

# SZKOLENIE NR 5

## Innowacyjne metody kontrolowanego rozradzania ryb drapieżnych



### Organizator

Zakład Akwakultury  
Instytutu Rybnictwa Śródlądowego  
im. Stanisława Sakowicza –  
Państwowy Instytut Badawczy

Olsztyn dn. 30.03.2023 r.



## Kontrolowany rozród sandacza (*Sander lucioperca*)

Prof. dr hab. inż. Zdzisław Zakęś

Zakład Akwakultury, Instytut Rybnictwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza – Państwowy  
Instytut Badawczy

### Spis treści

Pochodzenie tarlaków sandacza i rozróżnianie płci .....	2
Transport tarlaków sandacza .....	3
Sortowanie tarlaków sandacza pod kątem płci, a samic pod kątem dojrzałości oocytów .....	5
Procedura prześwietlania oocytów .....	6
Kryteria określania stadium dojrzałości oocytów .....	7
Stymulacja hormonalna .....	7
Tarło basenowe sandacza na gniazdach tarłowych .....	9
Zasady obsadzania basenów tarłowych sandaczem .....	10
Tarło sztuczne.....	11
Pobieranie gamet, zaplemnienie i zapłodnienie ikry oraz jej odklejenie.....	12
Inkubacja ikry i odbieranie wylęgu .....	16
Odbieranie wylęgu ze słoików inkubacyjnych.....	18
Literatura uzupełniająca .....	20



## Pochodzenie tarlaków sandacza i rozróżnianie płci

Wyniki wieloletnich badań prowadzonych w Instytucie Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza – Państwowym Instytucie Badawczym (IRS-PIB) wskazują, że do sztucznego rozradzania sandacza należy polecać ryby w pewnym stopniu udomowione, wychowane w systemach recyrkulacyjnych (RAS). Jednak obecnie można bazować na tarlakach innego pochodzenia, tj. rybach stawowych (*źródło I*) lub tarlakach dzikich pozyskanych z jezior/rzek w czasie jesiennych odłowów komercyjnych (*źródło II*) lub odłowów prowadzonych w okresie naturalnego rozradzania się tego gatunku (kwiecień-maj) (*źródło III*). Korzystniejsze efekty tarła uzyskuje się dysponując rybami pochodzącymi ze *źródła I i II*. Ryby stawowe są bowiem mniej podatne na stres (w porównaniu z osobnikami dzikimi). Dodatkowo, przebywają one w tych samych warunkach środowiskowych (głównie termicznych), co synchronizuje dojrzewanie ich komórek płciowych, a w efekcie zdecydowanie skraca czas akcji tarłowej (pozyskiwania produktów płciowych). Podobne korzyści daje rozradzanie ryb pochodzących ze *źródła II*, jednak tego typu osobniki są mniej udomowione i stąd bardziej podatne na stres związany z manipulacjami. Ryby pochodzące ze *źródeł I i II* powinny zostać odłowione i przewiezione do wylęgarni, gdy temperatura wody osiągnie 8°C (fot. 1).



Fot. 1. Wiosenny odłów tarlaków sandacza ze stawów (fot. Z. Zakęś)



W przypadku ryb ze *źródła III* polecać należy sandacze odłowione jedynie sprzętem pułapkowym (żaki, mieroża, kozaki). Tak pozyskane osobniki są w zdecydowanie lepszym stanie kondycyjnym niż osobniki pozyskane sprzętem zastawnym (np. wontonami).

Przy odbiorze i/lub załadunku ryb można już przeprowadzić ich wstępną selekcję pod względem płci. Chociaż u tego gatunku nie obserwujemy wyraźnego dymorfizmu płciowego, to jednak już wczesną wiosną (*źródło I i II*) rozróżnienie płci nie powinno sprawiać większych problemów. Po pierwsze, samice sandacza charakteryzują się zdecydowanie bardziej powiększonymi i nabrzmiętymi powłokami brzuszными. Po drugie, brodawka płciowa samic jest bardziej wypukła (większa) i zazwyczaj jaśniejsza. Samce ryb ze *źródła III* często już ciekną i mlecz pojawia się już przy lekkim masażu powłok brzusznych. Często mają też wyraźną szatę godową (są ciemniejsze od samic), ale ten symptom nie ma charakteru uniwersalnego. Stosunek płci stada tarłowego sandacza zależy od metody tarła. W przypadku tarła basenowego, gdy ryby składają ikrę na gniazda tarłowe umieszczone w basenach tarłowych stosunek samców do samic powinien wynosić 1,2:1,0 (nie wszystkie samce podchodzą do tarła). Z kolei, gdy produkty płciowe pozyskujemy sztucznie (masaż powłok brzusznych), wówczas liczba samców może być mniejsza od liczby samic i te relacje mogą wynieść nawet 0,7-0,8:1,0.

## **Transport tarlaków sandacza**

Przy załadunku konieczne jest jak najbardziej ostrożne obchodzenie się z rybami. Kasary i/lub sufaty używane do odłowu ryb ze stawu (bardziej wskazane są sufaty) powinny być wykonane z tkaniny bezwęzłowej. Osoba umieszczająca ryby w workach transportowych powinna mieć dłonie zabezpieczone rękawiczkami tekstylnymi, uchroni to ją przed skaleczeniem, a rybę przed obtarciem. Bezpośredni dotyk gołą ręką istotnie stresuje rybę i w rezultacie jej szamotania łatwo o okaleczenia. W przypadku większych ryb (masa ciała (m.c.) > 2,5 kg) wskazane jest osłonięcie jej głowy wilgotnym skrawkiem tkaniny syntetycznej lub naturalnej. Uspokaja to rybę i ułatwia załadunek.

Biorąc pod uwagę wyjątkową wrażliwość sandacza, a szczególnie jego tarlaków na stres związany z odłowem i wszelkiego typu manipulacjami, należy zalecać transport w workach

polietylenowych z tlenem. W 1 worku przewozimy po 1 tarlaku. W przypadku umieszczenia w worku np. dwóch tarlaków istnieje duże prawdopodobieństwo wzajemnego okaleczenia się ryb twardymi promieniami płetw, czy też krawędziami wieczka skrzelowego. Rozmiar worków powinien być dopasowany do wielkości ryb, temperatury wody i czasu transportu.

Tabela 1. Parametry transportu tarlaków sandacza w workach polietylenowych (1 osobnik na worek)

Masa ciała (kg)	Długość całkowita ryby Lt (cm)	Długość worka (cm)	Objętość worka (l)	Objętość wody (l)	Objętość tlenu (l)
≤ 1,0	40	65	40	19	20
1,0-2,0	50	65	40	19	20
2,0-3,0	58	65	40	19	20
3,0-4,0	65	75	46	21	22

Tarlaki można przewozić używając specjalistycznego sprzętu do transportu ryb (basenów transportowych z pełnym wyposażeniem). Metodę tę można stosować w przypadku krótkiego czasu transportu ( $\leq 2$  godzin) i niskich temperatur wody ( $\leq 8^{\circ}\text{C}$ ). W basenie transportowym można przewozić maksymalnie do 60 kg tarlaków sandacza w  $1\text{ m}^3$  natlenianej wody.

Po transporcie ryby powinny być poddane kąpieli profilaktycznej w wodnym roztworze soli kuchennej (stężenie 2%, czas kąpieli 5 min). W przypadku zauważenia obtarć na ciele sandacza należy je zdezynfekować 2% wodnym roztworem fioletu gencjanowego. Zabieg ten należy przeprowadzić z należytą ostrożnością. Gencjanę na zmienione miejsce наносimy za pomocą gazika (nie wcieramy) (fot. 2).



Fot. 2. Dezynfekcja uszkodzeń trzonu ogonowego sandacza za pomocą gencjany (fot. M. Hopko).

