

Instrukcja doradcza

nr 4/RK/2021

Sztuczny rozród karasia pospolitego
***Carassius carassius* (L.)**

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

Instrukcja doradcza

Sztuczny rozród karasia pospolitego *Carassius carassius* (L.)

Autorzy:

dr hab. inż. Rafał Kamiński

dr Justyna Sikorska

prof. dr hab. Jacek Wolnicki

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

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

Spis treści

1. Wprowadzenie	4
2. Pozyskiwanie tarlaków i ich przygotowanie do rozrodu	6
3. Dobrostan i znieczulenie ryb	9
4. Selekcja tarlaków	10
5. Fototermiczna stymulacja dojrzewania tarlaków	12
6. Stymulacja preparatami hormonalnymi	14
7. Pozyskanie produktów płciowych, zapłodnienie ikry i jej przygotowanie do inkubacji.....	17
8. Inkubacja ikry	21
9. Literatura	24

1. Wprowadzenie

Ryby z rodzaju karaś (*Carassius*) należą do rodziny ryb karpiowatych. Jedynym naturalnie występującym w Polsce gatunkiem tego rodzaju jest karaś pospolity *Carassius carassius* (L.). Historyczny zasięg jego naturalnego występowania obejmował środkową i wschodnią Europę, a także zachodnią, północną i centralną Azję (Szczerbowski i Szczerbowski 1996). Karaś pospolity zasiedla niemal wszystkie podstawowe typy wód śródlądowych: jeziora, stawy, odcinki rzek o spokojnym nurcie, starorzecza, glinianki i torfianki. Preferuje płytkie i szybko nagrzewające się wody obficie porośnięte roślinnością zanurzoną. Karaś pospolity jest rybą fitofilną. Dojrzałość płciową w polskich warunkach klimatycznych samice osiągają zazwyczaj w wieku 3-5 lat, a samce o około roku wcześniej. Do tarła karasie przystępują, gdy temperatura wody przekroczy 14 °C. Karaś pospolity jest rybą o tarle porcyjnym, w związku z czym co roku przystępuje do rozrodu kilkakrotnie w okresie od maja do lipca. Maksymalna masa ciała u tego gatunku może dochodzić do 3 kg, jednak w trudnych warunkach środowiskowych, sprzyjających karłowaceniu osobników, samice mogą dojrzewać, gdy masa ich ciała wynosi zaledwie kilka gramów.

Karaś pospolity był jednym z pierwszych gatunków ryb hodowanych w stawach na terenie Polski i jednym z najbardziej cenionych za walory kulinarne. Wysoka odporność ryb tego gatunku na trudne warunki środowiskowe umożliwiała ich chów w małych i płytkich stawach.

Występowanie karasia pospolitego w Europie i Polsce od lat podlega niekorzystnym zmianom. Niegdyś liczne były siedliska tego gatunku na rozległych obszarach podmokłych. Jednak w ostatnich dziesięcioleciach melioracja, zmiany klimatyczne i systematycznie nawiedzające Polskę susze doprowadziły do zaniku większości z nich. Innym istotnym powodem systematycznego pogarszania się stanu populacji tego gatunku w Polsce jest konkurencja ze strony jego kuzynów z Dalekiego Wschodu, przede wszystkim karasia srebrzystego (*Carassius gibelio*), a w mniejszym stopniu karasia złocistego (*Carassius auratus*).

Negatywne oddziaływanie inwazyjnych karasi na nasz rodzimy gatunek przejawia się w wielu formach. Różne gatunki karasi konkurują ze sobą o zasoby

pokarmowe. Żerują one między innymi na ikrze ryb, w związku z czym ograniczają sukces rozrodczy współbytujących gatunków, w tym często karasia pospolitego. Inwazyjne gatunki karasi przyczyniają się też do rozprzestrzeniania chorób ryb pochodzących z Dalekiego Wschodu. Ponadto karaś srebrzysty charakteryzuje się dużym wachlarzem możliwości rozradzania, wykorzystując rozród płciowy, gynogenezę lub obie strategie rozrodcze w jednej populacji (Zhou i in. 2000). Takie możliwości rozrodcze sprawiają, iż koegzystujący z nim karaś pospolity w krótkim czasie staje się nieliczny. Jednak najbardziej niebezpiecznym dla przetrwania karasia pospolitego zjawiskiem wydaje się obecnie jego zdolność do hybrydyzacji z innymi gatunkami z rodzaju *Carassius*, gdyż może on tworzyć z nimi płodne krzyżówki (Mezhzhherin i in. 2012). Problem jest tym poważniejszy, że bardzo trudno jest przeprowadzić identyfikację poszczególnych gatunków i mieszańców karasi na podstawie wyglądu zewnętrznego.

Powszechna obecność inwazyjnych gatunków karasi w wodach Europy sprawia, że prawdopodobnie w niedalekiej przyszłości karaś pospolity zaniknie jako czysty gatunek, a jego materiał genetyczny będzie istniał tylko w formie hybryd (Mezhzhherin i in. 2012). Dzisiaj można przyjąć, że na terytorium Polski czyste populacje karasia pospolitego należą już do rzadkości. Obecnie jedyną rozsądną metodą ochrony karasia pospolitego wydaje się hodowla zachowawcza, w której kluczową rolę odgrywać musi kontrolowany rozród stad podstawowych o potwierdzonej badaniami molekularnymi czystości gatunkowej. Rozród kontrolowany umożliwia łączenie rodziców na podstawie wiedzy o ich indywidualnej zmienności genetycznej, co jest warunkiem optymalnego zarządzania zasobami genetycznymi stada tarlaków.

Hodowla karasi pospolitych jest prowadzona często w sposób ekstensywny i w oparciu o rozród naturalny w stawach. Nie jest to korzystne z kilku powodów. Efekty tarła naturalnego są trudne do przewidzenia, co nie pozwala na rozsądne planowanie produkcji. Istnieje też poważne ryzyko hybrydyzacji w wypadku pojawienia się obcych ryb w stawach.

