

Instrukcja doradcza

nr 5/RD/2021

Sztuczny rozród suma europejskiego
***Silurus glanis* 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 suma europejskiego *Silurus glanis* L.

Autorzy:

dr inż. Sławomir Krejszeff

prof. dr hab. inż. Zdzisław Zakęś

dr inż. Maciej Rożyński

mgr inż. Marek Hopko

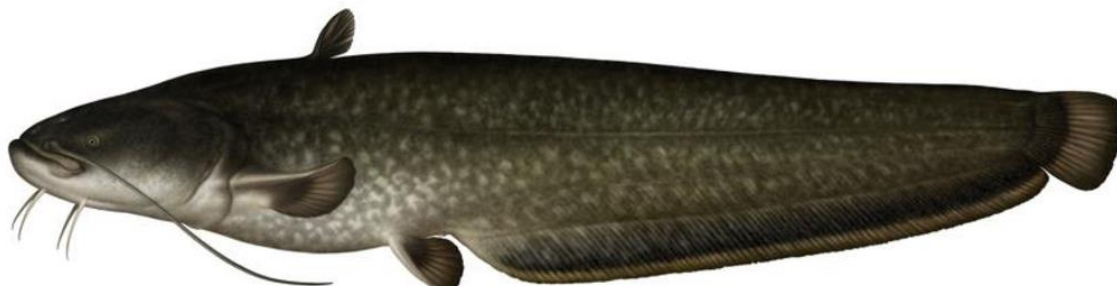
Zakład Akwakultury, Instytut Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza
w Olsztynie

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. Wstęp	4
2. Pozyskiwanie/wychów tarlaków	4
3. Warunki przetrzymywania tarlaków w RAS	7
4. Anestezja	9
5. Rozród	10
6. Inkubacja jaj i klucie zarodków	21
7. Literatura	25

1. Wstęp



Fot. 1. Portret suma europejskiego (<https://www.semanticscholar.org>).

Sum europejski *Silurus glanis* L. jest jedną z największych ryb słodkowodnych Europy i Azji (fot. 1). Zasięg jego występowania na północy dochodzi do wybrzeży Bałtuku, na zachodzie sięga rzeki Ren. Występuje też w południowych dopływach Morza Czarnego, Morza Kaspijskiego, w północnych dopływach Jeziora Aralskiego oraz w wodach Azji Mniejszej (Bryliński i Chybowski 2000).

Charakteryzuje się szybkim tempem wzrostu oraz bezościstym, smacznym mięsem o dużej zawartości białka. W związku z czym cena rynkowa ryb towarowych znacznie przewyższa ceny innych gatunków ryb hodowlanych, na przykład karpia. Dlatego postrzegany jest przez hodowców w Polsce i innych krajach jako gatunek o dużym potencjale akwakulturowym. W związku z powyższym od wielu lat prowadzone są badania między innymi nad kontrolowanym rozrodem suma (Brzuska i Adamek 1999). Ich efektem było opracowanie procedur, które z powodzeniem zostały wdrożone do praktyki.

2. Pozyskiwanie/wychów tarlaków

Sum europejski może osiągnąć dojrzałość płciową już w wieku trzech lat (Bryliński i Chybowski 2000), szczególnie podczas prowadzenia wychowu w warunkach stawowych. Jednak z doświadczenia praktyków i dostępnych danych literaturowych wynika, że najlepsze efekty uzyskuje się rozradzając ryby (szczególnie samice), które minimum po raz drugi będą przystępować do tarła, a ich masa ciała wynosi 4-5 kg

(Steffens 1986, Szostak – informacja ustana). Dlatego do tarła należy wykorzystywać osobniki w wieku minimum 4-5 lat.

W przypadku suma europejskiego głównym źródłem tarlaków są gospodarstwa stawowe typu karpiego, a ich wychów prowadzony jest w taki sam sposób jak wychów tarlaków karpia. W pierwszym roku, po obsadzeniu stawów ziemnych typu karpiego wylęgiem żerującym uzyskuje się narybek jesienny, w drugim krocza, a w trzecim handlówkę, z której selekcionuje się osobniki mające w przyszłości stanowić stado rodzicielskie

Pokarm młodocianego suma stanowią drobne skorupiaki i bezkręgowce. Dlatego stanowi on konkurencję dla młodocianego karpia. Może też odżywiać się wylęgiem innych ryb (Bryliński i Chybowski 2000). W związku z tym wylęgiem żerującym suma należy obsadzać stawy kroczkowe. Natomiast narybkiem i krocziem stawy towarowe, gdzie będzie miał możliwość żerowania na wylęgu, narybku i starszych formach rozwojowych gatunków ryb niebędących docelowym obiektem produkcji, tj. płoci okonia, karasia, słonecznicy, jazgarza itp. Dalszy chów selektów i tarlaków w stawach towarowych mija się z celem, ponieważ często padają one łupem wydry, która gustuje głównie w osobnikach o największych rozmiarach (Piszczala - informacja ustna). Poza tym, krocze i handlówka karpia dla starszych roczników suma z czasem staną się pożywieniem. Dlatego po trzech latach chowu razem z karpiem należy dokonać selekcji i prowadzić dalszy chów w przeznaczonym wyłącznie dla tarlaków suma stawie.

Przeznaczony do wychowu tarlaków staw powinien umożliwić przetrzymywanie ryb przez cały rok. Dlatego musi być odpowiednio głęboki i zasilany świeżą wodą, żeby ryby miały odpowiednie warunki tlenowe, szczególnie w trakcie zalegania pokrywy lodowej. Bardzo ważne jest też odpowiednie zabezpieczenie stawu przed rybożernymi ssakami. Do tego celu najlepiej nadaje się pastuch elektryczny, który rozciągnięty na niewielkiej wysokości powinien dać skuteczną ochronę (fot. 2).