Różnica między temperaturą wody w transporcie ryb i temperaturą kąpeli profilaktycznej nie może przekraczać 2°C. Po kąpeli ryby należy przenieść do basenów kwarantanny (temperatura wody taka sama jak temperatura kąpeli). Niezbędne jest przeprowadzenie badań parazytologicznych ryb, z czym należy się zwrócić do odpowiednich służb weterynaryjnych. Lekarz weterynarii może zalecić zastosowanie stosownych kąpeli leczniczych. W kwarantannie można stopniowo podnosić temperaturę wody do temperatury docelowej, tj. 12°C, w tempie do 2,2°C/doba.

### **Sortowanie tarlaków sandacza pod kątem płci, a samic pod kątem dojrzałości oocytów**

Po osiągnięciu temperatury wody 11-12°C ryby należy posortować pod względem płci, a samice pod względem stopnia dojrzałości oocytów. W sytuacjach budzących wątpliwości należy użyć cewnika. Biorąc pod uwagę wielkość jaj sandacza polecić należy cewnik o wewnętrznej średnicy 1,0-1,5 mm. Cewnik wprowadza się do otworu płciowego na głębokość 2-3 cm i za pomocą strzykawki delikatnie zasysa próbkę materiału biologicznego.





Fot. 3. Pobieranie próbki oocytów za pomocą cewnika (fot. M. Hopko).

Samice należy podzielić na grupy pod kątem stopnia dojrzałości oocytów. W tym celu należy pobrać próbkę oocytów. Próbkę jaj należy przenieść do szklanej lub plastikowej probówki (z korkiem) i zalać tzw. roztworem prześwietlającym. Płyn ten pozwala na obserwacje wewnętrznych struktur jaj sandacza i w przypadku tego gatunku jest to tzw. płyn Serra. Uzyskuje się go mieszając ze sobą 6 części 96% alkoholu etylowego, 3 części formaliny i 1 część kwasu octowego lodowatego. Mieszanina alkoholu etylowego i formaliny w zasadzie może być przetrzymywana bezterminowo, ale po dodaniu kwasu octowego otrzymaną mieszaninę należy spożytkować w ciągu 1 miesiąca. Po tym czasie płyn Serra traci swoje właściwości prześwietlające. Należy też przetrzymywać go w warunkach chłodniczych (+4°C).

### **Procedura prześwietlania oocytów**

Kolejne etapy procedury prześwietlania pobranej próbki jaj: (1) po przeniesieniu próbki jaj do probówki zalewamy ją płynem Serra, tak aby płyn przykrywał jaja warstwą co najmniej 1 cm. Probówkę zamykamy korkiem; (2) ostrożnie mieszamy próbkę jaj z płynem obracając zamkniętą probówkę o 180°; (3) kiedy zaobserwujemy, że jaja są rozproszone równomiernie w płynie Serra (ok. 30 s), próbkę jaj wraz z płynem przenosimy na szklaną lub plastikową szalkę o średnicy 4-5 cm; (4) próbkę jaj obserwujemy pod mikroskopem i określamy stadium dojrzałości oocytów.



## Kryteria określania stadium dojrzałości oocytów

U sandacza stosuje się dwa zasadnicze kryteria oceny dojrzałości oocytów, pierwszym jest położenie jądra, a drugim stopień rozproszenia kropeł tłuszczu. Na podstawie tych wyznaczników wyróżnia się 4 stadia dojrzałości (Zakęś 2017):

- stadium I: jądro (ciemna struktura) widoczne jest w centralnej części komórki. Krople tłuszczu są drobne i wypełniają całe wnętrze jaja;
- stadium II: widoczna migracja jądra w kierunku jednego z biegunów komórki (animalnego). Przesunięcie jądra do połowy średnicy jaja. Krople tłuszczu zlewają się sobą tworząc większe struktury;
- stadium III: jądro komórkowe jest przesunięte na obwód komórki, znajduje się przy błonie komórki. Natomiast krople tłuszczu zlewają się w jedną dużą, centralnie umieszczoną kulę;
- stadium IV: następuje rozbicie anatomicznej struktury jądra komórkowego (oocyty bezjądrzaste). Centrum komórki zajmuje kula tłuszczu.

O stopniu dojrzałości oocytów w pewnym stopniu mówi nam już sam kolor pobranej próbki jaj (w cewniku). Oocyty w I stadium są biało-żółte i mętne; w stadium II – mają barwę słomkową, w stadium III – są już bardziej przezroczyste niż w stadium II, a w IV są zupełnie przezroczyste i mają kolor bursztynowy.

Samice sandacza odłowione ze stawów wczesną wiosną (marzec; *źródło I i II*) posiadają oocyty w I stadium dojrzałości. Zazwyczaj nie ma potrzeby sortowania samic pod kątem ich dojrzałości. Z kolei ryby pozyskane ze *źródła III* (odłów w czasie wędrówek tarłowych lub samego aktu tarła) mogą posiadać jaja we wszystkich wyżej wyspecyfikowanych stadiach dojrzałości. W tym przypadku samice powinny zostać posortowane nawet na 4 grupy.

## Stymulacja hormonalna

W przypadku sandacza doskonale sprawdza się ludzka gonadotropina kosmówkowa (hCG). W akwakulturze jest stosowany preparat o nazwie Chorulon<sup>®</sup> (fot. 4). Można go nabyć w centralach weterynaryjnych na podstawie recepty wystawionej przez powiatowego lekarza weterynarii. Składa się on z liofilizatu i rozpuszczalnika (roztwór fizjologiczny) przeznaczonego





do sporządzania roztworu do wstrzykiwań. W tradycyjnym kartonowym opakowaniu znajduje się pięć fiolek z liofilizatem i tyleż samo z rozpuszczalnikiem. Jedna fiołka liofilizatu zawiera 1500 j.m. hCG, a fiołka z rozpuszczalnikiem 5 ml płynu fizjologicznego. Dla sandacza zaleca się przygotowanie roztworu hCG w koncentracji 200 j.m. w 0,1 ml. W przypadku preparatu Chorulon® do 1 ampułki zawierającej 1500 j.m. hCG należy dodać 0,75 ml rozcieńczalnika. W przypadku całego opakowania, tj. 7500 j.m. hCG dysponować należy 3,75 ml płynu fizjologicznego. Podczas przygotowywania roztworu należy przestrzegać zasad aseptyki.



Fot. 4. Szklane fiołki z rozpuszczalnikiem i liofilizatem hCG (fot. M. Hopko).

Do iniekcji należy użyć strzykawki 1 ml z podziałką o dokładności 0,01 ml, co umożliwia precyzję dawkowania hormonu na poziomie 20 j.m. Stosować należy cienkie i raczej krótkie igły, np. 0,5 × 25 mm. Rekomendować należy iniekcję dootrzewnową, a dobrym miejsca wkłucia jest nasada płetwy piersiowej (fot. 5). Miejsce to jest pozbawione łusek, co znakomicie ułatwia ten zabieg. Rekomendowana dawka hCG to 300 j.m./kg m.c. (zarówno samice, jak i samce).



Fot. 5. Dootrzewnowa iniekcja hCG samicy sandacza (fot. M. Hopko).

Nie stymulujemy hormonalnie ciekących samców (mlecz pojawia się na brodawce po lekkim masażu powłok brzusznych) i samic posiadających oocyty w IV stadium dojrzałości (beźjądrzaste).

Manipulacje, takie jak pobieranie oocytów, ważenie, iniekcje przeprowadzamy w stanie anestezji ryb. Stosujemy specyfik MS-222 w stężeniu 100 mg/l. Ryby usypiamy w mniejszych pojemnikach plastikowych, np. 40 l wlewając do nich 10-20 l wody (w zależności od wielkości tarlaków).