Niniejsza instrukcja ma przybliżyć czytelnikom najbardziej uniwersalne, skuteczne i praktyczne rozwiązania techniczne stosowane w sztucznym rozrodzie karasia

pospolitego w warunkach kontrolowanych. Konieczne jest jednak ich dostosowanie do specyficznych warunków panujących w gospodarstwach rybackich.

2. Pozyskiwanie tarlaków i ich przygotowanie do rozrodu

Tarlaki karasia pospolitego można pozyskiwać z różnych źródeł, najczęściej jednak są to stawy hodowlane lub jeziora. Zalecane jest upewnienie się czy mamy do czynienia z populacją karasia pospolitego nieskażoną obecnością mieszańców międzygatunkowych. Prosta i do pewnego stopnia przydatną metodą identyfikacji gatunków karasi i ich hybryd jest sekcja ryb i sprawdzenie barwy ich otrzewnej. Otrzewna u karasia pospolitego jest jasna i niepigmentowana, zaś u karasia srebrzystego czarna z perłowym połyskiem. Ubarwienie otrzewnej u mieszańców jest zmienne – u niektórych osobników ciemniejsze, a u innych jaśniejsze (Papoušek i in. 2008). Kolor otrzewnej nie jest więc wskaźnikiem pozwalającym na jednoznaczną identyfikację karasia pospolitego, a ponadto jego określenie wymaga poświęcenia życia badanej ryby. W pełni wiarygodne przeprowadzenie identyfikacji gatunkowej wymaga specjalistycznych badań molekularnych.

Odłów tarlaków karasia przeprowadza się wtedy, gdy temperatura wody osiągnie 17-18° C, co następuje zwykle w połowie maja. Stres związany z połowem oraz wywołanymi nim obrażeniami ciała obniża efektywność rozrodu ryb. Dlatego odłów należy przeprowadzać w sposób ograniczający ryzyko zranienia ryb. Zalecanymi narzędziami połowowymi są agregat prądotwórczy i narzędzia pułapkowe (żaki). Wstępną selekcję tarlaków należy przeprowadzić bezpośrednio po złowieniu. Wtedy właśnie należy wybrać najbardziej obiecujące samice o zaokrąglonym i nieco miękkim brzuchu i samce, u których nasienie wycieka z otworu płciowego po lekkim naciśnięciu powłok brzusznych (fot. 1).



Fot. 1. Ciekący samiec karasia pospolitego.

Jeśli to możliwe wybieramy ryby bez wyraźnych otarć, ran i poważnych ubytków łusek. Wszystkie manipulacje na tarlakach należy prowadzić sprawnie i delikatnie, a ich transport do wylęgarni rozpocząć natychmiast po odłowieniu i skrócić do niezbędnego minimum.

Obowiązujące obecnie normy transportowe dotyczą narybku i krocza karasia pospolitego, jednak nie obejmują dorosłych osobników. Tarlaki karasia, podobnie jak ryby innych gatunków można przewozić w basenach lub workach foliowych. Zbiorniki transportowe muszą być wykonane z materiałów nieszkodliwych dla ryb. Optymalne zagęszczenie ryb zależy od wybranej metody i czasu transportu, temperatury wody oraz tego, czy jest ona napowietrzana czy natleniana. Im niższa jest temperatura wody, tym większe może być zagęszczenie ryb i/lub dłużej można je transportować. Należy jednak mieć świadomość, że dojrzewające do rozrodu tarlaki mają większe zapotrzebowanie na tlen niż tej samej wielkości ryby niedojrzałe, a wszelkie sytuacje stresowe, w tym szczególnie deficyt tlenu, niekorzystnie wpływają na efekty rozrodu. Dlatego najlepiej

jest transportować tarlaki karasia pospolitego w wodzie o temperaturze 14-18 °C w zbiornikach z intensywnym napowietrzaniem wody, w zagęszczeniu nie większym niż 1 kg ryb na 5 litrów wody i nie dłużej niż przez 3 h. Przed planowanym transportem należy też zwrócić uwagę na przewidywane warunki pogodowe. Jeśli zapowiadany jest upalny dzień, to lepiej by transport odbył się we wczesnych godzinach porannych.

Tarlaki po przewiezieniu do wylęgarni należy poddać trwającej 5 minut kąpieli profilaktycznej w 3% roztworze soli kuchennej (NaCl), rozdzielić według płci i wpuścić do zbiorników o objętości 300-1 000 litrów, w których ryby będą poddane stymulacji fototermicznej. Ich zagęszczenie w zbiornikach nie powinno przekraczać 20 kg/m³. Do przetrzymywania tarlaków z powodzeniem można stosować zarówno systemy przepływowe, jak i te z recyrkulacją wody. Taki system może się składać z wielu zbiorników, jednak dla karasia potrzebne będą co najmniej trzy: dla wyselekcjonowanych samic, samców oraz dla osobników z różnych przyczyn wykluczonych z kolejnych etapów rozrodu. Konieczne będzie też dysponowanie odpowiednią liczbą zbiorników do przetrzymywania wyklutych larw. Wszystkie zbiorniki z rybami muszą być wyposażone w skuteczny system napowietrzania wody, zapewniający co najmniej 70% nasycenia tlenem.

Termoregulator i system ogrzewania powinny zapewnić płynną regulację temperatury wody w zakresie przynajmniej 15-25 °C, z dokładnością co najmniej $\pm 0,5$ °C. Temperatura wody ma kluczowe znaczenie dla bezpieczeństwa i przebiegu sztucznego rozrodu i inkubacji ikry. Dlatego zaleca się regularne kontrolowanie działania systemu ogrzewania wody i regulacji jej temperatury.