W trakcie przetrzymywania selektów i tarlaków suma w stawie tarłowym należy zapewnić im odpowiednią ilość pokarmu. Według Brylińskiego i Chybowskiego (2000) sum zjada w ciągu sezonu rację pokarmową przewyższającą dwukrotnie jego masę ciała. W związku z tym staw do przetrzymywania tarlaków suma powinien być

również zarybiony tzw. rybami paszowymi. W ilości minimum dwukrotnie przewyższającej masę ciała selektów i tarlaków. W warunkach węgierskich zalecana biomasa ryb paszowych wynosi 2,5-3,0 krotność biomasy selektów i tarlaków (Woynarovich i Horvath 1980).

Istnieje również możliwość pozyskiwania tarlaków ze środowiska naturalnego. Odłów tarlaków powinien się odbyć w sezonie produkcyjnym poprzedzającym sezon, w którym planowane jest przeprowadzenie tarła. Do połowu tarlaków należy użyć sieci ciągnionych i kozaków, które nie powodują skaleczeń ryb (Steffens 1986).

Dzikie tarlaki, tak samo jak te hodowlane, należy przetrzymywać w specjalnie do tego celu przeznaczonych stawach. Optymalna osada, to 40-50 osobn./ha (Steffens 1986). W celu zapewnienia odpowiedniej ilości pokarmu, staw porzeznaczony do przetrzymywania tarlaków suma należy obsadzić rybami paszowymi w ilościach zalecanych dla ryb hodowlanych.



Fot. 2. Staw tarlakowy odpowiednio zabezpieczony pastuchem elektrycznym (fot. S. Krejszeff).

3. Warunki przetrzymywania tarlaków w RAS

W trakcie rozrodu tarlaki suma wykazują agresywne zachowanie wobec siebie. W związku z tym recyrkulacyjne systemy akwakulturowe (RAS) przeznaczone dla reproduktorów tego gatunku powinny być wyposażone w co najmniej 5-6 basenów tarlakowych o pojemności minimum 1 m³ (Fot. 3), żeby móc każdego osobnika przetrzymywać osobno. Każdy taki RAS, oprócz basenów tarlakowych, powinien być wyposażony w dolny i górny zbiornik retencyjny, pompę obiegową, instalację grzewczą, oświetlenie, instalację UV oraz układ sterujący. Opcjonalnie RAS może być wyposażany w system dozowania i kontroli poziomu tlenu rozpuszczonego w wodzie.



Fot. 3. Recyrkulacyjny system akwakulturowy przystosowany do rozrodu suma (fot. S. Krejszeff).

Niestety, w przypadku większości obiektów hodowlanych systemy recyrkulacyjne wykorzystywane do rozrodu są wyposażone w dwa, trzy baseny tarlakowe. Po jednym dla samic i samców i ewentualnie jeden na ryby będące po tarle.

Wykorzystanie takiego systemu do tarła suma wymusza przetrzymywanie w jednym basenie więcej niż jednego osobnika. Dlatego, w celu zapobiegnięcia poranienia się ryb nawzajem, należy zawiązywać im otwory gębowe.

Prawidłowo skonstruowany RAS rozrodowy przeznaczony dla suma europejskiego powinien funkcjonować w następujący sposób. Zmagazynowana w górnym zbiorniku retencyjnym woda jest podawana grawitacyjnie na baseny rozrodowe. Wielkość przepływu wody przez pojedynczy basen rozrodowy jest regulowana za pomocą zaworu zamontowanego na wlocie do basenu. Poziom wody w każdym basenie rozrodowym jest regulowany za pomocą teleskopowego systemu regulacji poziomu i odprowadzania wody, który służy również do całkowitego opróżnienia basenu z wody. Opuszczająca baseny rozrodowe woda jest grawitacyjnie odprowadzana do dolnego zbiornika retencyjnego, z którego jest tłoczona do górnego zbiornika retencyjnego przepływając przez instalację UV i cykl obiegu wody rozpoczyna się od nowa.

RAS przeznaczony do rozrodu suma powinien być posadowiony w pomieszczeniu wyposażonym w stoły manipulacyjne, wagę laboratoryjną o zakresie ważenia minimum do 20 kg (pomiaru masy tarlaków i robienie naważek odczynników chemicznych), wagę laboratoryjną o precyzji ważenia 0,001 g (robienie naważek przysadki mózgowej), zlew i lodówkę. Oprócz tego system powinien być dodatkowo wyposażony w zestaw misek, ręczniki do osuszania powłok ciała ryb i plastikowe łyżki. Bardzo ważne jest, żeby do wylawiania ryb z basenów tarlakowych używać sufata o rozmiarach dopasowanych do rozmiarów ryb (rys. 4).

Podczas przetrzymywania tarlaków suma w RAS należy utrzymywać stałe natlenienie wody powyżej 80%. Bardzo ważnym elementem rozrodu sumaa jest kontrolowanie temperatury wody. Do tego celu należy używać precyzyjnych termoregulatorów (o dokładności $\pm 0,1$ °C). Należy przy tym pamiętać, aby grzałki, bądź też inne wymienniki ciepła, w przypadku konieczności umieszczania ich w zbiorniku razem z rybami, były pozbawione ostrych krawędzi, które mogłyby powodować uszkodzenia ryb. Należy również zwrócić uwagę na pozostałe elementy (dyfuzory, doprowadzenia oraz odprowadzenia wody) umieszczane w basenach. Warto podkreślić, że sum beż względu na to gdzie został pozyskany/wychodowany źle toleruje warunki

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.**

niewoli, a ewentualne uszkodzenia mogą prowadzić do śnięć lub, w najlepszym przypadku, niepowodzenia akcji tarłowej.