### **Tarło basenowe sandacza na gniazdach tarłowych**

Należy rekomendować gniazda wykonane z substratu naturalnego, tj. słomy ryżowej. Dla samic o masie ciała 1,5-2,5 kg gniazda te powinny mieć kształt kwadratu o wielkości 0,60 × 0,60 m, a dla ryb o m.c. 2,6-3,5 kg 0,7 × 0,7 m. Stosowanie większych gniazd może istotnie utrudniać manipulacje nimi. W naturze średnica naturalnego gniazda sandacza nie przekracza 0,5 m, tak więc rekomendowane wielkości są zupełnie wystarczające. Istotna jest nie tylko powierzchnia gniazd, ale również wysokość (miąższość substratu). W przypadku słomy ryżowej powinna ona wynosić ok. 20 cm. Gwarantuje to równomierne rozłożenie ikry nie tylko na powierzchni gniazda, ale również na całej wysokości gniazda. Równomierne rozłożenie ikry na/w gnieździe zapewnia lepsze warunki tlenowe (ikra nie jest złożona w grubej warstwie), a przez to korzystnie



wpływa na rozwój embrionów i odsetek wyklucia larw sandacza. Do konstrukcji gniazd można wykorzystać różne materiały, ale rekomendować można konstrukcję, której zasadniczymi elementami są metalowy płaskownik i siatka plastikowa o wielkości boku oczka 5 mm. Przygotowanie gniazd jest dość pracochłonne, jednak ich odpowiednia konserwacja po akcji tarłowej (wyczyszczenie, odkażenie, wysuszenie) i przetrzymywanie w suchym, przewiewnym i ciemnym pomieszczeniu gwarantuje ich wieloletnie użytkowanie.



Fot. 6. Gniazdo tarłowe ze słomy ryżowej o rozmiarach 60 × 60 cm (fot. Z. Zakęś).

### **Zasady obsadzania basenów tarłowych sandaczem**

Kolejne etapy procedury basenowego rozradzania sandacza to:

- 1) umieszczenie gniazd tarłowych w basenach tarłowych (baseny tarłowe o kubaturze 2,8 m<sup>3</sup>; powierzchnia dna 4 m<sup>2</sup> (2,0 × 2,0 m)). Gniazda instalujemy w basenach 1-2 dni przed obsadzeniem kompletów tarłowych. Temperaturę wody w RAS rozrodowym stabilizujemy na poziomie 12°C. W basenie tej wielkości maksymalnie można umieścić 2 gniazda tarłowe. Do rozrodu można użyć mniejszych basenów o powierzchni dna 1 m<sup>2</sup> (1,0 × 1,0 m). W takiej sytuacji umieszczamy w nim 1 gniazdo tarłowe i mniejsze samice o m.c. 1,5-2,5 kg;
- 2) obsadzenie basenów tarłowych samcami. W przypadku 1 gniazda w basenie obsadzamy go 2 samcami, a 2 gniazd 3 samcami. Niedojrzałe samce (niecieknące) należy poddać stymulacji hormonalnej (300 j.m. hCG/kg m.c.). Ciekących samców nie iniekujemy. Po zajęciu gniazda



tarłowego przez danego samca, drugiego odławiamy i przenosimy do basenu manipulacyjnego lub obsadzamy nim kolejny basen tarłowy;

3) w przypadku samic w pierwszej kolejności w basenach tarłowych umieszczamy osobniki najbardziej dojrzałe (IV stadium dojrzałości oocytów – ryb tych nie stymulujemy hormonalnie). Aktu tarła można oczekiwać po kilku-kilkunastu godzinach. Następnie w basenach umieszczamy ryby z oocytami w III stadium (iniekcja – 300 j.m./kg m.c. - tarło po ok. 24 godzinach). Po obsadzeniu samic w IV i III stadium w basenach tarłowych należy umieścić ryby z oocytami w II stadium, po czym samice z oocytami w I stadium (w obydwu przypadkach dawka hCG 300 j.m./kg m.c.). Tarła samic z oocytami w II stadium można oczekiwać po 2-3 dniach, a w I stadium po 3-4 dniach. Zalecić należy, by w przypadku instalowania w basenie dwóch gniazd tarłowych (kompletów tarłowych), umieszczać w nim samice w tym samym stadium dojrzałości;

4) w sytuacji, gdy po 48 godzinach od obsadzenia basenów tarłowych samice posiadające oocyty w I stadium nie wykazują zachowań przedtarłowych (zainteresowanie gniazdem tarłowym i samcem) rekomendowane jest ich odłowienie i sprawdzenie stadium dojrzałości oocytów. Gdy nie stwierdzimy progresu w dojrzałości jaj (co najmniej II stadium), wskazane jest wykonanie powtórnej iniekcji (300 j.m./kg m.c.) i ponowne wpuszczenie samicy do basenu tarłowego;

5) po obsadzeniu basenów tarłowych samicami należy zastosować stymulację termiczną. W pierwszym dniu podnieść temperaturę wody z 12 do 14°C, w następnym o kolejne 2 stopnie (z 14 do 16°C);

6) na bieżąco kontrolujemy obecność ikry na gniazdach. W przypadku stwierdzenia zaistnienia aktu tarła, gniazdo z ikrą zostawiamy w basenie tarłowym (jest ona w tym czasie wrażliwa na manipulacje), po czym, po dobie, możemy je przenieść do basenu inkubacyjnego. Samice po tarle ważymy, co pozwoli nam na określenie roboczej płodności gospodarczej (masy ikry). Wytarte ryby umieszczamy w basenie potarłowym.

## **Tarło sztuczne**

Podczas tarła spontanicznego (basenowego) istotna część ikry może zostać złożona poza gniazdem, co obniża efektywność tej procedury. Tarło sztuczne sandacza jest metodą efektywniejszą. Celem uzyskania satysfakcjonującej synchronizacji tarła niezbędne jest dokładne



posortowanie samic pod kątem ich dojrzałości (patrz rozdział: Kryteria określania stadium dojrzałości oocytów). Samice dzielimy na 4 grupy (po posortowaniu każda grupa przetrzymywana w oddzielnym basenie).

W kolejnych dniach przeprowadzamy kolejne etapy procedury tarła sztucznego:

1) pierwszego dnia stymulujemy hormonalnie wszystkie nieciekące samce (300 j.m. hCG/kg m.c.). Pozyskujemy ikrę od samic najbardziej dojrzałych (IV stadium – osobniki nie stymulowane hormonalne). Przeprowadzamy stymulację hormonalną samic z oocytami w I i III stadium (300 j.m./kg m.c.). Pod koniec tego dnia można pozyskać ikrę od części samic posiadających w momencie iniekcji oocyty w III stadium;

2) drugiego dnia pozyskujemy ikrę od pozostałych samic z III stadium. Przeprowadzamy stymulację hormonalną grupy samic posiadających w momencie przeglądu oocyty w II stadium. Iniekcje realizujemy dokładnie 24 godziny po przeprowadzeniu stymulacji samic z oocytami w I stadium;

3) trzeciego dnia należy przeprowadzić kontrolę dojrzałości samic posiadających oocyty w I stadium dojrzałości (iniekowanych pierwszego dnia; dojrzałość samic sprawdzamy 48 godzin po zastosowaniu stymulacji hormonalnej). Należy pobrać od nich próbkę oocytów i ocenić ich dojrzałość (patrz rozdział: Kryteria określania stadium dojrzałości oocytów). W sytuacji braku postępu w dojrzewaniu oocytów (stadium I lub I/II) należy zastosować drugą dawkę hormonu (300 j.m./kg m.c.);

4) oprócz stymulacji hormonalnej przeprowadzamy stymulację termiczną tarlaków sandacza na zasadach analogicznych do stosowanych w tarle basenowym.

