

Instrukcja doradcza

nr 1/RK/2020

Sztuczny rozród amura białego
Ctenopharyngodon idella

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 amura białego *Ctenopharyngodon idella*

Autorzy:

Dr Justyna Sikorska

Dr hab. inż. Rafał Kamiński

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. Tarlaki i przygotowanie do rozrodu	4
3. Ocena dojrzałości samic	9
4. Stymulacja hormonalna	11
5. Sztuczny rozród	14
6. Inkubacja ikry	19
7. Odżywianie się larw i starszych stadiów rozwojowych	22
8. Literatura	23

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.**

1. Wprowadzenie

Amur biały, *Ctenopharyngodon idella*, jest azjatycką rybą półwędrowną, zamieszkującą w swym naturalnym środowisku nizinne rzeki wraz z ich kanałami i starorzeczami oraz jeziora. Powodem, dla którego sprowadzono go do wód europejskich, była jego roślinożerność. Gatunek ten jednak nie odbywa naturalnego tarła w Europie (Pierce 1983).



Fot. 1. Amur biały

Wylęg amura białego i tołpygi białej, *Hypophthalmichthys molitrix* po raz pierwszy sprowadzono do Polski w 1964 r. z ZSRR (Opuszyński 1979). W naszym kraju amur biały jest hodowany głównie w stawach – zwłaszcza w tych płytkich i zarośniętych może spełniać pożyteczną rolę, ograniczając nadmierny przyrost roślinności wodnej. Jednak trzeba mieć świadomość, że przy zbyt wysokich obsadach, ryba ta będzie konkurować o pokarm z karpem.

2. Tarlaki i przygotowanie do rozrodu

Amur biały w warunkach europejskich stosunkowo późno osiąga dojrzałość płciową. Na Węgrzech we właściwych warunkach chowu gatunek ten z dużym prawdopodobieństwem może być po raz pierwszy użyty do rozrodu w wieku 6 lat, a w wieku 7 lat już z całą pewnością (Antalfi i Tölg 1975). W Polsce samice dojrzewają po raz pierwszy najwcześniej w wieku 7-8 lat, mając 54-67 cm długości i ważąc 3-3,5 kg (Shireman i Smith 1983, Komrakova i Kamilov 2001). Samce zazwyczaj osiągają

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.**

dojrzałość o rok wcześniej przy długości ciała 50-60 cm (Komrakova i Kamilov 2001, Bozkurt i in. 2017). W wodach podgrzanych okres dojrzewania płciowego ulega znacznemu skróceniu.

Odpowiedni wiek i wielkość tarlaków są podstawowym warunkiem rozrodu amura białego, a ze względu na długi okres ich wychowu konieczne jest zapewnienie warunków minimalizujących ryzyko i błędy hodowlane. Najważniejszymi czynnikami, na które należy zwrócić uwagę są odpowiednie warunki środowiskowe i prawidłowe żywienie.

Po wyborze ryb do stada tarłowego następuje dość długi okres ich dojrzewania. Naturalny pokarm roślinny w stawie tarłowym może okazać się niewystarczający pod względem ilościowym i konieczne będzie wtedy dokarmianie ryb paszą roślinną lub ewentualnie granulatem. Według niektórych źródeł (Bozkurt i in. 2017) dorosły amur biały w sprzyjających warunkach potrafi bowiem w ciągu dnia zjeść pokarm roślinny stanowiący nawet 2-3-krotność jego masy ciała. Pasze komponowane powinny zawierać 30-35% białka oraz mało węglowodanów i tłuszczu (Zonnevelt i Van Zon 1985, Khan i in. 2004). W tym czasie należy wystrzegać się błędów w żywieniu tarlaków, zwłaszcza prowadzących do gromadzenia się nadmiernych ilości tłuszczu w organizmie ryby. Nadmierne karmienie paszą może bowiem powodować niedojrzałość płciową ryb, być przyczyną bardzo niskiego procentu zapłodnienia jaj lub powodować ich zupełną degenerację. Antalfi i Tölg (1975) podają, że przy żywieniu amura białego dzienna dawka paszy śrutowej powinna stanowić 2% dawki paszy roślinnej. Dla przykładu osobnik o masie ciała 6 kg w okresie letnim zjada dziennie 500-600 g paszy zielonej, której wartość skrobiowa (50 g/kg) wynosi około 30 g. A zatem taka ryba powinna otrzymywać około 10 g paszy śrutowej lub granulatu paszowego dziennie. Przestrzeganie tej zasady jest bardzo ważne, dlatego nie należy utrzymywać tarlaków w stawach, w których inne gatunki ryb (np. karp) są intensywnie żywione paszami śrutowymi lub granulatem.

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. 2. Staw towarowy w Ośrodku Zarybieniowym Żurawia, wykorzystywany do wychowu tarlaków amura białego

Amur biały jest hodowany w stawach już od czasów starożytnych (Brylińska 2000), jednak warunki panujące w stawach i brak przepływu wody uniemożliwiają osiągnięcie przez ten gatunek finalnej dojrzałości płciowej (Bozkurt i in. 2017) – zazwyczaj komórki rozrodcze w jajnikach samic osiągają stadium witellofagów wtórnych (tzw. komórki żółtkowe wtórne), po czym ich rozwój zatrzymuje się i cofa (Shireman i Smith 1983).