Fot. 4. Sufaty o różnych rozmiarach zalecane do manipulacji na tarlakach suma (fot. M. Kozłowski).

4. Anestezja

Wszystkie manipulacje na tarlakach, tj. pobieranie oocytów za pomocą katetera, przeprowadzenie iniekcji hormonalnych, pozyskiwanie gamet, dezynfekcję ran, pomiary masy ciała, znakowanie oraz zaszywanie otworów gębowych należy prowadzić po uprzednim wprowadzeniu ryb w stan znieczulenia ogólnego (Rodríguez–Gutiérrez i Esquivel–Herrera 1995, Soto i Burhanuddin 1995, Gomułka i Antychowicz 1999, Gomułka 2008). Anestetyk najlepiej jest podawać przez imersję (w kąpieli). W tym celu

ryby należy umieścić w wodzie z rozpuszczonym preparatem i przetrzymać do czasu osiągnięcia znieczulenia ogólnego.

Stężenie anestetyku jakie należy zastosować u suma zależy będzie między innymi od kondycji i rozmiaru ryb oraz temperatury wody. Oznacza to, że przed przystąpieniem do przeprowadzania manipulacji danej partii ryb zaleca się przeprowadzenie testu. Podczas określania stężenia preparatu należy postępować zgodnie z wytycznymi, według których efektywne stężenie to takie, w którym w stan znieczulenia ogólnego tarlaki są wprowadzane w czasie do 3 minut oraz wybudzają się z niego, po 15 minutowej ekspozycji, w czasie nie dłuższym niż 10 minut. Dodatkowym kryterium jest brak śmiertelności wywołanej przeprowadzoną manipulacją (Gilderhus 1990).

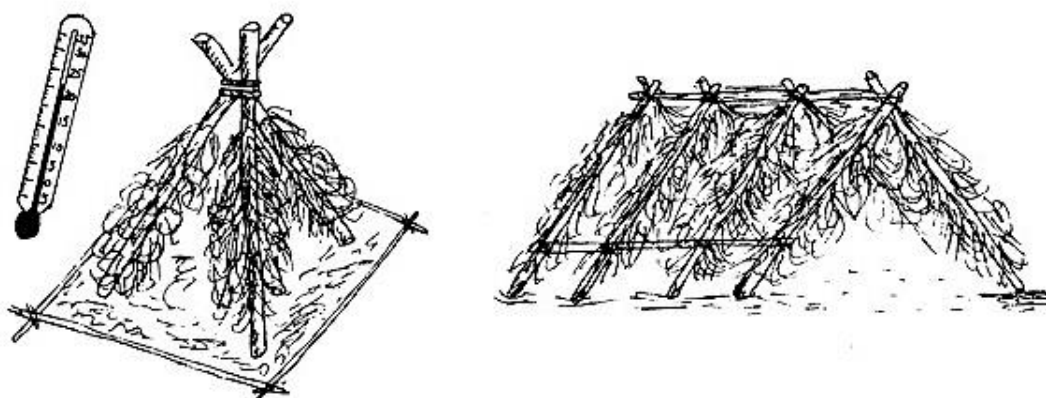
Podczas rozrodu suma zaleca się stosowanie preparatów produkowanych na bazie estru metylosulfonowego kwasu 3-aminobenzoowego (MS-222, TMS), np. Finquel. Należy go stosować w stężeniu 0,10-0,15 g substancji czynnej na 1 litr wody. Po przeprowadzeniu manipulacji ryby należy umieścić w odpijalniku wyposażonym w system napowietrzania lub natleniania wody i po wybudzeniu oraz odzyskaniu równowagi przenieść je z powrotem do basenu rozrodowego.

5. Rozród

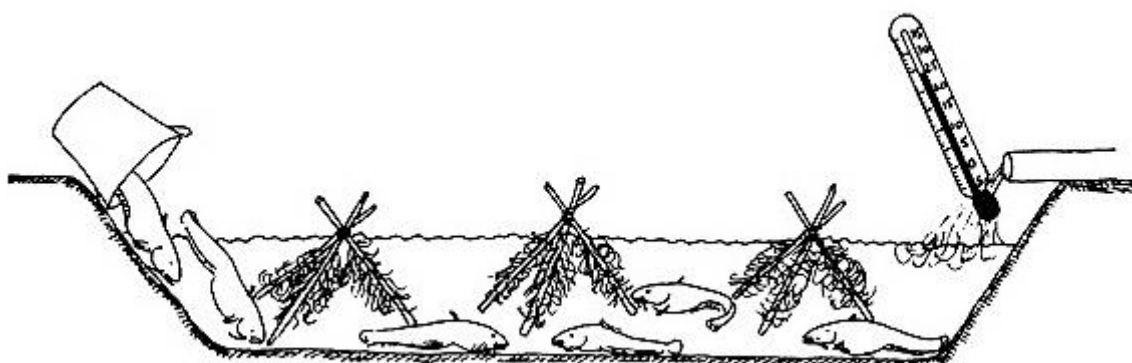
Rozród suma można prowadzić w stawach stosując tzw. metodę półsztuczną, lub w warunkach produkcji przemysłowej stosując metodę rozrodu kontrolowanego. Rozród w stawach przeprowadza się obsadzając je tarlakami poddanymi lub nie stymulacji hormonalnej. Do stymulacji hormonalnej zaleca się stosowanie przysadki mózgowej karpia, jednorazowo w ilości 3,5-4,0 mg na kilogram masy ciała tarlaków. Do przeprowadzenia tarła nadają się stawy, w których przetrzymywano tarlaki lub inne małe stawy, które zalewa się 2-3 dni przez obsadzeniem na głębokość 1,0-1,5 m. W takim stawie należy zainstalować gniazda (krześliska) wykonane z drewnianego szkieletu wyplecionego korzeniami wierzby, gałązkami drzew iglastych lub materiałem syntetycznym (rys. 1). Najlepiej jest, gdy gniazda tarłowe rozstawione są wzdłuż prądu wody. W stawie o powierzchni 500-1 000 m² można zainstalować od 3 do 5 gniazd, po jednym dla każdej pary tarlaków (rys. 2). Jeżeli staw, w którym przeprowadza się tarło

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.**

jest w stanie zagwarantować wystarczającą ilość pokarmu naturalnego, gniazda można w nim pozostawić. Można również wyjąć je z wody i przenieść do innego stawu. W takim przypadku transport musi być przeprowadzony następnego dnia od złożenia ikry (Steffens 1986).