### **Pobieranie gamet, zaplemnienie i zapłodnienie ikry oraz jej odklejanie**

Pozyskanie ikry – do pobierania ikry konieczne są dwie osoby. Przed pobraniem jaj samice należy dokładnie osuszyć za pomocą tkaniny bawełnianej (łatwo wchłaniającej wodę). Można też zastosować dobrze chłonne ręczniki papierowe. Ryby powinny być osuszane, a nie wycierane, czyli materiał chłonny należy tylko przykładać do boków ciała ryby (nie wycieramy ryby, gdyż łatwo w ten sposób usunąć z powłok brzusznych śluz, stanowiący jej istotną barierę ochronną). Po osuszeniu powłok brzusznych poprzez ich delikatny masaż (kierunek masażu od





płetw brzusznych do brodawki płciowej) pozyskujemy ikrę do podstawionej miski plastikowej (średnica 20-25 cm) (fot. 7). Pozyskaną ikrę należy w pierwszej kolejności zważyć ( $\pm 1,0$  g). Płodność gospodarcza samic (% masy ciała) zazwyczaj wynosi ok. 10% (zakres 7,0-15,0% m.c.). Ikrę po pobraniu możemy od razu zaplemnić i poddać dalszym czynnościom wylęgarniczym (zapłodnienie, odklejanie, obsadzanie aparatów inkubacyjnych) lub poczekać z tymi czynnościami maksymalnie do 1 godziny. W takiej sytuacji miskę z ikrą należy przykryć suchym ręcznikiem (zabezpieczenie przed dostaniem się wody) i odstawić w suche, chłodne i ciemne miejsce.



Fot. 7. Pobieranie ikry sandacza poprzez delikatny masaż powłok brzusznych (fot. M. Hopko).

Pobieranie nasienia – do pobrania mlecza również niezbędne są dwie osoby. Samca podobnie jak samicę należy dokładnie osuszyć. Mlecz pozyskujemy przez delikatny masaż powłok brzusznych. Wydostający się z brodawki płciowej mlecz należy zasysać do strzykawek (najlepiej z gumowym tłoczkiem o pojemności 5 ml) (fot. 8). Od jednego samca zazwyczaj pozyskujemy od 0,5 do 2,0 ml mlecza (w jednej porcji). W czasie akcji tarłowej mlecz od danego osobnika można pozyskać 2-3-krotnie (przerwa między kolejnymi pobraniami minimum 1 doba).





Fot. 8. Pobieranie nasienia od samca sandacza za pomocą strzykawki (fot. M. Hopko)

Zaplemnienie – ikrę zaplemniamy tzw. metodą na sucho. Mlecz ze strzykawki wyciskamy (za pomocą gumowego tłoczka strzykawki) małymi porcjami na powierzchnię ikry znajdującej się w misce (1 ml nasienia na 100 g ikry). Następnie delikatnie mieszamy mlecz i ikrę gęsim piórem. Miskę z zaplemnionymi jajami przykrywamy ręcznikiem i pozostawiamy w spokoju na kilka minut.

Zapłodnienie – do miski z zaplemnioną ikrą dodajemy wody wylęgarnianej o temperaturze odpowiadającej temperaturze ikry. Można też zastosować tzw. płyn Woynarowicza (3 g mocznika + 4 g NaCl rozpuszczone w 1 l wody destylowanej). Wodę/płyn dodajemy delikatnie po ścianie miski, do momentu aż przykryje ikrę warstwą ok. 1 cm. Ostrożnie, kilkakrotnie mieszamy i zostawiamy w spokoju na ok. 3 minuty. W tym czasie następuje zapłodnienie jaj (w ciągu 120 sekund od dodania wody). W sytuacji, gdy zapładniamy porcję ikry o masie do 200 g wówczas procedurę zapłodnienia i odklejania ikry można przeprowadzić w misce, do której pozyskano ikrę (średnica 20-25 cm). Gdy odklejamy większą porcję ikry zalecane jest jej przeniesienie do miski o średnicy wewnętrznej 30-35 cm. Wskazane jest, aby miski używane do zapłodnienia i odklejania ikry były w kolorze białym. Znakomicie ułatwia to obserwację ikry i wszelkich organicznych zanieczyszczeń.



Odklejanie ikry – w pierwszej kolejności ostrożnie zlewamy znad ikry znajdujący się w misce roztwór składający się z wody, płynu jajnikowego i nasienia. Czynność tą przeprowadzamy, gdy ikra spokojnie spoczywa na dnie miski (nie unosi się w wodzie). Po zlaniu roztworu znad ikry kilkakrotnie przepłukujemy ją czystą wodą wylęgarnianą (pobraną z dopływu do basenów). Za każdym razem dokładnie zlewamy wodę z zanieczyszczeniami (np. uszkodzone jaja, osłonki jajowe) i dopiero wówczas dodajemy kolejną porcję wody.

Ikrę sandacza należy zaliczyć do bardzo kleistych. Na powierzchni jaj występuje kleista osłonka galeretowata (chorion), która w warunkach naturalnych służy do przyklejania jaj do substratu (ziarna piasku, kamienie, części roślin). W przypadku tarła basenowego ikra przykleja się np. do źdźbeł słomy ryżowej. W sytuacji stosowania procedury tarła sztucznego i umieszczania ikry w słojach inkubacyjnych musimy pozbyć się jej kleistości. Umieszczenie nieodklejonej ikry w słoju skutkuje tym, że wkrótce tworzy się w nim jeden wielki czop ikry. W wyniku pogorszenia się warunków tlenowych (szczególnie wewnątrz czopa) jaja obumierają i szybko porastają pleśniawką.

Istnieje kilka metod odklejania ikry sandacza. Do najważniejszych należy zaliczyć:

- metoda I – najstarsza i najbardziej czasochłonna procedura. Używa się w niej roztworu talku technicznego i soli kuchennej (10 g talku + 2,5 g soli + 1 l wody). Ikrę odklejamy, mieszając ją za pomocą gęsiego pióra do 60 minut. W czasie tego zabiegu 2-3-krotnie należy zlać znad ikry roztwór odklejający i dodać jego nową porcję. Można przyjąć, że efektywność tej metody, wyrażona procentem wyklucia larw, wynosi około 50%. Wadą tej metody jest z pewnością jej czasochłonność, a zaletą niewielkie koszty. Możemy ją stosować, gdy rozradzamy niewielką liczbę samic sandacza;

- metoda II – odklejanie za pomocą wodnego roztworu talku technicznego i mleka. Do 100 g mleka w proszku (zawartość tłuszczu ok. 25%) dodajemy 10 g talku technicznego i jeden litr wody. Czas odklejania, zalety i wady tej metody podobne do metody I;

- metoda III – w metodzie tej stosowana jest tanina. Rekomendowane stężenie 0,5-1,0 g taniny na 1 l wody. Czas odklejania 5 minut. Minusem tej metody jest to, że skutkuje ona istotnym



obniżeniem odsetka wyklucia larw (zazwyczaj ok. 35%). Poza tym czas klucia larw jest zdecydowanie bardziej rozciągnięty w czasie (klucie asynchroniczne). Przyczyny tych zjawisk należy łączyć z tym, że tanina jest naturalnym garbnikiem i jej stosowanie skutkuje utwardzeniem osłonek jajowych. Prawdopodobnie wpływa również na aktywność enzymu wyklucia – chorionazy. W efekcie część embrionów nie jest w stanie rozerwać otoczki jajowej i wydostać się na zewnątrz jaj. Poprawę wartości wskaźnika wyklucia się larw sandacza można uzyskać stosując trochę zmodyfikowaną metodę odklejania ikry sandacza w taninie. W metodzie tej odklejanie podzielone jest na dwie fazy. W pierwszej, trwającej 30 minut, ikrę przepłukujemy tylko samą wodą, dość intensywnie ją mieszając piórem i często wymieniając wodę. W drugiej fazie, wodę zalewamy znad ikry i zalewamy ją roztworem taniny (0,75 g taniny rozpuszczone w jednym litrze wody; czas odklejania 5 minut);

- metoda IV – w metodzie tej wykorzystywany jest wodny roztwór proteazy (Protease from *Bacillus licheniformis*). Optymalne stężenie 0,5% (5 ml proteazy na 1 l wody). Czas odklejania – 2 minuty. Konieczne jest bardzo rygorystyczne przestrzeganie parametrów odklejania ikry sandacza proteazą, tj. stężenia roztworu i czasu odklejania. Zaletą tej metody jest wysoki wskaźnik wyklucia (zazwyczaj > 80%). Odklejanie proteazą ogranicza rozwój grzybów i bakterii. W związku z tym nie ma potrzeby stosowania kąpeli profilaktycznych w czasie inkubacji ikry w słojach wylęgarniczych. Osłonki jajowe są na tyle osłabione, że skrócony zostaje czas wyklucia się larw (przeciętnie o 1 dobę), w porównaniu do inkubacji na gniazdach tarłowych czy też ikry odklejanej ww. metodami.