Ryby w zbiornikach powinny być oświetlane przez 15-16 h na dobę światłem naturalnym i/lub sztucznym. W wylęgarni powinny znajdować się również czyste i regularnie poddawane dezynfekcji narzędzia i urządzenia przydatne przy przeprowadzaniu sztucznego rozrodu: przynajmniej dwa pojemniki manipulacyjne o pojemności 30-300 litrów, najlepiej wyposażone w pokrywę, zbiorniki i/lub sadze przeznaczone do przetrzymywania wyklutych larw, zbiorniki do ich podchowu, stół manipulacyjny, termometr, tlenomierz, waga do ważenia tarlaków, waga analityczna do precyzyjnego odważania preparatów i odczynników, kasary, wiadra, miski, pojemniki

miarowe, plastikowe łyżki, ręczniki z delikatnej tkaniny oraz papierowe, igły i strzykawki jednorazowe, moździerz do rozcierania preparatów hormonalnych dostępnych w postaci granulek.

3. Dobrostan i znieczulenie ryb

Ograniczenie negatywnego wpływu stresu na ryby i zachowanie ich dobrostanu wymagają stosowania anestetyków. Służą one do wywoływania znieczulenia u ryb przed podjęciem większości stresogennych dla nich czynności i manipulacji. Osobniki niewielkich i średnich rozmiarów, takie jak tarlaki karasia pospolitego, najwygodniej jest wprowadzać w stan znieczulenia poprzez imersję w wodnym roztworze anestetyku. Ryby umieszcza się w kąpeli zawierającej właściwe stężenie anestetyku i przetrzymuje w niej, aż do momentu wywołania znieczulenia ogólnego, co powinno trwać kilka minut. Dokładne dawki anestetyku należy dobrać doświadczalnie, gdyż jego skuteczne stężenie zależy od wielu różnych czynników: temperatury wody – w wyższej temperaturze działanie preparatów znieczulających jest silniejsze, wielkości ryb – większe ryby z reguły wolniej ulegają znieczuleniu, dłużej z niego się wybudzają i łatwiej u nich przedawkować anestetyk. W optymalnych warunkach ryby osiągają stan znieczulenia ogólnego w czasie nie dłuższym niż 5 minut, a po trwającej 15 minut ekspozycji wszystkie wybudzą się w czasie nie dłuższym niż 10 minut.

Obecnie niewiele jest preparatów służących do wywoływania znieczulenia ogólnego u ryb, dopuszczonych do użycia w Unii Europejskiej. Jednym z nich jest Finquel, produkowany na bazie MS-222 (syn: trikaina-S, metanosulfonian trikainy, TMS). Dla karasia skuteczna dawka tego preparatu w temperaturze 16°C wynosi 100-150 mg/l. Przy jego stosowaniu należy jednak zachować dużą ostrożność. W czasie kąpeli ryb w roztworze anestetyku konieczne jest jego intensywne napowietrzanie. Zalecane jest poddawanie tarlaków znieczuleniu pojedynczo lub w małych grupach po kilka ryb i ciągle monitorowanie u nich ruchów oddechowych. W razie ich zaniku lub wystąpienia gwałtownych, nieregularnych ruchów oddechowych, zaleca się natychmiastowe wybudzenie ryb i ponowienie próby znieczulenia w roztworze preparatu o nieco niższym stężeniu.

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



Fot. 2 .Tarlaki karasia pospolitego w trakcie kąpieli w roztworze anestetyku.

4. Selekcja tarlaków

Przyjmując ryby do wylęgarni należy dokonać ponownej selekcji ryb pod względem ich przydatności do rozrodu. Tarlaki powinny charakteryzować się dobrą kondycją oraz brakiem uszkodzeń ciała. Nie zaleca się wykorzystywania do rozrodu samic o bardzo małych rozmiarach. Ryby takie przysparzają dodatkowych problemów przy stymulacji hormonalnej, wytwarzają niewielką ilość drobnej ikry, z której wykluwają się małe i przez to kłopotliwe w utrzymaniu larwy. Optymalna masa ciała samicy to 200-500 g. Samice przeznaczone do rozrodu powinny mieć wyraźnie zaokrąglony brzuch. Podobnie jak w wypadku karpia, dojrzałość samic do rozrodu warto dodatkowo zbadać przy użyciu metody opisanej przez Brzuskę i Bieniarza (1977).

Dla ryb karpiovatych stosowany jest czterostopniowy system oceny dojrzałości oocytów, który pozwala określić, czy powinno się poddawać samice stymulacji hormonalnej. Próbkę oocytów, tj. komórek dających początek komórkom jajowym (jajom) pobierana jest za pomocą cewnika. Następnie oocyty poddawane są działaniu

płynu Serra, który zwiększa ich przejrzystość. Dojrzałość oocytów jest oceniana na podstawie obrazu mikroskopowego. System jest oparty na ocenie położenia jąder komórkowych względem błony komórkowej: I stadium – oocyty z jądrami położonymi centralnie, II stadium – jądra przesunięte nie dalej niż do połowy średnicy oocytu, III stadium – jądra przesunięte poza połowę średnicy oocytu, IV stadium – oocyty z jądrami położonymi na obrzeżu oocytu.