Rys. 1. Gniazda (krześliska) wykonane z drewnianego szkieletu wyplecionego korzeniami wierzy, gałązkami drzew iglastych lub materiałem syntetycznym (Wojnarovich i Horvath 1980).



Rys. 2. Gniazda (krześliska) rozlokowane w stawie tarliskowym (Wojnarovich i Horvath 1980).

Rozród sumą metodą półsztuczną jest dość niepewny, a jego wyniki są bardzo zmienne Steffens (1986). Dlatego w praktyce w większości gospodarstw tarło sumą przeprowadza się stosując metodę rozrodu kontrolowanego z wykorzystaniem

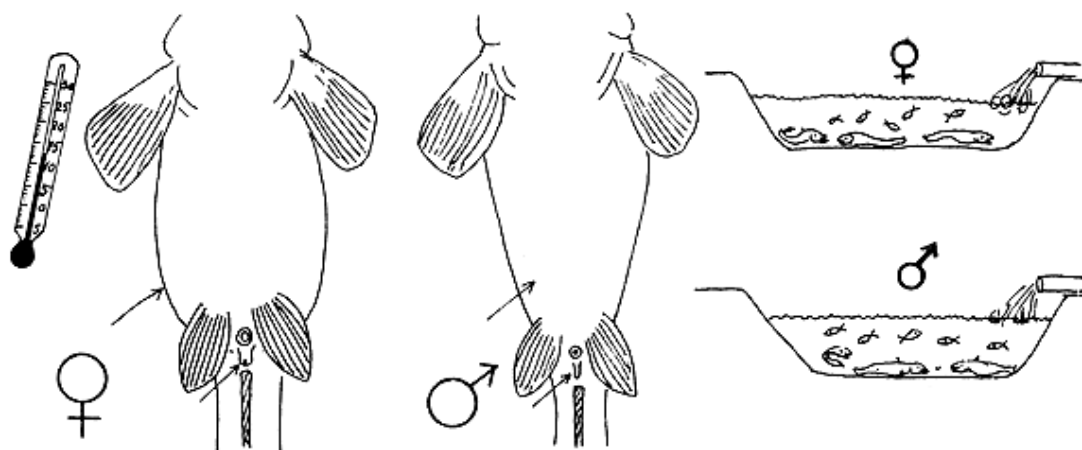
technologii RAS. Zaletą tej metody, oprócz wysokiej skuteczności i powtarzalności, jest możliwość pozyskania materiału wyjściowego do dalszego podchowu w systemach recyrkulacyjnych.

Na termin rozpoczęcia przygotowań do akcji tarłowej ma wpływ wiele czynników. Lokalizacja gospodarstwa, temperatury powietrza panujące wiosną danego roku oraz warunki termiczne panujące w stawie, w którym ryby są przetrzymywane w okresie przedtarłowym. W związku z tym zaleca się, żeby postępować w następujący sposób. Przygotowania do rozrodu należy rozpocząć po ustaniu chłódów występujących w okresie tzw. Zimnych Ogrodników i Zimnej Zośki, kiedy to w okresie 1-25 maja może wystąpić znaczne ochłodzenie. Przy czym najwyższe prawdopodobieństwo jego wystąpienia (34%) zostało oszacowane na dni pomiędzy 10 a 17 maja (https://pl.wikipedia.org/wiki/Zimni_ogrodnicy). Wtedy to należy rozpocząć monitoring temperatury wody w stawie, w którym przetrzymywane są tarlaki. Gdy w dzień będzie ona dochodzić do 20-22 °C, a w nocy nie spadać poniżej 16-18 °C, tarlaki należy odłowić i przenieść do wylęgarni (Steffens 1986).

U odłowionych ze stawu tarlaków należy określić płeć. W okresie okołotarłowym samce mają płaski brzuch, boki ciała pstre, marmurkowane, wąskie obramowanie otworu odbytowego oraz płaską, zakończoną spiczasto brodawkę płciową. Natomiast brzuchy samic są zaokrąglone, boki ciała mniej plamiste niż u samców, obramowanie otworu odbytowego napęczniałe, a brodawka płciowa jest kształtu owalnego, wypukła i tępo zakończona (Bryliński i Chybowski 2000) (rys. 3). Bardzo pomocny przy rozpoznawaniu płci u suma może być również kateter, dzięki któremu w przypadku samic można w 100 % potwierdzić płeć.