Najistotniejszym czynnikiem długookresowej stymulacji dojrzewania tarlaków jest temperatura wody i wydłużenie fotoperiodu. Dodatkowym stymulatorem tarła w środowisku naturalnym jest podwyższenie poziomu wody i jej przepływ oraz zmętnienie. W naturalnym zasięgu występowania amur biały najchętniej odbywa tarło w rzekach z przepływem wody wynoszącym od 0,6 do 1,5 m/s (Bozkurt i in. 2017). Jednak w wodach Florydy (USA) nawet prędkość przepływu wynosząca 0,23 m/s okazała się wystarczająca do uniesienia i transportu jaj z biegiem rzeki (Cook i in. 1993). W warunkach hodowlanych ryby, nawet gdy już osiągają dojrzałość płciową, to nie mogą odbyć

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.**

naturalnego rozrodu ze względu na brak wspomnianych wyżej czynników stymulujących. W Azji w ośrodkach zajmujących się hodowlą tej ryby dojrzałe osobniki umieszcza się na czas tuż przed i zaraz po iniekcjach hormonalnych w specjalnych okrągłych zbiornikach betonowych o średnicy od 6 do 10 m i głębokości do 2 m, w których zapewniona jest cyrkulacja wody (Towers 2010, FAO 2020). Jednak nawet w takich warunkach konieczna jest stymulacja hormonalna ryb.

Do najważniejszych czynników, które mogą mieć wpływ na stan tarlaków, należy zawartość tlenu oraz poziom azotu amonowego i azotynów w wodzie. Zapotrzebowanie tlenowe amura nie jest bardzo wysokie. Przeżywa on w wodzie o zawartości tlenu 0,5-0,9 mg O₂ dm⁻³ (Brylińska 2000). Zawartość tlenu w wodzie, w której przebywają tarlaki, nie powinna jednak spadać poniżej 50% nasycenia lub 5 mg O₂ dm⁻³ (Xie i in. 2018); natomiast zawartość amoniaku i azotynów nie powinna przekraczać 1 mg dm⁻³. Szczególnie dużą wrażliwość wykazują tarlaki w okresie bezpośrednio przed tarłem. Choć gatunek ten toleruje odczyn wody w zakresie od 5,0 pH do 9,0 pH, to najlepiej jest zapewnić tarlakom optymalne wartości odczynu wody na poziomie 7,5-8,0 pH (Xie i in. 2018).

Prace nad rozrodem amura białego należy rozpocząć, gdy temperatura wody utrzymuje się stale powyżej 20°C, co w naszych warunkach zazwyczaj oznacza początek czerwca. Warunkiem powodzenia w rozrodzie tego gatunku i innych azjatyckich ryb karpiowatych jest temperatura wody, wynosząca powyżej 20°C już od maja, przynajmniej przez 15 dni. W polskim klimacie trudno jest o zapewnienie takiej termiki w naturalnych zbiornikach wodnych czy w stawach. Z tego względu do wychowu tarlaków i skutecznego przeprowadzenia sztucznego rozrodu niezbędne jest przeniesienie w pewnym momencie tarlaków do wylęgarni i podgrzewanie wody. Podgrzanie wody zwiększa pewność co do wyników rozrodu i pozwala go przeprowadzić we wcześniejszym i przewidywalnym terminie, niezależnym od pogody.

Posiadanie ryb w odpowiednim wieku i kondycji umożliwia przystąpienie do ostatniego etapu przygotowań do sztucznego rozrodu. Polega on na wyborze tarlaków dojrzałych do rozrodu w danym roku. Wyboru takiego dokonuje się na podstawie przeglądu wszystkich ryb. Wstępne typowanie tarlaków polega na ocenie cech zewnętrznych, takich jak: występowanie szaty godowej w postaci wysypki perłowej,

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.**

ubarwienie otworu płciowego oraz kształt powłok brzusznych. Selekcję ryb wystarczy przeprowadzić na 8-10 dni przed planowanym terminem rozrodu (Antalfi i Tölg 1975).



Fot. 3. Samica amura białego w trakcie oceny zewnętrznych cech świadczących o dojrzałości, tj. szaty godowej, ubarwienia otworu płciowego i kształtu powłok brzusznych

Rozróżnianie płci u amura białego jest ułatwione dzięki dobrze widocznym cechom zewnętrznym. U dorosłych osobników w okresie dojrzewania płciowego występuje bowiem wyraźny dymorfizm płciowy, świadczący jednocześnie o dojrzałości do rozrodu. U samców przejawia się on występowaniem szorstkiej wysypki perłowej na górnej i wewnętrznej powierzchni płetw piersiowych (Antalfi i Tölg 1975, Bozkurt i in. 2017). Wysypka u samców niekiedy występuje także na płetwie grzbietowej i odbytovej (Shireman i Smith 1983), a brzuch ich jest płaski i dość twardy. U dojrzałych samic zaś podbrzusze powinno być miękkie, zaokrąglone i wypukłe, a brodawka płciowa nabrzmiąta i zaróżowiona. Niekiedy wysypkę perłową można stwierdzić również u samic, ale nigdy nie jest ona tak wyrazista jak u samców (Shireman i Smith 1983). Jeśli

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.**

podbrzusze samicy jest twarde i sprężyste, oznacza to, że komórki jajowe nie osiągnęły jeszcze stadium migrującego jądra i nie są dojrzałe (Weerakoon 1979).