## **Inkubacja ikry i odbieranie wylęgu**

Po zabiegu odklejania ikry z miski należy zlać znajdujący się w niej płyn i dodać ok. jeden litr wody wylęgarnianej. Ikrę wraz z wodą przenosimy objętościowo do aparatów inkubacyjnych. Do inkubacji ikry sandacza możemy stosować zarówno w słoje Weissa, jak i aparaty McDonalda. Tuż przed obsadzeniem danego słoja zamykamy w nim zawór doprowadzający wodę (przepływ). Za pomocą gumowego węża ściągamy ze słoja ok. 3/4 objętości wody. Po czym objętościowo przenosimy do niego ikrę z miski. Przelewając do słoja ikrę równocześnie delikatnie odkręcamy zawór doprowadzający do niego wodę. Po umieszczeniu



ikry w słoju następuje proces jej pęcznienia. Zwiększa się średnica jaj z 0,6-1,0 mm (ikra nienapęczniała) do 0,9-1,6 mm (ikra napęczniała). Różnice w wielkości ikry, np. nienapęczniałej związane są ze zróżnicowaniem średnicy/wielkości ikry produkowanej przez samice w różnym wieku/masie ciała (od mniejszych/młodszych samic pozyskuje się drobniejszą ikrę, osobniki tego typu charakteryzują się też mniejszą płodnością gospodarczą). W okresie intensywnego pęcznienia ikry (ok. 1 godziny) w słoju należy utrzymywać dość duży przepływ wody – w słoju Weissa 4-5 l/min. Zastosowanie takich przepływów zapobiega ewentualnemu zbrylaniu się ikry. W następnych 24 godzinach należy zmniejszyć przepływ wody do poziomu 0,5-1,0 l/min. Po dobie przepływ wody należy zwiększyć do poziomu 3-4 l/min. Przepływ wody powinien zapewniać powolne krążenie ikry w całej jej objętości. Nie można dopuścić do tworzenia się miejsc zastoiskowych, które sprzyjają tworzeniu się stref z deficytami tlenowymi, obumieraniu ikry i rozwojowi pleśniawki.

W każdym słoju można umieścić 0,5-3,0 l nienapęczniałej ikry (najlepiej 1,0-1,5 l). Przy obsadzaniu jednego słoja ikrą pozyskaną od kilku samic należy przestrzegać następujących zasad: (1) w słoju można umieścić ikrę pozyskaną od samic w podobnym czasie (różnica w pozyskaniu ikry do 2 godziny); (2) ikra w tym samym słoju musi pochodzić od samic o zbliżonej masie ciała (dopuszczalna różnica w masie ciała między samicami  $\leq 0,5$  kg); (3) w tym samym aparacie inkubacyjnym nie wolno umieszczać ikry pozbawianej kleistości różnymi metodami (np. za pomocą taniny, czy też proteazy).

Ikrę złożoną na gniazda tarłowe inkubujemy w basenach inkubacyjnych. W jednym basenie inkubacyjnym (kubatura 2,8 m<sup>3</sup>) umieścić można do 6 standardowych gniazd (60 × 60 cm). Gniazda tak mocujemy w basenie, by ich powierzchnia tworzyła z dnem basenu kąt 45°. Taka lokalizacja gniazd z ikrą zwiększa przepływ wody między poszczególnymi źdźbłami substratu, do których przyklejone są ziarna ikry. Należy też pamiętać, by w jednym basenie inkubacyjnym umieścić ikrę złożoną przez samice sandacza w przybliżonym czasie (tego samego dnia). Gniazda z ikrą w danym basenie powinny też pochodzić od samic o zbliżonej wielkości (różnica w m.c. < 0,5 kg).



Zalecana temperatura wody w czasie inkubacji to 15-17°C. Jest to podstawowy czynnik determinujący rozwój embrionów i czas klucia się wylęgu/larw. Związek między czasem inkubacji ikry sandacza a temperaturą wody jest na tyle ścisły, że można go wyrazić za pomocą wzoru:  $t = 30124 \times T_w^{-2,07}$ , gdzie: t - czas inkubacji ikry sandacza w godz.,  $T_w$  – temperatura wody w °C. Czas inkubacji ikry zależy też od środka, którego użyliśmy do odklejania ikry sandacza. W przypadku proteazy jest on istotnie krótszy, niż gdy do odklejania ikry stosujemy wodny roztwór taniny. Wykluwanie się danej partii ikry jest rozciągnięte w czasie.

Możemy wyróżnić trzy etapy wykluwania się larw w słoju, tj.:

- (1) rozpoczęcie się procesu klucia (pojawienie się pierwszych larw),
- (2) masowe klucie (masowe oswobodzenie się larw z osłonek jajowych),
- (3) finalny etap klucia (wykluwa się reszta larw, tj. 5-10%).

Różnice między etapami (1) i (3) mogą sięgać 3 dob. Przy czym w przypadku ikry odklejanej proteazą proces klucia jest zdecydowanie lepiej zsynchronizowany czasowo (krótszy), niż w sytuacji, gdy ikrę odklejamy za pomocą taniny. W celu akceleracji procesu wykluwania się larw można zastosować czynnik stresotwórczy. Jest nim np. temperatura wody. Kilkanaście godzin po zaobserwowaniu pierwszych larw w słoju stosujemy zmienną temperaturę wody, podwyższając ją i obniżając w przedziale 15-19°C (stosujemy kilkugodzinne interwały czasowe).

W czasie inkubacji ikry złożonej na gniazdach tarłowych lub odklejanej za pomocą taniny może wystąpić zjawisko jej pleśnienia. W celu dezynfekcji jaj wskazane jest przeprowadzenie kąpeli w wodnym roztworze formaliny (1,5 ml formaliny na jeden litr wody; czas kąpeli 15 minut).