Efektywność kontrolowanego rozrodu gatunków ryb kostnoszkieletowych odbywających tarło przez kilka sezonów, zarówno trących się raz w roku (na przykład okoń), bądź trących się porcyjnie (na przykład lin), w znacznym stopniu uzależniona jest od tego, w którym momencie finalnego dojrzewania oocytów zostanie przeprowadzona stymulacja hormonalna (Targońska i in. 2012, Żarski i in. 2011). Dlatego ocena stadium dojrzałości oocytów stanowi stały element procedur kontrolowanego rozrodu wielu gatunków ryb. Między innymi karpia (Brzuska i Bieniarz 1977), sandacza (Zakęś 2017),

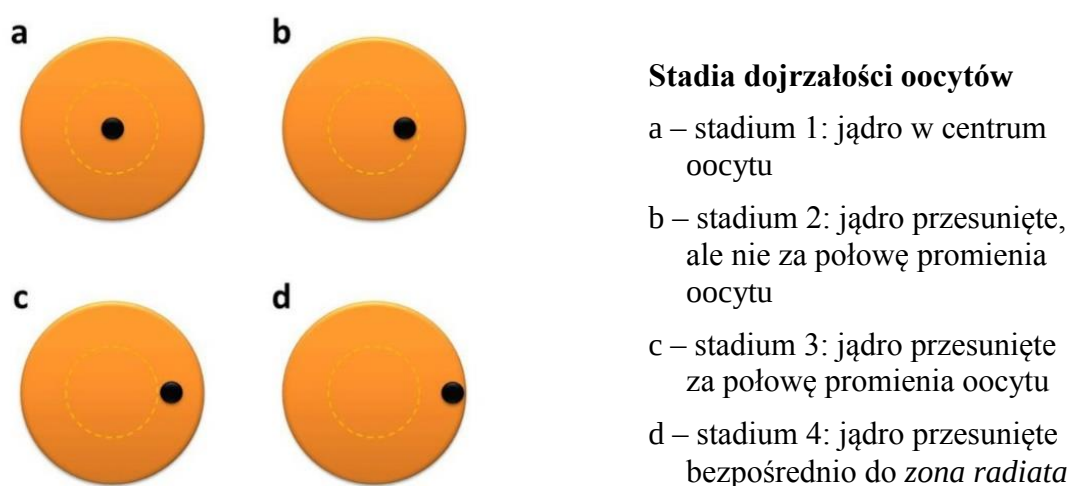
okonia (Żarski i in. 2017), jazia (Krejszeff 2014), lina (Żarski i Krejszeff). W tym celu stosuje się mniej lub bardziej rozbudowane skale opisujące stadia dojrzałości oocytów. W przypadku suma, skala dedykowana dla tego gatunku nie została opracowana. Dlatego producenci materiału zarybieniowego muszą być zdani na własną intuicję i zdobyte doświadczenie podczas przewidywania terminu rozpoczęcia akcji tarłowej lub próbować dokonywać oceny stadium dojrzałości oocytów zgodnie z zaleceniami opracowanymi przez Brzuskę i Bieniarza (1977) dla karpia.



Rys. 3. Dymorfizm płciowy u tarlaków suma w okresie okołotarłowym (Wojnarovich i Horvath 1980).

Według tej metody od każdej wytypowanej do rozrodu samicy za pomocą katetera należy pobrać próbkę oocytów. Zalecany model, to kateter o średnicy zewnętrznej 3,3 mm używany w medycynie ludzkiej do karmienia niemowląt. Pobrane oocyty należy umieścić na szalce Petriego i zalać płynem Serra sporządzonym z 96% alkoholu etylowego, formaldehydu (36-38%) i lodowatego kwasu octowego w proporcji 6:3:1. Po upływie około 2-3 minut można przystąpić do oceny stadium dojrzałości. W tym celu szalkę należy umieścić pod mikroskopem stereoskopowym. Optymalna sytuacja, to taka, w której oocyty znajdują się w 2/3-3 stadium dojrzałości (rys. 4). U karpia takie samice, poddaje się stymulacji hormonalnej i oczekuje owulacji po 12 godzinach od przeprowadzenia iniekcji wyzwalającej. Samice, których oocyty znajdują się w 1-2

stadium dojrzałości poddaje się fototermalnej stymulacji finalnego dojrzewania oocytów, tj. przetrzymuje w RAS przez kolejną dobę lub dwie i następnie dokonuje ponownego przeglądu ryb.



Rys. 4. Czterostopniowa skala stadiów dojrzałości oocytów (wg Brzuska i Bieniarz 1977).

Z wieloletnich doświadczeń praktyków wynika, że od samicy o masie 10 kg można pozyskać nieco ponad 40 tys. wylęgu żerującego (Szostak – informacja ustna). Dlatego, podczas planowania w danym sezonie produkcji, można uwzględnić ten wskaźnik. Należy uwzględnić też to, że nie u wszystkich wytypowanych do rozrodu samic uda się wywołać owulację. Według Steffens (1986) wskaźnik dojrzewania ikrzyc suma wynosi 70%. Oznacza to, że jeżeli do rozrodu wytypujemy 10 ryb o średniej masie 10 kg, to pozyskamy od nich prawie 300 tys. wylęgu żerującego. Do tych dziesięciu samic należy dobrać minimum 2 samce o podobnej masie, co da nam łącznie 120 kg ryb. Przy założeniu, że w jednym m³ wody nie należy przetrzymywać więcej niż 30 kg ryb, będziemy potrzebowali systemu recyrkulacyjnego o pojemności basenów tarlakowych wynoszących 4 m³.

W praktyce wylęgarniczej za najbardziej skuteczny środek stosowany w kontrolowanym rozrodzie suma uznawana jest odwodniona w acetonie i

zhomogenizowana w płynie fizjologicznym przysadka mózgowa karpia. Zazwyczaj podawana jest w kilku iniekcjach, najczęściej dwóch. Zdarza się, że iniekcje z przysadki poprzedzone są jedną iniekcją z gonadotropiny kosmówkowej (hCG) (Szostak – Informacja ustna) lub Ovopelu (Piszczala – informacja ustna).