Przy wyborze ryb do rozrodu należy zwrócić uwagę na zachowanie właściwej proporcji płci. Najkorzystniej jest, aby wśród tarlaków amura białego było 60% samców i 40% samic (Antalfi i Tölg 1975). Przy sztucznym zapłodnieniu zazwyczaj ikrę pozyskaną od jednej samicy zapładnia się nasieniem dwóch samców (Horváth i in. 2015). Można też stosować kombinację dwóch samic i trzech samców.

Hodowca mający odpowiednią praktykę i doświadczenie w sztucznym rozrodzie karpia, po kilku próbach powinien bez większego problemu poradzić sobie także z rozrodem amura białego, licząc się jednak z bardziej niespokojnym zachowaniem ryb niż w przypadku karpia, ich większą masą osobniczą i wyższą temperaturą wody w czasie rozrodu. Znacznie większe są także rozmiary jaj amura białego po napęczeniu, a ich wrażliwość na wszelkie manipulacje także jest bardzo wysoka. Wymusza to zaangażowanie do inkubacji ikry znacznie większej liczby słoików Weissa niż w przypadku karpia. Należy też zaznaczyć, że od amura białego uzyskuje się znacznie mniejsze ilości mleczka niż od samców karpia (Antalfi i Tölg 1975).

W przypadku właściwie przygotowanych tarlaków korzystną cechą rozrodu amura białego w warunkach sztucznych jest fakt, że po stymulacji hormonalnej i przy utrzymaniu stabilnej temperatury wody na poziomie 22-24°C, ikrę uzyskuje się niemal od każdej samicy (Antalfi i Tölg 1975).

3. Ocena dojrzałości samic

W zachodniej literaturze naukowej można znaleźć informację, że oocyty amura białego przechodzą w jajniku 7 stadiów rozwoju (Weerakoon 1979, Opuszyński i Shireman 1995). Z kolei rosyjscy naukowcy wyróżniają 6 stadiów rozwoju gonad (Opuszyński i Shireman 1995). W obu jednak przypadkach stadia od IV do VI, będące etapem witellogenezy, uznaje się za odpowiedni moment do przeprowadzenia stymulacji hormonalnej samic. Szczególnie istotne jest, by nie przegapić ostatniego stadium, tzw. stadium migrującego jądra, gdy jądro przesuwa się w kierunku pola animalnego, gdzie znajduje się mikropyle, czyli otwór, przez który plemnik wnika do komórki jajowej. W tym czasie jajo jest niemal dojrzałe i gotowe do opuszczenia jajnika.

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.**

Cechy zewnętrzne dojrzałości płciowej stanowią zatem tylko kryterium pomocnicze i nie w każdym przypadku pozwalają na precyzyjną ocenę stanu dojrzałości tarlaka; dlatego właśnie warto dokonać oceny dojrzałości oocytów. W tym celu od każdej samicy należy delikatnie pobrać za pomocą katetera próbkę oocytów, przeświecić je w płynie Serra i obejrzeć pod mikroskopem stereoskopowym (Zonnevelt i Van Zon 1985). Kateter powinien mieć długość około 30 cm i średnicę światła 2 mm (Weerakoon 1979). W przypadku pobrania oocytów w IV stadium, należy ocenić stopień polaryzacji jądra komórkowego, tj. przesunięcia w kierunku brzegu oocytu. Im bliżej krawędzi oocytu znajduje się jądro, tym bardziej dojrzała jest samica.

Ocena stadium dojrzałości oocytów w praktyce wygląda następująco:

1. Samicę amura białego wprowadzamy w stan znieczulenia ogólnego.
2. Następnie rybę układamy na stole manipulacyjnym.
3. Do otworu płciowego delikatnie, żeby nie uszkodzić przewodu urogenitalnego, pod kątem wprowadzamy podłączony do strzykawki kateter, na głębokość nie większą niż połowa długości pomiędzy końcem płetwy piersiowej i nasadą płetwy brzusznej.
4. Odciągamy tłok strzykawki, tak by zassać niewielką próbkę oocytów (kilkadziesiąt-100 szt.).
5. Samicę po zabiegu przenosimy do odpijalnika.
6. Oocyty umieszczamy na szalce Petriego i zalewamy niewielką ilością płynu Serra, a po mniej więcej 5 minutach próbkę można obejrzeć pod mikroskopem stereoskopowym w celu określenia stadium dojrzałości oocytów.
7. Samice, których największe oocyty znajdują się w III-IV stadium dojrzałości, można poddać procedurze stymulacji hormonalnej. Z kolei samice, u których większość oocytów znajduje się w I-II stadium dojrzałości, należy poddać stymulacji fototermicznej, aby doprowadzić je do finalnej dojrzałości oocytów (20-23°C, fotoperiod 14L:10D). Kolejne przeglądy samic wykonujemy w jednodniowych odstępach aż do osiągnięcia stadium III/IV.