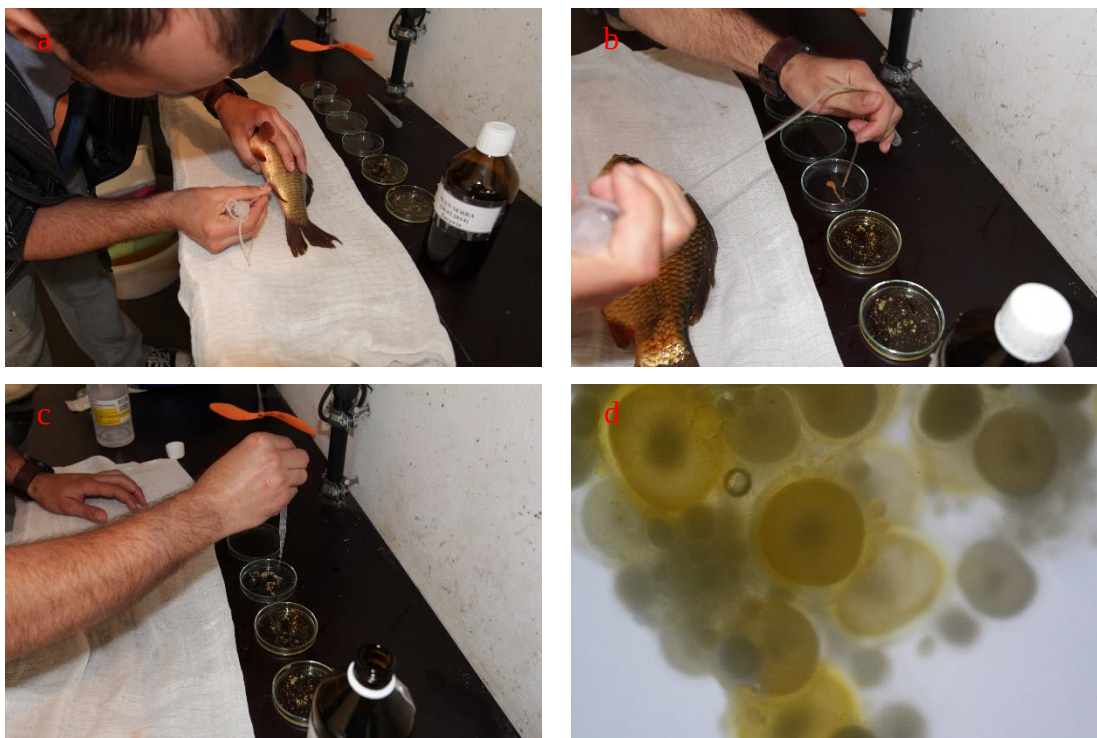
W przypadku gatunków ryb przystępujących do tarła raz do roku stopień dojrzałości pobranych w trakcie sezonu rozrodczego komórek jajowych jest podobny i klasyfikacja oocytów na podstawie położenia jądra jest dość prosta. Jednak karaś pospolity jest gatunkiem o tarle porcyjnym (asynchroniczne dojrzewanie oocytów), co oznacza, że w jajnikach w tym samym czasie zwykle znajdują się oocyty w różnych stadiach dojrzałości. Dlatego u tego gatunku dojrzałość samic do tarła należy oceniać jedynie na podstawie największych oocytów w próbce.

Płyn Serra niezbędny do przeprowadzenia oceny dojrzałości oocytów powstaje z połączenia alkoholu etylowego (96%), formaldehydu (36-38%) i kwasu octowego lodowatego (98%) w proporcji objętościowej 6:3:1. Potrzebny jest też kateter (cewnik), który należy założyć na strzykawkę jednorazową o pojemności 5-10 ml. Ocenę dojrzałości oocytów najlepiej jest przeprowadzić zaraz po przewiezieniu tarlaków do wylęgarni. Samice indywidualnie poddajemy znieczuleniu ogólnemu, a następnie dokładnym oględzinom. Notujemy takie parametry, jak masa ciała oraz cechy indywidualne ułatwiające identyfikację osobników. Dobrym pomysłem jest też zrobienie rybom fotografii, jednak przy dużej liczbie samic konieczne może być ich poznakowanie.

Rybę w stanie znieczulenia ogólnego układamy na stole manipulacyjnym na wilgotnej miękkiej tkaninie, a następnie do otworu płciowego wprowadzamy końcówkę katetera na głębokość nie większą niż połowa długości pomiędzy końcem płetwy piersiowej i nasadą płetwy brzusznej (Targońska 2014). Delikatnie zasysamy strzykawką próbkę kilkudziesięciu oocytów i wyjmujemy kateter z ryby. Samicę po wybudzeniu przenosimy do basenu, natomiast pobrane oocyty umieszczamy na szalce Petriego, zalewamy cienką warstwą płynu Serra i po około 5 minutach umieszczamy pod mikroskopem stereoskopowym. Tam określamy położenie jądra w największych

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

oocytach. Jeśli stwierdzimy obecność oocytów w II, III lub IV stadium dojrzałości, to kwalifikujemy samicę do dalszej stymulacji fototermicznej i hormonalnej.



Fot. 3. Pobór i ocena stadium dojrzałości oocytów: a – pobór oocytów, b – przygotowywanie próbki oocytów do oceny stadium dojrzałości, c – zalewanie próbki oocytów płynem Serra, d – próbka oocytów w trakcie oceny stadium dojrzałości.

5. Fototermiczna stymulacja dojrzewania tarlaków

W trakcie przetrzymywania tarlaków karasia pospolitego w wylęgarni przeprowadzamy ich stymulację fototermiczną. Konieczna do tego jest możliwość regulacji temperatury wody oraz warunków świetlnych. Temperatura wody w momencie wprowadzenia tarlaków do wylęgarni powinna wynosić 17-18 °C, a długość dnia świetlnego należy ustalić na 15-17 godzin. W polskich warunkach w wypadku oświetlenia naturalnego odpowiednia długość dnia świetlnego jest zapewniona od początku maja do pierwszej dekady sierpnia. Jeżeli transport odbywał się w temperaturze różniącej się o ponad 2 °C od wymaganej, to należy przeprowadzić aklimację termiczną

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

ryb, dostosowując stopniowo (1°C/h) temperaturę do wymaganej wartości. Karaś pospolity jest znany ze swej zdolności do przeżycia w wodzie o niskiej zawartości tlenu, jednak tarlaki tego gatunku w czasie stymulacji fototermicznej muszą mieć zapewnione wysokie parametry jakości wody. Zawartość tlenu rozpuszczonego w wodzie nie powinna spadać poniżej 70%, odczyn wody powinien mieścić się w granicach 6,5-8,5 pH, zawartość azotynów nie powinna przekraczać 0,2 mg/l, a zawartość amoniaku 1 mg/l. Pojemność basenów dla tarlaków powinna wynosić od 300-1 000 litrów.



Fot. 4. Tarlaki karasia pospolitego i lina przygotowywane do sztucznego rozrodu.