Skuteczność przysadki mózgowej karpia w kontrolowanym rozrodzie suma jest wysoka, jednak efektywność tarła przy zastosowaniu tego preparatu nie odbiega od efektywności tarła przeprowadzanego przy zastosowaniu preparatów syntetycznych, co zostało dowiedzione przez Brzuskę i Adamka (1999). W związku z powyższym w rozrodzie suma z powodzeniem można stosować dostępne obecnie na rynku preparaty, w skład których wchodzi analogi ssacznych lub łososiowych gonadoliberyn, w połączeniu z antagonistami dopaminy, którymi mogą być metoklopramid lub domperidon. Do takich należą między innymi Ovopel i Ovaprim. Biorąc pod uwagę doświadczenie, jakie zdobyto nad badaniem skuteczności w/w preparatów na rybach karpiowatych (Krejszeff i Cejko 2021), należy zarekomendować stosowanie ich u suma w dwóch iniekcjach (inicjującej i wyzwalającej) w dawkach podanych w tab. 1.

Tab. 1. Zalecane warianty hormonalnej stymulacji suma (Brzuska i Adamek 1999, Krejszeff i Cejko 2021).

Preparat	Dawka		Spodziewany czas owulacji i spermacji (po II iniekcji)
	I iniekcja	II iniekcja	
Ovopel	0,2 granuli	1 granula	16-18 h
Ovaprim	0,1 ml	0,5 ml	
CPH (przysadka karpia)	0,4 mg	3,6 mg	

Tarlaki po przywiezieniu na wylęgarnię należy przetrzymywać w temperaturze 20 °C i fotoperiodzie wynoszącym 16 godzin. Jeśli zaistnieje konieczność przetrzymywania w jednym basenie więcej niż jednego osobnika, w celu zapobiegnięcia poranienia się ryb nawzajem, należy zawiązać im otwory gębowe (fot. 5). Po minimum jednym dniu należy przeprowadzić I iniekcję (samce i samice). Po I iniekcji należy

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.**

podnieść temperaturę do 22 °C. Po 12-24 godzinach należy przeprowadzić drugą iniekcję (samce i samice), a temperaturę wody podnieść do 24 °C (Brzuska i Adamek 1999, Szostak – informacja ustna, Piszczala – informacja ustna). Pierwszego przeglądu należy dokonać po 16 godzinach od podania iniekcji wyzwalającej. Kolejnych przeglądów należy dokonywać w 2-3 godzinnych odstępach czasu.



Fot. 5. Tarlak suma z zawiązanym otworem gębowym (fot. B. Piszczala).

Przed przystąpieniem do iniekcji należy przygotować roztwór anestetyku i odpijalnik. Po wylowieniu z basenu tarlakowego, ryby należy umieścić w roztworze anestetyku i wprowadzić w stan znieczulenia ogólnego. Znieczulone ryby należy indywidualnie zważyć i umieścić na stole manipulacyjnym. Iniekcje powinny być przeprowadzane przy dozowaniu preparatu hormonalnego z dokładnością do 250 g masy ciała. W praktyce, w przypadku suma, iniekcje przeprowadzane są domięśniowo (fot. 6),

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.**

choć nie ma żadnych przeciwwskazań, żeby podawać preparat hormonalny również dootrzewnowo (Brzuska i Adamek 1999). Po przeprowadzeniu iniekcji ryby należy niezwłocznie umieścić w odpijalniku, a gdy się wybudzą i odzyskają równowagę przenieść z powrotem do basenu tarlakowego.



Fot. 6. Domięśniowa iniekcja samicy suma (fot. B. Piszczala).

Przed przystąpieniem do pozyskania ikry należy przygotować miski, szalki Petriego, ręczniki, plastikowe łyżki. Pozyskiwanie gamet, należy rozpocząć od pozyskiwania nasienia. Według Steffens (1986) istnieje możliwość pozyskania nasienia za pomocą strzykawki, bezpośrednio z otworu płciowego. Niestety, z doświadczenia praktyków wynika, że nie jest możliwe w warunkach wylęgarniczych uzyskanie efektu w postaci ciekących samców. Dlatego pozyskują oni nasienie z poddanych resekcji i rozdrobionych jąder. W tym celu należy samce poddać eutanazji poprzez przecięcie rdzenia kręgowego, po wcześniejszym wprowadzeniu ich w stan znieczulenia ogólnego.

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.**

Poddane resekcji jądra należy umieścić na szalce Petriego i przetrzymywać w chłodnym miejscu do czasu pozyskania ikry (fot. 7).



Fot. 7. Poddane resekcji jądra suma europejskiego (fot. B. Piszczala).

Następnie należy przystąpić do pozyskania ikry. Po wprowadzeniu ryb w stan znieczulenia ogólnego samicę należy umieścić na stole manipulacyjnym i za pomocą ręcznika osuszyć zewnętrzne powłoki ciała, zwracając szczególną uwagę na okolice otworu płciowego. Ponieważ nie jest możliwe całkowite osuszenie skrzeli, należy je zabezpieczyć przed wydostającą się z nich wodą, na przykład za pomocą ręcznika. Pozyskiwanie ikry, w przypadku suma, przeprowadza się w klasyczny sposób, czyli poprzez masaż powłok brzusznych (Fot. 8). Ikrę pozyskuje się do misek i do momentu zapłodnienia przetrzymuje pod przykryciem.

Po pobraniu ikry należy przystąpić do pozyskania nasienia z poddanych resekcji jąder. W tym celu należy je rozdrobnić (fot. 9) i nasienie, które z nich wypłynęło dodać

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.**

do ikry. Następnie gamety należy mieszać i przystąpić do zapłodnienia. Zapłodnienie należy przeprowadzić w następujący sposób. Mieszaninę ikry z nasieniem należy zalać wodą i mieszać plastikową łyżką przez około 1,5 minuty. Następnie zapłodnioną ikrę należy pozbawić kleistości.



Fot. 8. Pobór ikry (fot. B. Piszczala).