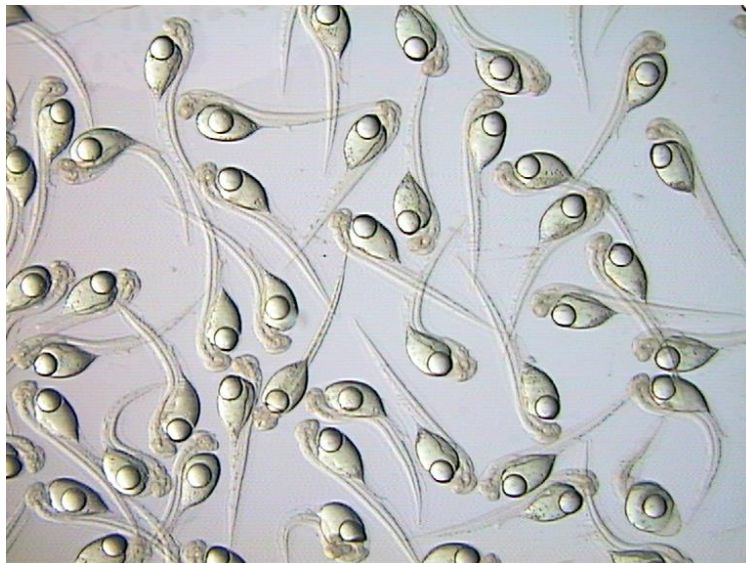
## **Odbieranie wylęgu ze słoików inkubacyjnych**

Umieszczenie w tym samym słoju lub basenie inkubacyjnym ikry pozyskanej w tym samym czasie i od podobnych wielkościowo samic pozwala po pierwsze zsynchronizować czas klucia larw w słoju/basenie, po drugie pozyskiwać larwy o podobnej wielkości. Fakt ten ma bardzo duże znaczenie przy obsadzaniu larwami sandacza basenów podchowowych i determinuje efekty podchowu larw w RAS. Larwy sandacza po wykluciu przez pewien czas (zależny od procedury odklejania) przebywają w słoju inkubacyjnym. Wylęg pozyskany z ikry odklejanej



proteazą, w efekcie „nadtrawienia” przez enzym (proteaza) osłonki jajowej, wykluwa się wcześniej. W efekcie jest on słabiej rozwinięty od larw pozyskanych za pomocą nieenzymatycznych metod odklejania ikry (np. za pomocą taniny) i dłużej przebywa w słoju/basenie. Po wydostaniu się z osłonek jajowych wylęg podnosi się w słoju/basenie na wysokość kilku-kilkunastu centymetrów, pływa spiralnie, po czym opada. Posiada on bowiem zbyt duży woreczek żółtkowy, by pływać bardziej aktywnie i wydostać się ze słoja/basenu. Dopiero po strawieniu części zapasów zawartych w woreczku jest w stanie poruszać się bardziej aktywnie. Wówczas wraz z prądem wody jest on wynoszony do odbieralników.

Sandacz charakteryzuje się tym, że jego larwy należą do najdrobniejszych wśród przedstawicieli naszej ichtiocytozy. W momencie wyklucia larwy sandacza są pozbawione pigmentu (nawet w gałce ocznej), a ich masa ciała i długość całkowita wynoszą odpowiednio ok. 0,4-0,5 mg i 4,0-5,5 mm (w zależności od wielkości samicy) (fot. 9).

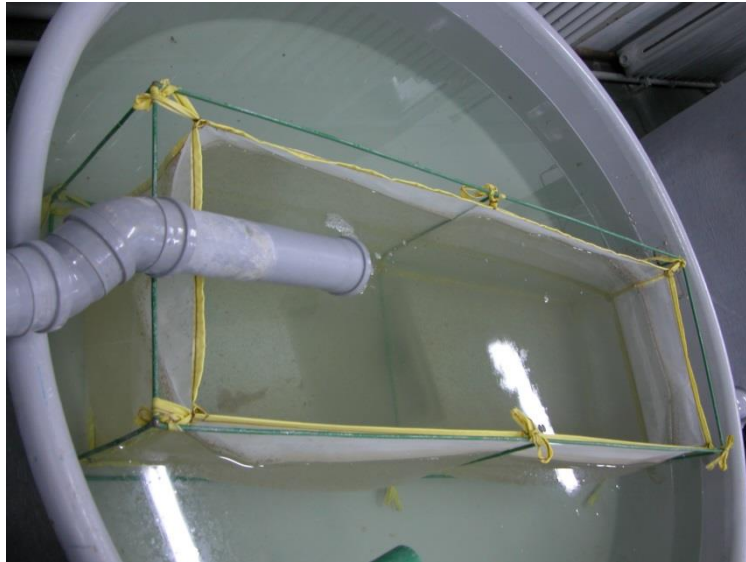


Fot. Wylęg sandacza tuż po wykluciu (fot. Z. Zakęś).

Niewielka wielkość larw implikuje konieczność zastosowania bardzo drobnej tkaniny (gaza młyńska) do konstrukcji odbieralników (sadzyków). Aby w swoim wnętrzu zatrzymywać drobne larwy sandacza muszą one być wykonane z gazy młyńskiej o boku oczka  $\leq 200 \mu\text{m}$ . Wysokość sadzyka musi być dostosowana do poziomu wody w odbieralniku, tak aby była o ok.



10 cm wyższa od wysokości zalewu wody w basenie. Sadyk musi być rozpięty na stelażu wykonanym np. z prętów ze stali nierdzewnej (np. pręt  $\phi$  5 mm).



Fot. Sadyk wraz ze świeżo sklutym wylęgiem sandacza. Widoczna rura PCV odprowadzająca wylęg z aparatów inkubacyjnych (fot. Z. Zakęś)

Przed odłowem/przenoszeniem larw z sadyka należy je „zagęścić”. Możemy to uzyskać poprzez podniesienie sadyka lub (lepiej) spuszczać, do pewnego poziomu, wodę w basenie, w którym zainstalowany jest sadyk. Larwy odławiamy za pomocą miski o objętości 2,0-2,5 l. Procedurę obniżania poziomu wody w sadyku/basenie należy przeprowadzić bardzo powoli, tak aby larwy nie przylegały do wewnętrznych ścian sadyka.

### Literatura uzupełniająca

Demska-Zakęś K., Zakęś Z. 2002 – Controlled spawning of pikeperch, *Stizostedion lucioperca* (L.) in lake cages – Czech J. Anim. Sci. 47: 230-238.

Demska-Zakęś K., Zakęś Z., Roszuk J. 2005 – The use of tannic acid to remove adhesiveness from pikeperch, *Sander lucioperca*, eggs – Aquac. Res. 36: 1458-1464.

Kestemont P., Mélard C. 2000 – Aquaculture – W: Percid fishes - systematics, ecology and exploitation (Red.) J.F. Craig. Wiley-Blackwell, Oxford: 191-224.



- Rónyai A. 2007 – Induced out-of-season and seasonal tank spawning and stripping of pike perch (*Sander lucioperca* L.) – Aquac. Res. 38: 1144-1151.
- Zakęś Z. 2007 – Out-of-season spawning of cultured pikeperch (*Sander lucioperca* (L.)) – Aquac. Res. 38: 1419-1427.
- Zakęś Z. 2012 – Cultured Aquatic Species Information Programme. *Sander lucioperca*. Cultured Aquatic Species Information Programme – W: FAO Fisheries and Aquaculture Department. [http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Sander\\_lucioperca/eonline](http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Sander_lucioperca/eonline), Rzym, Włochy.
- Zakęś Z. 2017 – Chów i hodowla sandacza – Wyd. IRS, Olsztyn, 212 s.
- Zakęś Z., Demska-Zakęś K. 2001 – Rozród sandacza w sadzach jeziorowych – Wyd. IRS, Olsztyn, Nr 183, 24 s.
- Zakęś Z., Demska-Zakęś K. 2005 – Sztuczny rozród dzikiego sandacza - efektywność stymulacji hormonalnej ludzką gonadotropiną kosmówkową i Ovopolem – Komun. Ryb. 6: 9-13.
- Zakęś Z., Demska-Zakęś K. 2006 – Efekty sztucznego rozrodu dzikiego sandacza (*Sander lucioperca*) stymulowanego hormonalnie ludzką gonadotropiną kosmówkową (hCG) i końską gonadotropiną łożyskową (PMSG) – W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb karpiowatych i innych gatunków (Red. Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, J. Wolnicki). Wyd. IRS, Olsztyn: 231-237.
- Zakęś Z., Demska-Zakęś K. 2009 – Controlled reproduction of pikeperch *Sander lucioperca* (L.): a review – Arch. Pol. Fish. 17: 153-170.
- Zakęś Z., Demska-Zakęś K., Mucha M., Jelonek Z. 2001 – Efektywność stymulacji hormonalnej w kontrolowanym rozrodzie sandacza w sadzach jeziorowych – W: Wybrane problemy rybactwa w 2000 r. (Red.) A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 65-72.
- Zakęś Z., Demska-Zakęś K., Roszuk K., Kowalska A. 2006 – Odklejanie ikry sandacza przy użyciu taniny i protezy – W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb karpiowatych i innych gatunków (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, J. Wolnicki. Wyd. IRS, Olsztyn: 239-249.
- Zakęś Z., Kowalski W., Szczepkowski M., Demska-Zakęś K. 2005 – Zmiany masy ciała samicy sandacza (*Sander lucioperca*) w trakcie sztucznego rozrodu – W: Rozród, podchów,



profilaktyka ryb sumokształtnych i innych gatunków (Red.) Z. Zakęś. Wyd. IRS, Olsztyn: 129-138.