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.**

Składniki płynu Serra i ich proporcje:

70% alkohol etylowy: 6 części

36-38% formaldehyd: 3 części

kwasek octowy lodowaty: 1 część



Fot. 4. Samica amura białego w trakcie wprowadzania w stan znieczulenia ogólnego

4. Stymulacja hormonalna

Zapewnienie tarlakom amura białego warunków typowych dla naturalnego tarła (m.in. szybki przepływ wody, wzrost jej poziomu, żwirowe dno) jest praktycznie niemożliwe w warunkach kontrolowanych, dlatego bez stymulacji hormonalnej rozmnażanie tego gatunku nie byłoby możliwe (Zonnevelt i Van Zon 1985). Dzięki zastrzykom hormonalnym dojrzałe płciowo ryby w gospodarstwie stawowym, pomimo braku naturalnych warunków tarliskowych, są zdolne do rozrodu i wytwarzają odpowiednie do zapłodnienia produkty płciowe – dojrzałą ikrę i mlecz.

Przybliżony termin całkowitej dojrzałości jajnika, decydujący o rozpoczęciu stymulacji hormonalnej, określa się w miejscu przebywania ryby na podstawie sumy

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.**

przeciętnych temperatur, począwszy od 1 stycznia. Jest ona wyrażona w stopniach (°D) i dla amura białego wynosi 1350-1450 (Antalfi i Tölg 1975, Opuszyński i Shireman 1995). Dla porównania, w przypadku karpia liczba ta wynosi 1000-1100. Należy jednak podkreślić, że metoda ta jest mało precyzyjna, gdyż błędnie zakłada, że dojrzewanie do rozrodu następuje w każdej temperaturze powyżej 0°C. Tymczasem według teoretycznych wyliczeń Kamler (1992), minimalna temperatura, powyżej której następuje rozwój gonad amura białego to 13,6°C.

Do wywołania owulacji samic amura białego hodowanych w warunkach stawowych zastosowanie stymulacji hormonalnej jest niezbędne. Samice przed stymulacją hormonalną należy zważyć. Podobnie jak u większości innych gatunków, preparaty hormonalne podaje się samicom w dwóch dawkach, w odstępie 12-godzinnym. W wyższych temperaturach (np. 28°C) drugą dawkę stosuje się nawet po 6-7 h (Weerakoon 1979), nie jest to jednak optymalna temperatura do rozrodu amura. Przy temperaturze wody 23-24°C ryby powinny otrzymać pierwszą dawkę hormonu na 32-36 h przed planowanym rozrodem.

Do stymulacji hormonalnej amura białego wykorzystuje się przysadkę mózgową ryb karpiowatych (3-6 mg kg⁻¹ m.c.) lub LH-RH (50-200 µg kg⁻¹ m.c., przy czym dawka 200 µg kg⁻¹ daje znacznie lepsze efekty) (Zonnevelt i Van Zon 1985).

Horváth i in. (2015) zalecają następujące dawki przysadki mózgowej karpia do stymulacji samic:

- 1) iniekcja – 0,35-0,45 mg kg⁻¹ przysadki mózgowej rozpuszczonej w 0,25-0,5 ml kg⁻¹ płynu fizjologicznego
- 2) iniekcja – 3,5-4,5 mg kg⁻¹ przysadki mózgowej rozpuszczonej w 0,25-0,5 ml kg⁻¹ płynu fizjologicznego.

U samców zazwyczaj wykonuje się jednokrotną iniekcję na 24 godziny przed przewidywanym terminem rozrodu. W przypadku stosowania przysadki karpia u samców dawka hormonu wynosi 1,2-2 mg kg⁻¹ m.c, choć niektórzy autorzy podawali nawet 3 mg kg⁻¹ (George i Chapman 2015). W przypadku LH-RH dawka dla samców wynosi 20 µg kg⁻¹ m.c. Jeśli nie posiadamy odpowiedniej liczby samców, po 5-6 dniach można je powtórnie poddać stymulacji hormonalnej. Metodę tę stosuje się jednak tylko w niezbędnych sytuacjach.

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.**

Odkąd w 1997 r. Horváth i in. opisali Ovopel – preparat, w którym zawarty jest ssaczy analog GnRH (D-Ala⁶, Pro⁹Net-mGnRH) i antagonistą dopaminy (inhibitor) – metoklopramid – jest to chyba najczęściej stosowany preparat do stymulacji hormonalnej ryb w naszym kraju. Jedna granulka Ovopelu o masie około 25 mg zawiera około 18-20 mg analogu i 8-10 mg inhibitora. Granulki te, podobnie jak przysadkę karpia, należy najpierw rozetrzeć w moździerz, a następnie rozpuścić w płynie fizjologicznym (0,65% NaCl, Horváth i in. 2015). Proponowane dawki Ovopelu dla samic to 1/5 granulki/kg m.c. w czasie pierwszej, wstępnej iniekcji i 1 granulka na kg m.c. w czasie drugiej, wywołującej iniekcji.