W celu pozbawienia kleistości jaj suma należy stosować roztwór taniny zaproponowany przez Woynarovich i Horvath (1980) do pozbawiania kleistości jaj karpia. W opracowanej przez w/w autorów metodzie roztwór taniny o stężeniu 0,5-0,8 g/l należy wlać do plastikowej miski w ilości 2-4 litry. Następnie do płynu należy dodać 2-3 litry zapłodnionej ikry. Po przeprowadzeniu 3-5 sekundowej kąpieli jaja trzeba zalać czystą wodą i przepłukać. Następnie, gdy jaja osiadą na dnie miski, cały zawarty w niej płyn należy zlać i kąpiel w roztworze taniny wykonać ponownie. Tym razem zalewając jaja mniejszą ilością (1-2 litry) roztworu. Po krótkim mieszaniu ponownie dodać czystą wodę, przepłukać jaja i obsadzić na aparacie inkubacyjnym.



Fot. 9. Rozdrobnione jądra suma europejskiego z wypływającym nasieniem (fot. B. Piszczala).

Zaproponowana przez Woynarovich i Horvath (1980) metoda stosowana jest do pozbawiania kleistości jaj wielu gatunków ryb i z czasem uległa wielu modyfikacjom. Zazwyczaj, w przypadku suma, w praktyce postępuje się w następujący sposób. Pobrane jaja miesza się razem z nasieniem, zalewa niewielką ilością wody w celu aktywacji gamet i miesza przez około 2-3 minuty. Następnie zapłodnione jaja zalewa się roztworem taniny (stężenie 0,6-1,0 g/l) o objętości dwukrotnie większej niż objętość jaj i prowadzi kąpiel przez około 30 sekund. Po przeprowadzeniu kąpeli do miski wlewa się czystą wodę o objętości dwukrotnie większej od objętości jaj i roztworu taniny i przeprowadza kilkusekundowe płukanie. Następnie, gdy jaja osiadą na dnie, cały będący w misce płyn zlewa się i kąpiel w roztworze taniny wykonuje po raz drugi (Piszczala – informacja ustana).

Równie skuteczna jest też metoda stosowana przez Szostaka (informacja ustana), w której stosuje się roztwór taniny o stężeniu 1 g/l. Dodaje się go do zapłodnionych jaj w

ilości dwukrotnie większej niż ilość jaj. Kąpiel prowadzona jest przez około 1 minutę. Następnie, gdy jaja osiadą na dnie, cały będący w misce płyn się zlewa i kąpiel w roztworze taniny wykonuje przez drugi, bez przepłukiwania w międzyczasie jaj czystą wodą.

6. Inkubacja jaj i klucie zarodków

Inkubację jaj powinno się prowadzić w aparatach inkubacyjnych typu Weiss, McDonald lub innych o pionowym, odwróconym przepływie wody (fot. 10). Aparaty o pojemności 6-7 litrów należy obsadzać niewielką ilością jaj. Zalecana objętość to około 1,2 litra (Szostak – informacja ustna). Rozwój embrionalny u sumy przebiega w ciągu 60-70 stopniodni, co oznacza, że klucia zarodków podczas inkubacji w temperaturze 24 °C można się spodziewać po 2,5-3 dobach (Steffens 1986). W praktyce inkubacja może trwać nieco krócej, nawet dwa dni (Szostak – informacja ustna). Wiele zależy od intensywności wystąpienia czynników, które mają wpływ na wydzielanie chorionazy, tj. stężenia tlenu rozpuszczonego w wodzie, temperatury i pH wody oraz oświetlenia. Spadek stężenia tlenu, wzrost temperatury oraz intensywne oświetlenie stymulują wydzielanie chorionazy. Natomiast spadek pH działa hamująco (Dziekońska 1956, Łuczyński 1985).

Po zakończeniu procesu inkubacji należy przystąpić do klucia zarodków. Można to zrobić na dwa sposoby. Pozostawić jaja w słoju aż do momentu, gdy wykluje się większość larw i zlewarować puste osłonki jajowe lub pozwolić im wypłynąć samoistnie ze słoja. W takim przypadku należy zainstalować na odpływie sadzyk w celu wychwycenia osłonek (Szostak – informacja ustna). Można również zlewarować jaja do miski. Po wypełnieniu do $\frac{3}{4}$ objętość należy jej zawartość wprowadzić w ruch wirowy. Wykluty wylęg będzie się gromadził przy dnie w centralnej części miski, natomiast osłonki będą się unosić w toni wodnej. Następnie należy delikatnie zlać osłonki. Zazwyczaj za pierwszym razem nie udaje się pozbyć wszystkich osłonek, dlatego czynność płukania wylęgu trzeba przeprowadzić kilka razy. Czysty wylęg należy umieścić w basenie podchowowym, który od pierwszego dnia dalszego podchowu powinien być przykryty.

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. 10. Obsadzanie i inkubacja jaj suma europejskiego na słojach typu Weiss. (fot. B. Piszczala).

Tuż po wykluciu wylęg suma ma kolor ciemnobrązowy i kształtem przypomina miniaturową kijankę (fot. 11). Wykazuje też niewielką ruchliwość. W ciągu kolejnych 2-3 dni ciemniej i przeobraża w postać przypominającą miniaturowego osobnika dorosłego (fot. 12). Nie później niż w czwartej dobie po wykluciu należy rozpocząć żywienie. Rodzaj zadawanego pokarmu zależy będzie od przeznaczenia wylęgu. Ryby, którymi planuje się obsadzić stawy ziemne należy żywić pokarmem naturalnym. W tej sytuacji najlepsze efekty można uzyskać podając żywe naupliusy solowca. Można też stosować odłowiony ze stawu plankton. Jednak takie rozwiązanie należy stosować jako ostateczność, ponieważ wraz z pokarmem dla wylęgu można przetransferować niebezpieczne patogeny. Podchów na takim pokarmie należy prowadzić przez okres około 1 tygodnia. Jeśli wcześniej wystąpią objawy kanibalizmu, należy zakończyć

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.**

podchów. Następnie ryby można przenieść do stawu (fot. 13) i rozpocząć pierwszy sezon produkcji.