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



Fot. 5. Przykładowe urządzenie do pomiaru nasycenia wody tlenem (tlenomierz) i jej odczynu (pehametr).

6. Stymulacja preparatami hormonalnymi

U karasia pospolitego najlepsze efekty rozrodu uzyskuje się, gdy stymulację hormonalną ryb rozpoczyna się w 2-3 dniu po ich odłowieniu ze stawu lub jeziora. U tego gatunku do stymulowania rozrodu zaleca się użycie preparatów zawierających gonadoliberyny lub ich syntetyczne analogi w połączeniu ze związkami antydopaminowymi (Targońska 2014, Sikora 2020). Jednak można ich użyć tylko wtedy, gdy są zarejestrowane w UE jako produkt leczniczy przeznaczony dla ryb i gdy ich stosowanie odbywa się pod nadzorem lekarza weterynarii.

W stymulacji spermacji karasia najlepsze wyniki osiągnano podając dootrzewnowo preparat Ovaprim (Syndel, Kanada) w ilości 0,25 ml/kg masy ciała ryb (Cejko 2013). Preparat ten zawiera sGnRH α [(D-Arg6, Pro9Net)-sGnRH] i antagonistyczny wobec dopaminy domperidon.

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

Stymulacja owulacji dawała najlepsze efekty, gdy w odstępie 12 h przeprowadzano dwie iniekcje dootrzewnowe (Targońska i in. 2012), pierwszą z nich z użyciem preparatu Ovopel (Unic-trade, Węgry) w dawce 0,2 granulki/kg masy ciała ryb. Ovopel zawiera mGnRHa [(D-Arg6, Pro9Net)-sGnRH] w połączeniu z metoklopramidem jako inhibitorem dopaminy. W drugiej iniekcji podawano wspomniany wcześniej preparat Ovaprim w dawce 0,5 ml/kg.



Fot. 6. Preparaty hormonalne skuteczne w stymulowaniu sztucznego rozrodu u karasia pospolitego.

Jako pierwsze stymulacji poddajemy samce, które otrzymują pojedynczą iniekcję preparatu hormonalnego, a bezpośrednio po tym przeprowadzamy pierwszą iniekcję u samic. Przed przystąpieniem do stymulacji trzeba przygotować stół manipulacyjny, wagę do ważenia ryb, zbiornik z roztworem anestetyku, zbiornik z czystą wodą do wybudzania ryb, preparat hormonalny oraz strzykawkę jednorazową z igłą. Strzykawkę napełniamy preparatem hormonalnym w ilości z nadmiarem wystarczającej do stymulacji jednego

osobnika. Najpierw wprowadzamy rybę w stan znieczulenia ogólnego, po czym układamy ją na kilka sekund na wilgotnym ręczniku położonym na stole manipulacyjnym, aby spłynął z niej nadmiar wody. Następnie kładziemy rybę na wadze i odczytujemy jej masę ciała. Iniekcję przeprowadzamy dootrzewnowo pod płetwę brzuszną, wbijając igłę pod kątem około 35 stopni w kierunku do głowy ryby na głębokość około 5 mm. Powoli wstrzykujemy odpowiednią ilość preparatu hormonalnego, zgodną z dawką podaną przez producenta lub optymalną dawką ustaloną w badaniach naukowych. Po zakończeniu iniekcji i wyjęciu igły z ciała ryby, umieszczamy ją w zbiorniku z czystą wodą. Po wybudzeniu rybę przenosimy do basenu przeznaczonego dla osobników tej samej płci.



Fot. 7. Hormonalna stymulacja samca karasia pospolitego.

Po iniekcji w zbiornikach z rybami podnosimy stopniowo (1 °C/godzinę) temperaturę wody z 17-18 °C do 20-21 °C. U samic po około 12 h od pierwszej iniekcji przeprowadzamy drugą iniekcję preparatu hormonalnego. Stosujemy procedurę opisaną

powyżej, pamiętając jednak, że druga dawka preparatu zwykle jest znacznie większa niż pierwsza. Po około 14 h od drugiej iniekcji przeprowadzamy pierwszą kontrolę owulacji. Kolejne przeglądy kontrolne ryb powinny być przeprowadzane co 3-4 h.

7. Pozyskanie produktów płciowych, zapłodnienie ikry i jej przygotowanie do inkubacji

Do wszystkich przeglądów kontrolnych należy być odpowiednio przygotowanym. Trzeba przygotować roztwór anestetyku, który potencjalnie można wykorzystać do kilku przeglądów ryb. Jeśli jednak dysponujemy znaczną liczbą tarlaków, to roztwór anestetyku szybko ulegnie zanieczyszczeniu lub zużyciu. W takiej sytuacji przed każdym przeglądem ryb trzeba przygotować świeży roztwór. Ponadto konieczne będzie przygotowanie zbiornika z czystą wodą do wybudzania ryb ze znieczulenia oraz wszystkich materiałów, urządzeń i akcesoriów służących do pobierania ikry, jej zapłodnienia, pozbawiania kleistości i inkubacji. Właściwe przygotowanie się do przeglądów ryb zapewni uczestniczącym w nich osobom pracę w komfortowych warunkach, co zmniejsza ryzyko popełnienia błędu.

Płyn Woynarovicha, potrzebny do zapładniania ikry i pozbawiania jej kleistości, przygotowujemy rozpuszczając w 10 litrach wody destylowanej 30 g soli kuchennej i 40 g mocznika (Woynarovitch i Horvath 1980).

Trzeba też przygotować roztwór taniny o stężeniu 6-9 g/10 litrów wody. Przygotowane do użycia muszą być również: waga, ręczniki papierowe i/lub z tkaniny, naczynia plastikowe do zbierania ikry, miski do jej odklejania, zbiorniki i naczynia manipulacyjne oraz aparaty do inkubacji ikry.