Optymalna temperatura wody podczas stymulacji hormonalnej u amura białego mieści się w zakresie od 22 do 26°C (Horváth i in. 2015). Horváth i in. (1997), stosując u samic tego gatunku dawkę przysadki mózgowej karpia wynoszącą 3,2-4,3 mg kg⁻¹, uzyskiwali owulację u 93% samic. W przypadku stosowania Ovopelu (dawki 20-24 µg kg⁻¹ i 10 mg kg⁻¹) procent owulacji wynosił 97.

Hormony przysadki zazwyczaj podaje się dootrzewnowo, wkłuwając się u podstawy płetwy brzusznej lub piersiowej, choć efektywne są również iniekcje domięśniowe w okolicy płetwy grzbietowej (Shireman i Smith 1983). Gonadotropiny z kolei najczęściej podaje się domięśniowo tuż pod płetwą grzbietową albo w części grzbietowej odcinka ogonowego. Płyn wstrzykuje się powoli z jednoczesnym delikatnym rozcieraniem okolic nakłucia – ma to na celu przyspieszenie wchłonięcia wstrzykniętego płynu. Po wyjęciu igły płyn nie powinien wypływać na zewnątrz ciała. Jeśli tak się dzieje, to jest to dowód, że miejsce iniekcji było zbyt krótko masowane. Jeśli po wkłuciu igły i wstrzyknięciu hormonu pozostawimy strzykawkę na okres 1-2 minut w ciele ryb i dopiero po tym czasie ją wyjmujemy, to w takim przypadku nie jest konieczne tak dokładne masowanie miejsca wstrzyknięcia hormonu. Mniejsze osobniki iniekuje się po ich wyjęciu z basenów, u większych wygodniejsze dla obsługi i bezpieczniejsze dla ryb jest przeprowadzanie iniekcji w basenach, pod wodą. Podczas iniekowania pod wodą ryby zachowują się zazwyczaj spokojniej, a cały zabieg może być przeprowadzony przez jedną osobę. Hormon powinien być przygotowany w taki sposób, aby ilość wprowadzanego do mięśni ryby roztworu nie przekraczała 1 ml na 10 kg masy ciała ryby.

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.**

Zaszywanie otworu płciowego, jak to się robi u samic karpia, u dojrzałych samic amura białego nie jest praktykowane. Ikrę wyciska się wtedy, gdy samice są już w stanie cieknięcia. Czas jaki upływa od osiągnięcia pełnej dojrzałości do cieknięcia ikry, po wstrzyknięciu decydującej dawki hormonu, zależy od temperatury wody i wynosi odpowiednio 10-12 h w temperaturze 20-22°C, 9-11 h w temperaturze 23-25°C (Antalfi i Tölg 1975) i około 7 h w temperaturze 28°C (Shireman i Smith 1983).

Płodność amura białego jest wprost proporcjonalna do długości, masy ciała i wieku samicy. Od każdej samicy o masie 7-9 kg, chowanej w odpowiednich warunkach, można uzyskać około 500 tys. jaj (Antalfi i Tölg 1975). Według innych źródeł (Bozkurt i in. 2017, GISD 2020) taką liczbę ziaren ikry można uzyskać już od samic ważących około 5 kg. Z tej liczby jaj zazwyczaj udaje się uzyskać około 250 tys. kilkudniowych larw.

5. Sztuczny rozród

Najlepszej jakości ikrę amura białego pozyskuje się w czasie do 30 minut od owulacji. Powinna ona mieć barwę szaro-zielonkawą, rzadziej zdarza się barwa brązowo-pomarańczowa. Martwe lub złej jakości jaja są mętne (Williams i Gebhart 2020). Ikrę wyciska się z samicy tak, aby spływała do miski po ściance z wysokości nie przekraczającej 2 cm. Najlepiej używać misek z tworzywa sztucznego o średnicy około 40 cm. Nie należy mieszać ikry pochodzącej od kilku samic.

Ikrę po pobraniu należy jak najszybciej zapłodnić (Antalfi i Tölg 1975). Nie zaleca się pobierania ikry od więcej niż kilku samic jednocześnie, aby nie czekała ona zbyt długo na zapłodnienie. Należy tak zorganizować pracę, aby pozyskiwanie ikry i mlecza odbywało się równolegle. Mlecza nie należy wyciskać bezpośrednio na ikrę, lecz zebrać do odpowiednio dużej strzykawki, a z niej dodawać odpowiednią ilość do ikry. Istnieje także możliwość przetrzymania pozyskanego mlecza na lodzie lub w lodówce, jednak nie dłużej niż 10-12 h (Shireman i Smith 1983).

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. Pozyskiwanie jaj



Fot. 6. Pozyskiwanie nasienia.

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.**

Przeciętnie w jednym kilogramie „suchej” ikry amura białego znajduje się od 800 tysięcy do 1 miliona jaj. Średnica świeżo złożonych jaj wynosi bowiem 0,9-1,2 mm (Antalfi i Tölg 1975, Brylińska 2000, Horváth i in. 2015), choć niektóre źródła podają średnicę większą, nawet 2-2,5 mm (Bozkurt i in. 2017). Po napęcznieniu średnica jaj zwiększa się do 4-6 mm (Brylińska 2000, Bozkurt i in. 2017). Jaja pęcznieją w ciągu 2-3 godzin od zapłodnienia. Korzystną cechą ikry jest niemal całkowity brak kleistości, a zatem nie ma konieczności stosowania środków chemicznych do jej rozklejania (Antalfi i Tölg 1975). Do zapłodnienia na każde 500 g „suchej” ikry należy podać 2 ml mleczka, najlepiej pochodzącego od 2-3 samców. Jeśli chcemy się uprzednio upewnić co do jakości nasienia, można sprawdzić pod mikroskopem aktywność plemników w próbce w kontakcie z wodą.