Fot. 11. Wylęg suma europejskiego kilka godzin po wykluciu (fot. B. Piszczala).

W przypadku, gdy wylęg podchowwany jest z przeznaczeniem do dalszego tuczu, żywienie można rozpocząć stosując pokarm sztuczny. W tej sytuacji zaleca się stosowanie pasz, w skład których wchodzi mączka rybna, mączka krewetkowa, olej rybny, pszenica, drożdże, lecytyna, dodatki funkcjonalne i mikroelementy. Optymalna udział poszczególnych składników to taki, dzięki któremu pasza zawiera 62% białka surowego; 11% tłuszczu surowego; 9,4% węglowodanów; 10% popiołu surowego; 1,4% fosforu całkowitego; 0,8% włókna surowego. Energia strawna takiej paszy powinna wynosić 18,5 MJ/kg. Zalecana granulacja paszy w pierwszych dniach podchowu to 0,2-0,4 mm.

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. 12. Żerujący wylęg suma europejskiego (fot. B. Piszczala).



Fot. 13. Zarybianie stawu ziemnego wylęgiem żerującym suma (fot. S. Krejszeff).

7. Literatura

- Bryliński E., Chybowski Ł. 2000 – Sum *Silurus glanis* – W: *Ryby słodkowodne Polski* (Red.) M. Brylińska. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa: 356-359.
- Brzuska E., Adamek J. 1999 – Artificial spawning of European catfish, *Silurus glanis* L.: stimulation of ovulation using LHRH-a, Ovaprim and carp pituitary extract – *Aquaculture Research* 30: 59-64.
- Brzuska E., Bieniarz K. 1977 – Metoda przeżyciowego określania dojrzałości płciowej samic karpia w związku z iniekcjami homogenatu przysadki mózgowej karpia – Wyd. IRS, Olsztyn.
- Dziekońska J. 1956 – Studies on embryonic development of fish. I. Observations on the spawning and embryonic development of bream in the Vistula Lagoon – *Polish Archives of Hydrobiology* 3: 291-305.
- Gilderhus P.A. 1990 – Benzocaine as fish anesthetic: efficacy and safety for spawning-phase salmon – *The Progressive Fish-Culturist* 52: 189-191.
- Gomułka P., Antychowicz J. 1999 – Anestetyki stosowane u ryb – *Medycyna Weterynaryjna* 55: 89-93.
- Gomułka P. 2008 – Anestetyki w hodowli ryb jesiutowatych – W: *Innowacyjne techniki oceny biologicznej i ochrony cennych gatunków ryb hodowlanych i raków* (Red.) K. Demska-Zakęś. Wyd. IRS, Olsztyn: 109-137.
- Krejszeff S. 2014 – Kontrolowany rozród jазia - poradnik hodowcy – Wyd. Katedra Rybactwa Jeziorowego i Rzecznego, Olsztyn.
- Krejszeff S., Cejko B.I. 2021 - Produkcja wylęgu reofilnych ryb karpiowatych w oparciu o biotechnikę kontrolowanego rozrodu – W: *Akwakultura jako narzędzie ochrony ichtiofauny* (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś. Wyd. IRS, Olsztyn: 87-100.
- Łuczyński M. 1985 – Wykluwanie się ryb – *Fizjologia Ryb. Zeszyt 1. ART*, Olsztyn.
- Rodríguez-Gutiérrez M., Esquivel-Herrera A. 1995 – Evaluation of the repeated use of xylocaine as anesthetic for the handling of breeding carp (*Cyprinus carpio*) – *Aquaculture* 129: 431-436.

- Soto C.G., Burhanuddin A. 1995 – Clove oil as a fish anaesthetic for measuring length and weight of rabbit fish (*Siganus lineatus*) – Aquaculture 136: 149-152.
- Steffens W. 1986 – Intensywna produkcja ryb – Państwowe Wydawnictwo Rolnicze i Leśne, Warszawa.
- Targońska K., Perkowski T., Żarski D., Krejszeff S., Mamcarz A., Kujawa R., Kucharczyk D. 2012 – Method of evaluation of wild common tench, *Tinca tinca* (L.), female suitability for artificial reproduction during the spawning season – Italian Journal of Animal Science: 11:e30.
- Woyanovich i Horvath 1980 – The artificial propagation of warm-water finfishes. A manual for extension – FAO fisheries technical paper No. 201.
- Zakęś Z. 2017 – Chów i hodowla sandacza – Wyd. IRS, Olsztyn.
- Żarski D., Bokor Z., Kotrik L., Urbanyi B., Horváth A., Targońska K., Krejszeff S., Palińska K., Kucharczyk D. 2011a – A new classification of a preovulatory oocyte maturation stage suitable for the synchronization of ovulation in controlled reproduction of Eurasian perch, *Perca fluviatilis* L. – Reprod. Biol. 11(3): 194-209.
- Żarski D., Horvath A., Bernath G., Krejszeff S., Radoczi J., Palińska-Żarska K., Bokor Z., Kupren K., Urbanyi B. 2017 – Controlled reproduction of wild Eurasian perch. A hatchery manual – Springer International Publishing Cham.
- Żarski D. Krejszeff S. 2014 – Kontrolowany rozród lina - poradnik hodowcy – Wyd. Katedra Rybactwa Jeziorowego i Rzecznego, Olsztyn.