Standardowo podczas sztucznego rozrodu ryb najpierw pobierana jest ikra, a dopiero po jej uzyskaniu pobierane jest nasienie potrzebne do jej zapłodnienia. Jeśli jednak mamy do dyspozycji liczne stado ciekących samców, to dobrym pomysłem jest pobranie pewnej ilości nasienia przed pierwszym przeglądem ryb, a później wykorzystanie w tym celu przerw między przeglądami samic. Pozyskane nasienie może być przechowywane w lodówce nawet przez pięć godzin i w tym czasie wykorzystywane do zapładniania ikry.

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



Fot. 8. Pozyskiwanie jaj.



Fot. 9. Pozyskiwanie nasienia.

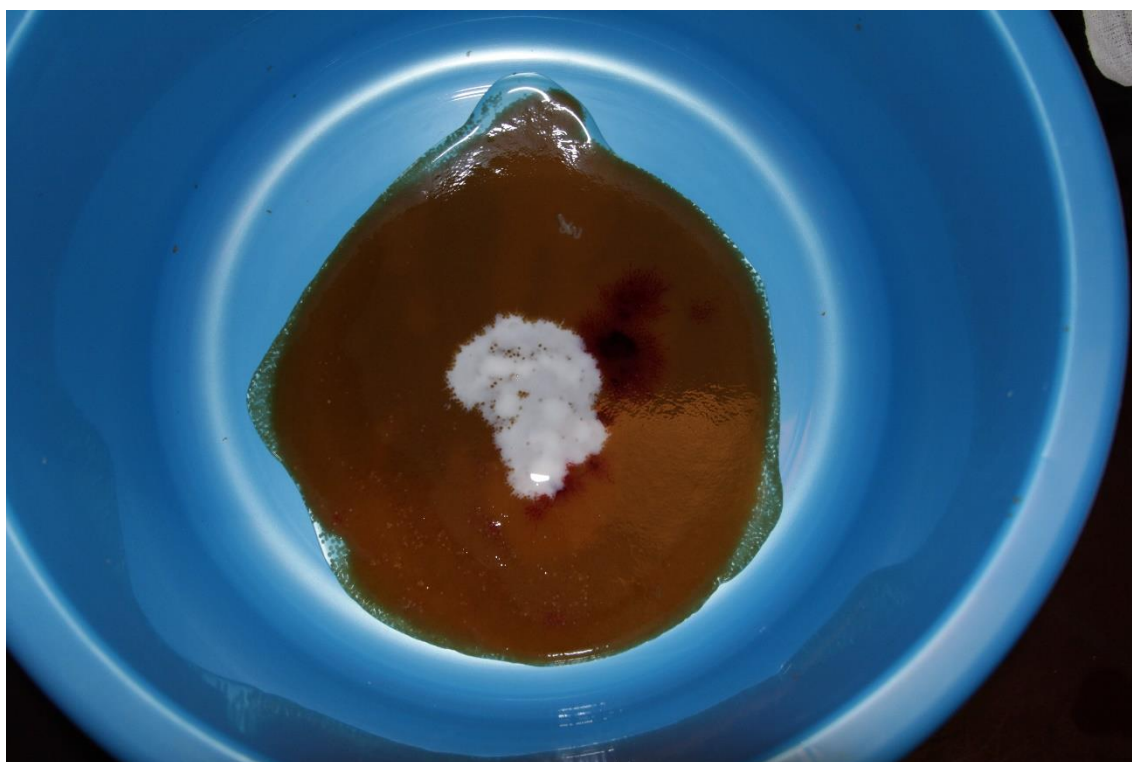
Samce można wprowadzić w stan znieczulenia ogólnego pojedynczo lub w niewielkich grupach po kilka ryb. Następnie pojedynczo układa się je na stole manipulacyjnym, delikatnie osusza całe ciało, a szczególnie dokładnie jego tylną część i wykonuje masaż powłok brzusznych. Wyływające nasienie zbiera się do strzykawki jednorazowej. Od każdego samca powinno się uzyskać od 0,2 ml do 2 ml nasienia. Następnie rybę wybudza się ze znieczulenia i przenosi do zbiornika dla samców, zaś zabrane nasienie umieszcza się w lodówce w temp 6-7 °C.



Fot. 10. Przygotowywanie płynu Woynarovicha.

W czasie pozyskiwania ikry z samicami postępujemy podobnie jak z samcami przy pobieraniu nasienia. Jeśli zauważymy, że pod wpływem delikatnego masażu z otworu płciowego wypływa ikra, to jeszcze raz osuszamy okolice otworu płciowego i pobieramy ikrę do suchej miski wykonanej z tworzywa sztucznego. Od samicy o masie ciała 200-500 g powinno się uzyskać 30-100 g ikry (30-90 tys. ziaren o średniej masie około 1 mg i średnicy 0,8-1,2 mm).

Pobraną ikrę należy zważyć. Można ją przetrzymywać w misce pod przykryciem w miejscu o umiarkowanej temperaturze (10-20 °C) przez około 2 h po pobraniu. Procedurę zapłodnienia ikry rozpoczynamy łącząc ją z nasieniem bez obecności wody (na sucho) i dokładnie mieszając plastikową łyżką. Do każdych 100 g zapładnianej ikry dodajemy co najmniej 0,5 ml mieszaniny nasienia pozyskanego od przynajmniej 5 samców. Po uzyskaniu jednorodnej mieszaniny ikry i nasienia dolewamy do niej płynu Woynarovicha w ilości odpowiadającej około 10% objętości zapładnianej ikry.



Fot. 11. Gamety karasia pospolitego tuż przed zapłodnieniem.

Płyn Woynarovicha dolewamy do ikry nieustannie ją mieszając i kontynuujemy tę czynność przez około 1 min. Po tym czasie ostrożnie zlewamy nadmiar płynu i zastępujemy go świeżym w ilości odpowiadającej około 20% objętości jaj. Ikrę nieprzerwanie mieszamy delikatnie plastikową łyżką. Co 15-20 minut wymieniamy płyn Woynarovicha na świeży. Po 1-1,5 godzinie mieszania należy zlać cały płyn znad ikry. Wtedy rozpoczynamy końcowy etap pozbawiania napęczniałej już ikry resztek kleistości.