Zabieg zapłodnienia rozpoczyna się od delikatnego wymieszania ikry z mleczem bez dodatku wody. Następnie do 500 g, cały czas delikatnie mieszanej, ikry dolewa się 100 ml dobrze natlenionej wody. Po 1-2 minutach należy dodać kolejne 100 ml wody i wciąż delikatnie mieszać. Zabieg ten powtarzamy jeszcze dwa razy, stale mieszając. Zapłodnienie jaj następuje już w pierwszej minucie; po tym czasie ruchliwość plemników mocno maleje, aż w końcu całkowicie ustaje. Celem dalszego mieszania i dodawania wody jest pozbycie się nadmiaru nasienia i całkowite pozbawienie ikry kleistości. Mieszanie powinno się odbywać jeszcze przez około 6 minut po zapłodnieniu. Następnie ikrę płucze się wielokrotnie przez 10-15 minut w dużej ilości czystej, dobrze natlenionej wody, zlewając za każdym razem mętny płyn z powierzchni i dodając kolejną porcję wody. Płukanie utwardza jaja już po około 10 minutach (Williams i Gebhart 2020). Jeśli jaja zbrylają się na dnie naczynia lub lepią do jego ścianek, oznacza to, że za krótko je przepłukiwano wodą – może to doprowadzić do uszkodzenia komórek jajowych.

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. 7. Dodawanie nasienia do jaj



Fot. 8. Wymieszanie ikry z mleczem

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. 9. Aktywacja gamet przy użyciu wody



Fot. 10. Pozbawianie jaj kleistości

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.**

6. Inkubacja ikry

Ikra amura białego jest półpelagiczna, tylko nieco cięższa od wody, wymaga dobrze natlenionej wody i jej przepływu, pozwalającego na utrzymanie się jaj w toni aż do wyklucia larw. W warunkach kontrolowanych zapłodnione jaja inkubuje się w specjalnych aparatach wylęgarniczych o objętości od kilkudziesięciu do 200 l. Trzeba mieć świadomość tego, że słoje Weissa nie są idealnym urządzeniem do inkubacji ikry amura białego (Horváth i in. 2015). Jeśli już z nich korzystamy, to najlepiej, żeby miały one większą niż zazwyczaj objętość, 8-10 l (Antalfi i Tölg 1975) lub jeszcze lepiej 12 l (Stott i Durbin 1980). Woda dopływająca do słojów powinna być czysta, pozbawiona zawiesin i dobrze natleniona. Maksymalny przepływ wody przez słój powinien początkowo wynosić $0,8 \text{ l min}^{-1}$. Należy unikać wahań temperatury wody w czasie inkubacji, gdyż są one szkodliwe dla rozwijających się zarodków. Zapłodnione jaja przenosi się za pomocą kubeczka do aparatów Weissa napełnionych do połowy wodą. Jaja są wtedy częściowo już napęczniałe. W aparatach Weissa kończy się proces ich pęcznienia.

Jaja powinny wypełniać od 1/3 do najwyżej 1/2 objętości słoja. Aby ocenić liczbę potrzebnych słojów, należy przyjąć, że na jeden będzie przypadać około 50 g „suchej” ikry, czyli około 40 000 jaj. Przy ilości 50 g ikry po napęcznieniu jej objętość wzrośnie do 2,1 l. Umieszczone w słojach Weissa jaja przez pierwsze 30-60 minut powinny być ostrożnie mieszane przez przepływającą wodę, a później przepływ wody powinien być ustalony na około $0,6 \text{ l min}^{-1}$ (Antalfi i Tölg 1975).

Sprawdzenie stopnia zapłodnienia jaj przeprowadza się przed bruzdkowaniem, w stadium moruli. W temperaturze 22-24°C będzie to miało miejsce po około 3 h od zapłodnienia (Antalfi i Tölg 1975, Opuszyński i Shireman 1995). Do tego celu pobiera się za pomocą pipety około stu jaj i procent ich zapłodnienia określa się pod mikroskopem stereoskopowym.

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. 11. Inkubacja – jaja przed napęcnieniem



Fot. 12. Inkubacja – jaja po napęcnieniu

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.**

Jaja amura białego w okresie inkubacji wymagają pielęgnacji, która polega przede wszystkim na usuwaniu martwych. Po 8-12 h od zapłodnienia martwe jaja mętnieją i zaczynają się gromadzić w górnej części słoja – należy je stamtąd usuwać za pomocą gumowej rurki. Ikra inkubowana w 23-24°C rozwija się bardzo szybko, dlatego rzadko zagraża jej pleśnienie czy infekcje bakteryjne. Z tego względu nie zaleca się profilaktycznego stosowania taniny czy formaliny (Horváth i in. 2015), jednakże w starszej literaturze podaje się informacje o możliwości zastosowania takich kąpiei (Shireman i Smith 1983). Do wyklucia na ogół dojrzewa 70% jaj umieszczonych w słoju. Niższy odsetek może świadczyć o nieodpowiednich warunkach inkubacji (niewłaściwa temperatura wody, niedobór tlenu w wodzie, niewłaściwy skład mineralny wody), ale może też oznaczać, że tarlaki były chowane w nieodpowiednich warunkach.