Zakęś Z., Rożyński M., Demska-Zakęś K. 2013 – Rozród pozasezonowy drapieźnych ryb jeziorowych – podstawy stosowania stymulacji fototermicznej – W: Innowacje w wylęgarnictwie organizmów wodnych (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalska. Wyd. IRS, Olsztyn: 11-24.

Zakęś Z., Szczepkowski M. 2004 – Induction of out-of-season spawning of pikeperch, *Sander lucioperca* (L.) – Aquac. Int. 12(1): 11-18.

Zakęś Z., Szczepkowski M., Demska-Zakęś K. 2005 – Pozasezonowy rozród sandacza – Wyd. IRS, Olsztyn, Nr 186, 26 s.

Zakęś Z., Szczepkowski M., Kapusta A., Rożyński M., Stawecki K., Pyka J., Szczepkowska B., Wunderlich K., Kozłowski M., Kowalska A., Hopko M. 2015 – Z akwakultury do natury. Opracowanie alternatywnych metod zarządzania rybołówstwem drapieźnych ryb jeziorowych (Red.) Z. Zakęś, M. Szczepkowski. Wyd. IRS, Olsztyn, 224 s.

Zakęś Z., Szczepkowski M., Partyka K., Wunderlich K. 2013 – Effect of gonadotropin hormonal stimulation on out-of-season propagation success of different year classes of indoor-reared pikeperch (*Sander lucioperca* (L.)) – Aquac. Int. 21: 801-810.

Zakęś Z., Wunderlich K., Rożyński M., Szczepkowski M., Hopko M. 2016 – Przedsezonowy rozród stawowego sandacza (*Sander lucioperca* (L.)) – Komun. Ryb. 3: 1-6.

Zakęś Z., Wunderlich K., Szczepkowski M., Rożyński M., Hopko M. 2016 – Nowatorska metoda rozradzania sandacza - przedsezonowe tarło ryb stawowych – W: Rybnictwo i wędkarstwo w 2015 roku (Red.) M. Mickiewicz, A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 131-140.

Żarski D., Targońska K., Palińska K., Kucharczyk D., Krejszeff S., Kupren K., Fontaine P., Kestemont P. 2015 – The application of tannic acid to the elimination of egg stickiness at varied moments of the egg swelling process in pikeperch, *Sander lucioperca* (L.) – Aquac. Res. 46: 324-334.



## Sztuczny rozród szczupaka

prof. dr hab. inż. Mirosław Szczepkowski<sup>1</sup>,

prof. dr hab. inż. Zdzisław Zakęś<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Zakład Hodowli Ryb Jesiotrowatych, Instytut Rybnictwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza – Państwowy Instytut Badawczy

<sup>2</sup>Zakład Akwakultury, Instytut Rybnictwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza-  
Państwowy Instytut Badawczy

## Spis treści

Wstęp.....	2
Pozyskiwanie tarlaków i ich przetrzymywanie .....	2
Sztuczne tarło .....	3
Inkubacja ikry.....	3
Przetrzymywanie wylęgu .....	7
Rozród szczupaka stymulowany hormonalnie .....	11
Przyżyciowe metody określania dojrzałości tarlaków.....	12
Hormonalna stymulacja rozrodu szczupaka.....	14
Podsumowanie i zalecenia.....	18
Literatura .....	18



## Wstęp

Szczupak należy do gatunków ryb o największym znaczeniu w jeziorowej gospodarce rybackiej i wędkarskiej. Zarybienia tym gatunkiem są wykonywane przez prawie wszystkich rybackich użytkowników wód i stanowią one dużą część ogólnej wartości zarybień. Szczupak posiada okres ochronny (od 1 marca do 31 kwietnia), dlatego na pozyskiwanie tarlaków w tym okresie konieczne jest uzyskanie pozwolenia. Ważne jest zatem, aby uzyskiwane w wyniku sztucznego tarła efekty były jak najlepsze, rekompensujące ubytek ryb z ekosystemu, tym bardziej że w grę wchodzi duże ilości tarlaków, w niektórych gospodarstwach rybackich liczone w tonach.

## Pozyskiwanie tarlaków i ich przetrzymywanie

Tarlaki szczupaka są poławiane bezpośrednio przed tarłem. Okres rozrodu w różnych latach jest ściśle uzależniony od warunków pogodowych. W Zakładzie Hodowli Ryb Jesiotrowatych Instytutu Rybactwa Śródlądowego – PIB (Poj. Mazurskie) początek pozyskiwania ikry szczupaka miał miejsce najczęściej między 20 marca a 12 kwietnia, a koniec rozrodu przypadał między 9 a 24 kwietnia. Tarlaki najczęściej są poławiane w sprzęt pułapkowy (żaki, mieroże i kozaki) i zastawny (wontony), rzadziej niewodami (przywłokami). W gospodarstwach stawowych tarlaki przetrzymywane są w stawach, wymaga to zapewnienia im odpowiedniej ilości drobnych ryb.

Odłów dzikich tarlaków powinien być przeprowadzany jak najbliżej momentu tarła. Jest to spowodowane faktem, że szczupak źle znosi dłuższe przetrzymywanie, przy tym duża liczba ryb może nie osiągnąć ostatecznej dojrzałości i nie uda się nam pozyskać od nich ikry. Bezpośrednio po odłowieniu tarlaki należy rozdzielić. W pierwszej kolejności należy odebrać ryby ciekące, pozostałe posortować według płci i umieścić w sadzach lub luzgarach. Zagęszczenie tarlaków podczas ich przetrzymywania nie powinno być większe niż 20 kg/m<sup>3</sup>. Sadze (luzgary) z tarlakami powinny być umieszczone w miejscach zapewniających im spokój, gdyż szczupak bardzo silnie reaguje na wszelkiego rodzaju zmiany w otoczeniu. Z tego powodu lepiej jest umieszczać sadze z rybami w strefie przybrzeżnej jeziora niż w stawach czy basenach z tworzywa sztucznego, gdzie są narażone na większą ingerencję z naszej strony. Tarlaki należy sprawdzać pod kątem dojrzałości co 3-4 dni. Ilość dojrzewających ryb jest największa w pierwszym tygodniu ich przetrzymywania – pierwsze



dwa przeglądy, następnie znacznie się zmniejsza. Okres przetrzymywania nie powinien być dłuższy niż 10 – 14 dni, po tym czasie znacznie zwiększa się śmiertelność ryb, głównie w wyniku postępującej pleśniawki. Pozyskiwanie tarlaków jak najbliżej momentu naturalnego tarła w praktyce jest trudne, ale znacznie zwiększa efektywność sztucznego rozrodu. Ma to duże znaczenie, bowiem w wielu gospodarstwach ilość szczupaka łowionego w okresie tarła może przekraczać nawet trzecią część odłowu tej ryby w ciągu całego roku.