Fot. 12. Rozklejanie ikry karasia pospolitego przy użyciu mieszadła mechanicznego.

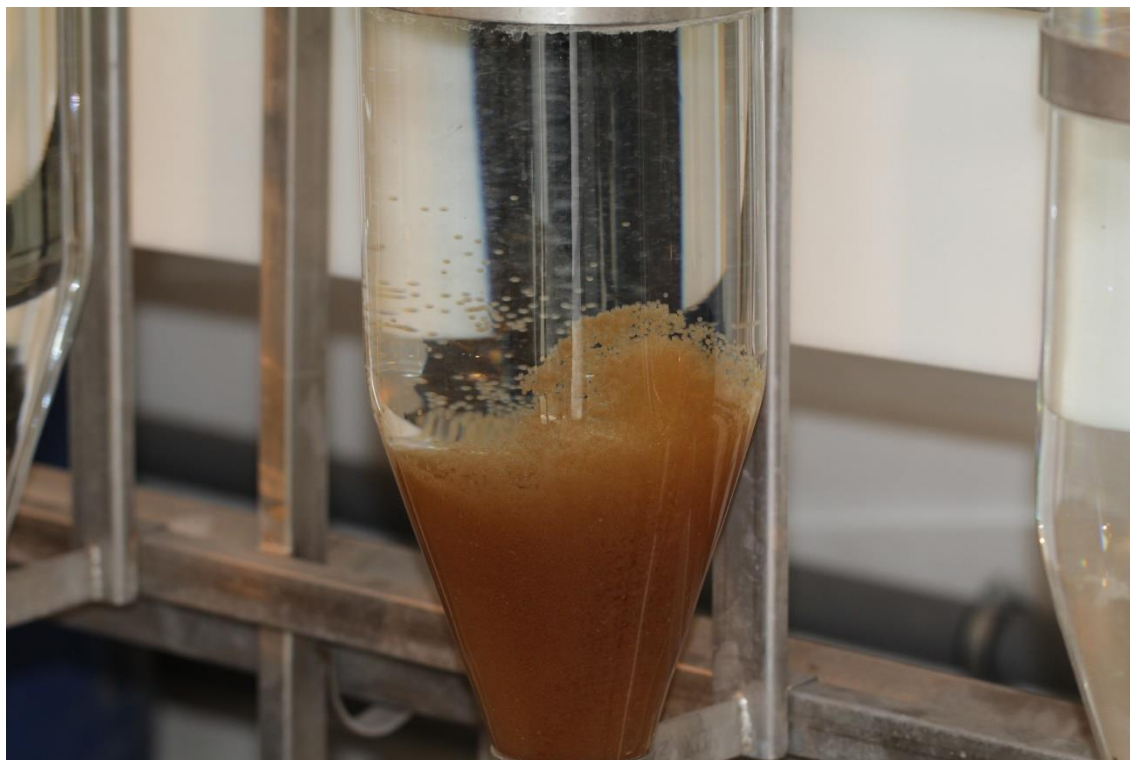
Do intensywnie mieszanej ikry wlewamy uprzednio przygotowany roztwór taniny w ilości w przybliżeniu odpowiadającej objętości napęczniałej ikry. Intensywnie mieszamy ikrę z roztworem taniny przez 20 sekund, po czym przepłukujemy ją dużą ilością czystej wody. Zlewamy wodę i ponownie płuczemy ikrę roztworem taniny przez 10 sekund, po czym ponownie przepłukujemy ją czystą wodą. Po zakończeniu tej procedury przeprowadzamy test kleistości ikry sprawdzając, czy niewielka jej próbka przykleja się do czystego szkła, np. szalki Petriego, szklanej zlewki lub szkiełka mikroskopowego. Jeśli ikra przykleja się do szkła, to należy jeszcze raz przepłukać ją przez 10 sekund w roztworze taniny. Gdy ikra nie wykazuje już kleistości, umieszcza się ją w aparatach inkubacyjnych typu Weissa lub McDonalda.

8. Inkubacja ikry

System przeznaczony do inkubacji ikry musi zostać przygotowany jeszcze przed jej pozyskaniem. Temperatura wody w systemie inkubacyjnym powinna wynosić

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

20-22°C. Przed wprowadzeniem ikry do aparatów inkubacyjnych należy zatrzymać w nich dopływ wody i obniżyć poziom wody do około 25% objętości roboczej. Następnie należy delikatnie odkręcić dopływ i wlać do słoja taką porcję ikry, która będzie zajmowała co najwyżej 40% jego wysokości roboczej (wysokość do poziomu odpływu wody ze słoja). Gdy tylko cała porcja ikry znajdzie się w aparacie, mocniej odkręcamy dopływ wody do słoja i regulujemy go w taki sposób, aby ikra delikatnie krążyła w całej swojej objętości. W najwcześniejszych godzinach inkubacji ikry zazwyczaj zachodzi potrzeba przeprowadzenia dodatkowych regulacji przepływu wody przez słoje. W czasie inkubacji należy systematycznie usuwać z aparatów martwą ikrę gromadzącą się najbliżej powierzchni wody. Po około 50 h inkubacji następuje zaoczkowanie ikry. Po około 4 dniach inkubacji (około 95 stopniodni) możemy spodziewać się pierwszych oznak wykluwania, takich jak piana na powierzchni wody w miejscach jej intensywnego mieszania z powietrzem. Wtedy w słojach pojawiają się też pierwsze wykłute larwy.



Fot. 13. Inkubacja ikry karasia pospolitego w aparacie typu Weiss.

