyjne techniki oceny biologicznej i ochrony cennych gatunków ryb hodowlanych i raków (Red.) K. Demska-Zakęś. Wyd. IRS i UWM, Olsztyn: 109-137.
- Horváth L., Tamás G., Tölg I. 1984 – Special methods in pond fish husbandry – (Red.) J.E. Halver. Akadémiai Nyomda, Budapest, s. 146.
- 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.
- Hulata G., Rothbard S. 1979 – Cold storage of carp semen for short periods – Aquaculture 16: 267-269.
- Jähnichen H. 1981 – Kurzzeitkonservierung von Karpfensperma als weitere Möglichkeit der Rationalisierung der ktlntlichen Vermehrung von Karpfen (*Cyprinus carpio* L.). – Z. Binnenfisch. DDR, 28: 244-245.
- Kamiński R., Sikorska J., Wolnicki J., Kwiatkowski S. Zbrojkiewicz J., Lirski A. 2007 – Zasady transportu i przetrzymywania karpia handlowego z uwzględnieniem dobrostanu – W: Wybrane zagadnienia dobrostanu karpia (Red.) A. Lirski, A.K. Siwicki, J. Wolnicki, Wyd. IRS, Olsztyn: 85-100.
- 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., Kudo S., Billard R., Slechta V., Mikodina E.V 1995 – Morphology, composition and fertilization of carp eggs: a review – Aquaculture 129: 75-93.

- Linhart O., Rodina M., Šlechtová V., Šlechta V. 2002a – Top-crossing with paternal inheritance testing of common carp (*Cyprinus carpio* L.) progeny under two altitude conditions – *Aquaculture* 204: 481-491.
- Linhart O., Rodina M., Gela D., Rodriguez M. 2002b – Some innovative approaches to artificial reproduction of common carp – International Scientific Conference XXth Genetic Days, 12-13.09.2002, Brno, Czech Republic: 219-223.
- Rothbard S., Rubinshtein I., Gelman E. 1996 – Storage of common carp, *Cyprinus carpio* L., eggs for short durations – *Aquacult. Res.* 27: 175-181.
- 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 karpiowatych 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.
- Wojda R. 2004 – Karp. Chów i hodowla, Poradnik hodowcy – Olsztyn, s. 318.
- Woynarovich E., Woynarovich A. 1980 – Modified technology for elimination of stickiness of common carp (*Cyprinus carpio*) eggs – *Aquacult. Hung.* 2: 19-21.
- Wolnicki J. 2005 – Intensywny podchów wczesnych stadiów ryb karpiowatych w warunkach kontrolowanych – *Arch. Ryb. Pol.* 13, Suppl. 1: 5-87.

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

Załącznik 1.

Tabela. 2. Podstawowe dane dotyczące biotechniki rozrodu karpia (źródło: Horváth i in. 1984).

Parametr	Wartość
Osiągnięcie dojrzałości płciowej przez samce w warunkach stawowych	2-3 lata
Osiągnięcie dojrzałości płciowej przez samice w warunkach stawowych	3-5 lat
Długość całkowita samców w chwili osiągnięcia dojrzałości płciowej	25-30 cm
Długość całkowita samic w chwili osiągnięcia dojrzałości płciowej	30-40 cm
Temperatura wody w czasie sztucznego rozrodu	20-24 °C
Udział samic owulujących po stymulacji hormonalnej	60-90%
Czas latencji owulacji po iniekcji głównej dawki preparatu hormonalnego	230-260 °H
Płodność robocza samic na 1 kg masy ciała	100-200 tys. jaj
Średnica nienapętniałego jaja	1,0-1,5 mm
Liczba ziaren ikry w 1 kg (ikra nienapętniała)	700-1000 tys.
Średnica napętniałego jaja	1,5-2,5 mm
Liczba ziaren ikry w 1 kg (ikra napętniała)	80-120 tys.
Masa ikry odpowiednia do inkubacji w 7-9 l słoju	100-200 g
Objętość napętniałej ikry optymalna do inkubacji w 7-9 l słoju	1,0-2,5 l
Procent zapłodnienia	80-95
Długość inkubacji	70-90 °D
Procent wyklucia	70-90
Długość okresu od wyklucia do pobrania pierwszego pokarmu egzogenego	70-90°D