Tabela 1. Czas do wyklucia ikry amura białego w zależności od temperatury inkubacji

Temperatura (°C)	Czas (h)	Źródło
17	60	Shireman i Smith 1983
20	42	Korwin-Kossakowski 2008
22	35	Antalfi i Tölg 1975
23	26-27 do 31	Stott i Durbin 1980
23	24	Williams i Gebhart 2020
24	28-30	Korwin-Kossakowski 2008
28	19	Korwin-Kossakowski 2008
28	17	Weerakoon 1979
30	16	Shireman i Smith 1983
30	15	Weerakoon 1979

Termin wyklucia larw waha się w zależności od temperatury inkubacji. Przybliżony czas inkubacji ikry amura białego w różnych temperaturach wody przedstawiono w tabeli 1, przy czym za optymalny uważa się zakres temperatur 22,2-

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.**

25,5°C (Maslova i Servetnik 2019). Glasser i in. (2004) jako optymalną temperaturę do rozrodu i inkubacji ikry podają 24°C. Okres inkubacji jaj amura białego, wyrażony w stopniodniach, wynosi 24-30 (Horváth i in. 2015).

U większości powszechnie znanych i hodowanych gatunków ryb zarodek w czasie rozwoju embrionalnego ściśle wypełnia wnętrze jaja i niemal przylega do osłonki jajowej. Zarodki azjatyckich ryb roślinożernych, w tym amura białego, „pływają” w obszernym wnętrzu jaja. Zarodek dojrzały do wyklucia porusza się w jaju bardzo energicznie. Osłonka jajowa traci sprężystość, a w różnych jej miejscach powstają „wgniecenia”. Larwy wykluwają się w aparacie Weissa i wypływają stamtąd do koryta wylęgowego. Larwy wyklute jako ostatnie zwykle są słabe i nie potrafią wypłynąć ze słoja. Nie należy ich mieszać z larwami o dużej żywotności, gdyż na ogół niewiele z nich będzie miało zdolność do dalszego życia (Antalfi i Tölg 1975).

Długość larw amura białego po wykluciu wynosi od 5,0 do 6,8 mm (Antalfi i Tölg 1975, Brylińska 2000). Larwy, choć stosunkowo duże, początkowo są przezroczyste i niedołożne. Dopiero po 4-5 dniach następuje pigmentacja oczu oraz wykształcenie się otworów skrzelowych i otwarcie otworu gębowego. W tym czasie larwy zaczynają podpływać do powierzchni wody, aby połknąć powietrze, którym napełniają pęcherz pławny. W temperaturze 20-24°C larwy mniej więcej po 8 dniach od wyklucia zaczynają żerować przy jeszcze niecałkowicie zresorbowanym pęcherzyku żółtkowym. Również wieczka skrzelowe nie są wtedy jeszcze w pełni wykształcone.

7. Odżywanie się larw i starszych stadiów rozwojowych

Staw, do którego będą wpuszczone larwy amura białego powinien być zalany tydzień wcześniej (Williams i Gebhart 2020). W warunkach stawowych larwy odżywiają się fito- i zooplanktonem, głównie wrotkami, pierwotniakami i drobnymi skorupiakami planktonowymi, a od 11-15 dnia po wykluciu zjadają już większe wioślarki. Po około 2 tygodniach od wyklucia w diecie pojawiają się drobne larwy owadów i pokarm roślinny – glony (Bozkurt i in. 2017). Drobne cząstki roślin wyższych pobierane są przez osobniki o długości 16-17 mm (Brylińska 2000). U osobników o długości powyżej 30 mm pokarm roślinny przeważa nad zwierzęcym. Optymalny zakres temperatur do żerowania amura białego wynosi 25-28°C. Powyżej 33°C intensywność żerowania wyraźnie spada. Dolna

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.**

temperatura wody, przy której osobniki tego gatunku przestają żerować, to około 10°C. W polskich warunkach klimatycznych amur biały żeruje przez około 150 dni w roku, a na przyrost jednego kilograma masy ciała zużywa około 90 kg roślin, z czego tylko połowę zjada, a druga połowa ulega mechanicznemu zniszczeniu. Gatunek ten jest wybiórczy pokarmowo, choć z wiekiem i wielkością ryb ta wybiórczość maleje. Dorosłe osobniki szczególnie chętnie wybierają rdestnice (r. pływająca, r. przeszyta, r. grzebieniasta, r. ściśniona), po nich ramienice i moczarkę kanadyjską, następnie rogatka sztywnego, osokę aloesowatą oraz rdestnicę kędzierzawą. Niechętnie natomiast jest zjadany włosienicznik krążkolistny i wywłócznik. Amur biały nie zjada grążela żółtego, grzybieni białych ani mchu zdrojka (Brylińska 2000).