Larwy karasia pospolitego, podobnie jak karpia, zaraz po wykluciu poszukują zacisznego miejsca z podłożem, do którego mogą się przytwierdzić. Tam, nieograniczone osłonką jajową, mogą spokojnie wykorzystywać na swój wzrost i rozwój pozostałe w pęcherzyku żółtkowym zasoby pokarmowe. W warunkach naturalnych świeżo wyklute larwy karasia najczęściej przytwierdzają się do zanurzonych w wodzie pędów i liści roślin naczyniowych. W warunkach kontrolowanych sami musimy przygotować odpowiednie, spokojne miejsce dla wyklutych larw. Najlepiej do tego celu nadają się sadziki z gęstej siatki o wielkości oczka około 0,5 mm, umieszczone w dużych zbiornikach z odpływem zabezpieczonym taką samą siatką. Woda powinna mieć temperaturę 21-22 °C i być delikatnie napowietrzana. Przepływ wody także powinien być niewielki.

Po zauważeniu pierwszych wyklutych larw należy przyspieszyć wykluwanie pozostałych. W tym celu najlepiej jest zakręcić dopływ wody do aparatów inkubacyjnych na około 10 minut, co spowoduje spadek zawartości tlenu rozpuszczonego w wodzie. Po tym czasie należy zlać całą zawartość słoików do plastikowych misek. W miskach kilkakrotnie przepłukujemy ikrę świeżą wodą, za każdym razem zlewając wraz z nią osłonki jajowe. Zabieg ten trzeba powtarzać do całkowitego wypłukania osłonek jajowych spośród wyklutych larw. Oczyszczone z osłonek jajowych larwy przenosimy do wcześniej przygotowanych zbiorników, nie przekraczając zagęszczenia 2 500 larw na jeden litr wody. Niewyklutą ikrę można przełożyć do słoików inkubacyjnych lub, jeśli pozostało takiej ikry niewiele, pozostawić ją w misce z wodą na 1-2 h, po czym ponowić procedurę wypłukiwania osłonek. Po około 4 dniach od wyklucia larwy powinny rozpocząć napęnlanie pęcherza pławnego.

Jeśli zamierzamy podchowować wyklute larwy, konieczne będzie zmniejszenie zagęszczenia obsady zbiorników do 500-1 000 larw na jeden litr wody w wypadku jednodniowego podchowu lub do 100-150 larw na litr wody, gdy podchów ma trwać 1-2 tygodnie. Podchów larw jest najbardziej efektywny, gdy temperatura wody wynosi 25-26 °C. Gdy większość z nich pływa w pozycji horyzontalnej, z widocznym pęcherzem pławnym (napęnliona tylna komora), można rozpocząć ich karmienie. Najlepiej jeśli pierwszym pokarmem egzogennym larw karasia pospolitego będą żywe naupliusy solowca *Artemia* sp., inkubowane z wysokiej jakości cyst o standardowej wielkości

(200-230 tys. cyst/g). Larwy najlepiej jest karmić w taki sposób, aby miały ciągły dostęp do pokarmu przez okres co najmniej 12 h na dobę. Lepsze wyniki uzyskuje się jednak umożliwiając im żerowanie dłużej, przez 15-18 h na dobę. W całym dobowym okresie żerowania konieczne jest zapewnienie larwom oświetlenia na poziomie 300-1 000 lx na powierzchni wody.

Po zakończeniu podchowu larwy karasia należy przygotować do transportu i obsadzenia stawów lub zarybiania zbiorników naturalnych. Stopniowo (1°C/h) obniżamy temperaturę wody w systemie podchowowym do wartości oczekiwanej w czasie transportu i w docelowym zbiorniku wodnym. Karmienie podchowujących larw wstrzymujemy na 12-24 h przed ich planowanym transportem i dokładnie oczyszczamy zbiorniki z martwych larw, odchodów ryb i resztek pokarmu. W takich warunkach larwy karasia pospolitego mogą bezpiecznie oczekiwać na pakowanie i transport, który powinien odbyć się w ciągu 48 h od zakończenia ich żywienia.

9. Literatura

- 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. 2013 – Stymulacja hormonalna karasia pospolitego *Carassius carassius* (L.) za pomocą CPE, Ovopelu oraz Ovaprimu oraz jej wpływ na jakość i ilość pozyskanego mlecza – Komun. Ryb. 1: 33-37.
- Mezhzherin S.V., Kokodii S.V., Kulish A.V. Verlatii D.B., Fedorenko L.V. 2012 – Hybridization of crucian carp *Carassius carassius* (Linnaeus, 1758) in Ukrainian reservoirs and the genetic structure of hybrids. Cytol. Genet. 46: 28-35.
- Papoušek I., Vetešník L., Halačka K., Lusková V., Humpl M., Mendel J. 2008 – Identification of natural hybrids of gibel carp *Carassius auratus gibelio* (Bloch) and crucian carp *Carassius carassius* (L.) from lower Dyje River floodplain (Czech Republic). J. Fish Biol. 72: 1230-1235.

Sikora A.E. 2020 – Wpływ wybranych antagonistów dopaminy na rozród i odporność samic karasia pospolitego (*Carassius carassius* L.) – Praca doktorska wykonana w Katedrze Ichtiologii i Akwakultury Uniwersytetu Warmińsko-Mazurskiego w Olsztynie.

Szczerbowski J.A., Szczerbowski A.J. 1996 – Karasie – Wyd. IRS, s. 175.

Targońska K. 2014 – Kontrolowany rozród karasia pospolitego – poradnik hodowcy – Katedra Rybactwa Jeziorowego i Rzecznego UWM w Olsztynie, s. 33.

Targońska K., Żarski D., Müller T., Krejszeff S., Kozłowski K., Demény F., Urbányi B., Kucharczyk, D. 2012 – Controlled reproduction of the crucian carp *Carassius carassius* (L.) combining temperature and hormonal treatment in spawners – J. Appl. Ichthyol. 28: 894-899.

Woynarovich E., Horváth L. 1980 – The artificial propagation of warm-water finfishes. A manual for extension – FAO Technical Paper No. 201.

Zhou L., Wang Y., Gui J.F. 2000 – Genetic evidence for gonochoristic reproduction in gynogenetic silver crucian carp (*Carassius auratus gibelio* Bloch) as revealed by RAPD assays. J. Mol. Evol. 51: 498-506.