8. Literatura

- Antalfi A., Tölg I. 1975 – Ryby roślinożerne – PWRiL, Warszawa, 296 ss.
- Bozkurt Y., Yavas A., Gül A., Balci B.A., Çetin N.C. 2017 – Importance of grass carp (*Ctenopharyngodon idella*) for controlling of aquatic vegetation – In: Grasses. Benefits, Diversities and Functional Roles (Ed. A. Almusaed). On-line: <https://www.intechopen.com/books/grasses-benefits-diversities-and-functional-roles/importance-of-grass-carp-ctenopharyngodon-idella-for-controlling-of-aquatic-vegetation> (dostęp 05.06.2020).
- Brylińska M. (red.) 2000 – Ryby słodkowodne Polski – Wyd. Nauk. PWN, Warszawa: 521 ss.
- Cook G.D., Welch E.B., Peterson S., Newroth P. 1993 – Restoration and management of lakes and reservoirs. Second edition – Lewis Publishers, USA: 560 ss.
- FAO 2020 – Cultured Aquatic Species Information Programme: *Ctenopharyngodon idellus* (Valenciennes, 1844), on-line: http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Ctenopharyngodon_idellus/en (dostęp 15.06.2020).
- George A.E., Chapman D.C. 2015 – Embryonic and Larval Development and Early Behavior in Grass Carp, *Ctenopharyngodon idella*: Implications for Recruitment in Rivers – PLoS ONE 10(3): e0119023. doi:10.1371/journal.pone.0119023

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.**

- GISD 2020 – Global Invasive Species Database, Species profile: *Ctenopharyngodon idella*. On-line: <http://www.iucngisd.org/gisd/species.php?sc=369> (dostęp 22-05-2020).
- Glasser F., Mikolajczyk T., Jalabert B., Baroiller J.-F., Breton B. 2004 – Temperature effects along the reproductive axis during spawning induction of grass carp (*Ctenopharyngodon idella*) – General and Comparative Endocrinology 136: 171-179.
- Horváth L., Szabó T., Burke J. 1997 – Hatchery testing of GnRH analogue. containing pellets on ovulation in four cyprinid species – Polish Archives of Hydrobiology 44: 281-292.
- Horváth L., Tamás G., Coche A.G., André G., Kovács É., Moth-Poulsen T., Woynarovich A. 2015 – Training manual on the artificial propagation of carps. Second revised edition. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Budapest: 38 ss.
- Kamler E. 1992 – Early life history of fish. An energetics approach – Chapman & Hall, Fish and Fisheries Series 4, 267 ss.
- Khan N., Jafri A.K., Chadha N.K. 2004 – Growth, reproductive performance, muscle and egg composition in grass carp, *Ctenopharyngodon idella* (Valenciennes), fed hydrilla or formulated diets with varying protein levels – Aquaculture Research 35: 1277-1285.
- Komrakova M.Y., Kamilov B.G. 2001 – Maturation, fecundity and reproduction of grass carp and bighead carp raised in farms of Uzbekistan in the perspective of rational brood stock management planning – Biotechnology and Animal Husbandry 17: 255-261.
- Maslova N.I., Servetnik G.E. 2019 – Influence of temperature regime on embryogenesis in cyprinidae. Vestnik of Astrakhan State Technical University. Series: Fishing Industry 1: 101-111 (po rosyjsku).
- Opuszyński K. 1979 – Podstawy biologii ryb – Państwowe Wyd. Rolnicze i Leśne, Warszawa: 591 ss.
- Opuszyński K., Shireman J.V. 1995 – Herbivorous Fishes: Culture and Use for Weed Management, CRC Press, Boca Raton, Florida, 223 ss.

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.**

- Pierce B.A. 1983 – Grass Carp Status in the United States: A Review – Environmental Management 7(2): 151-160.
- Shireman J.V., Smith C.R. 1983 – Synopsis of biological data on the grass carp *Ctenopharyngodon idella* (Cuvier and Valenciennes, 1844) – FAO Fisheries Synopsis No. 135, Roma: 97 ss.
- Towers L. 2010 – How to Farm Grass Carp – on-line: <https://thefishsite.com/articles/cultured-aquatic-species-grass-carp> (dostęp 22.05.2020).
- Weerakoon D.E.M. 1979 – Induced Spawning of Two Major Species of Chinese Carps, *Ctenopharyngodon idellus* and *Aristichthys nobilis* in Sri Lanka – Bull. Fish. Res. Stn., Sri Lanka, Vol. 29: 55-62.
- Williams K., Gebhart G. 2020 – Grass carp propagation – on-line: <https://www.langston.edu/grass-carp-propagation> (dostęp 22.05.2020).
- Xie C., Li J., Li D., Shen Y., Gao Y., Zhang Z. 2018 – Grass Carp: The Fish that Feeds Half of China – In: Aquaculture in China: Success Stories and Modern Trends (Ed. J.F. Gui, Q. Tang, Z. Li, J. Liu, S.S. De Silva), Wiley-Blackwell: 95-115.
- Zonnevelt N., Van Zon H. 1985 – The biology and culture of grass carp (*Ctenopharyngodon idella*), with special reference to their utilization for weed control – In: Recent Advances in Aquaculture, Vol. 2 (Ed. J.F. Muir, R.J. Roberts): 119-191.