## **Sztuczne tarło**

Do tarła najlepiej przeznaczać samice o masie ciała 1 – 2 kg. Ilość pozyskanej ikry w stosunku do masy ciała ryb wynosiła średnio  $13,8 \pm 5,7\%$  masy ryby, największa ilość pozyskanej ikry stanowiła 25,8 % masy ciała ryby (Szczepkowski i in. 2006). Płodność względna szczupaka wzrastała z wielkością ryb. Wielkość ziaren ikry wahała się w szerokim zakresie, w jednym kilogramie ikry było od 101 667 do 148 083 ziaren, przeciętnie 122 674 ziarna. Podobnie jak u innych gatunków ryb ze wzrostem masy ciała ryb zwiększała się wielkość ziaren ikry.

Ikry od każdej samicy najlepiej pobierać oddzielnie do pojedynczej miski, a następnie przенosić do zbiorczego naczynia. W ten sposób będziemy mogli od razu usunąć ikry złej jakości: przejrzałą, czy też z dużą domieszką krwi. Zabezpieczymy się też przed przypadkowym dostaniem się wody z ryby do dużej partii ikry, jak również możliwością przewrócenia pojemnika z ikry w czasie gwałtownych ruchów ryby. Ikra w miskach nie powinna być umieszczana w zbyt grubej warstwie, ponieważ w takich warunkach może ulegać uszkodzeniom mechanicznym. Grubość warstwy ikry nie powinna przekraczać 5 cm. W przypadku ikry pozyskiwanej poza wylęgarnią zachodzi konieczność jej przetransportowania. Przewóz ikry nie powinien trwać dłużej niż 3 godziny od momentu rozpoczęcia pozyskiwania ikry. Ikry najlepiej transportować na sucho, wymieszaną z mleczem w miskach z tworzywa sztucznego nakrytych od góry tkaniną. W czasie transportu należy nie dopuścić do nadmiernego wzrostu temperatury w pojemnikach, szczególnie w ciepłe, słoneczne dni.

## **Inkubacja ikry**

Zapłodnienie ikry przeprowadzamy w wylęgarni. Do zapłodnienia powinno się używać mleczka od możliwie dużej liczby samców, w celu uzyskania potomstwa





o odpowiednio wysokim poziomie zmienności genetycznej. Ilość mleczka użytego do zapłodnienia ikry nie powinna być mniejsza niż 2 ml na 1 kg ikry. Mlecz można pozyskiwać do strzykawk lub bezpośrednio wyciskając go z samców na zebraną ikrę. Pierwszy sposób jest bezpieczniejszy w stosowaniu, gdyż unikamy możliwości kontaktu ikry z wodą lub fekaliami ryb. W przypadku pozyskiwania zbyt małych ilości mleczka pobiera się go od uśmierconych samców po wyprzeprawowaniu jąder. Wówczas mlecz jest wyciskany z gonady na ikrę przez podwójną gazę młyńską (Ziliukiene i Ziliukas 2008). Po dodaniu wody do ikry z mleczem całość dokładnie mieszamy piórem lub ręką i pozostawiamy w spokoju na około 1,5 minuty. Następnie zlewamy wodę i dodajemy świeżej. Zabieg taki powtarzamy 2-3 razy, aż przy kolejnym zlewaniu uzyskamy klarowny roztwór.

Bezpośrednio po zapłodnieniu i wstępnym rozklejeniu ikra jest obsadzana do aparatów inkubacyjnych. Biorąc pod uwagę pęcznienie jaj (około dwukrotne powiększenie objętości) bezpieczna porcja nie powinna przekraczać 2,5 kg świeżej ikry w aparacie Weissa i 1,7 kg w aparacie McDonalda. Ikra szczupaka jest stosunkowo mało kleista, a jej odklejanie najwygodniej przeprowadza się stosując zwiększony przepływ wody przez 40–60 minut po obsadzeniu, to jest przed pełnym napęcznieniem. Po tym czasie przepływ wody należy zmniejszyć, ponieważ ikra staje się wrażliwa (aż do zaoczkowania) na uszkodzenia mechaniczne.

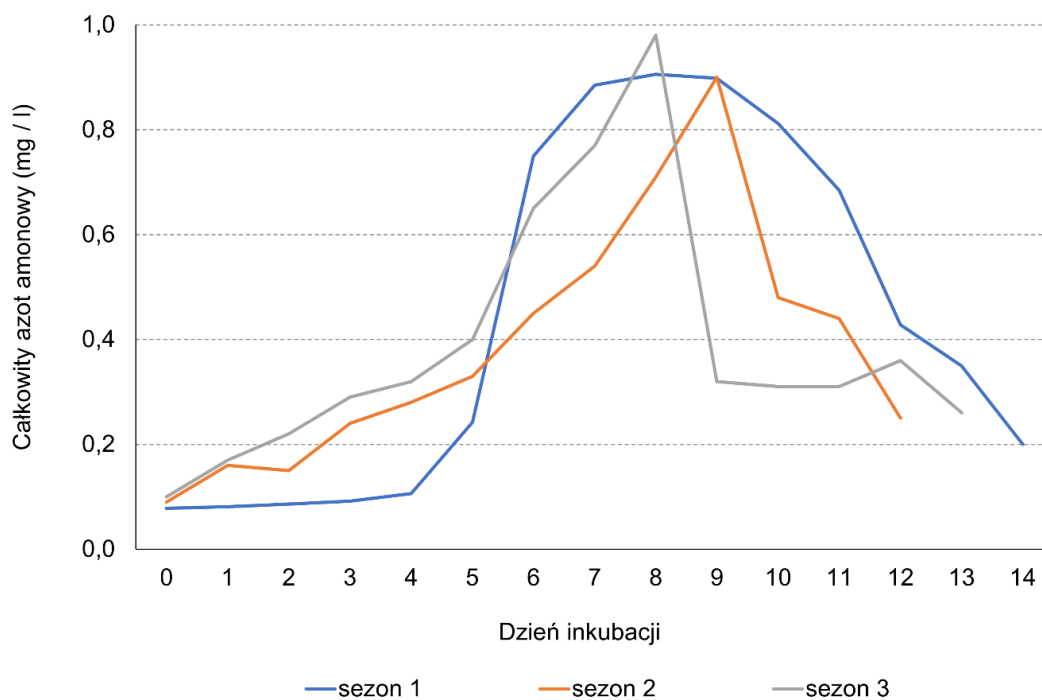
Podstawowym elementem wyposażenia wylęgarni szczupaka są aparaty inkubacyjne o pionowym przepływie wody. Najczęściej są to aparaty typu Weissa lub McDonalda, usytuowane w jednym lub wielu rzędach. Nie powinny być one narażone na bezpośrednie działanie promieni słonecznych. W aparatach Weissa niezbędnym elementem wyposażenia są różnego rodzaju zabezpieczenia w dolnej części aparatu, tzw. grzybki, których zadaniem jest ochrona ikry przed cofaniem się ze słoików do rurociągu w sytuacjach awaryjnych, np. podczas braku przepływu przy zaniku energii elektrycznej. Zapewniają one również równomierne rozprowadzenie strumienia wody, stwierdzono bowiem, że w początkowym okresie inkubacji często dochodziło nawet do całkowitego obumierania ikry, będącego skutkiem wzajemnego obijania się ziaren w dolnej części aparatu.

W przypadku, gdy uzyskany wylęg jest przeznaczony do chowu w systemie recyrkulacyjnym, najlepszym rozwiązaniem jest prowadzenie inkubacji również w systemie zamkniętym. Należy przy tym mieć na uwadze, że źródło wody powinno zapewnić



odpowiednie warunki do rozwoju ikry (np. woda z ujęcia podziemnego). Dodatkową zaletą tej metody jest możliwość sterowania temperaturą wody i utrzymywania jej na zbliżonym poziomie jak w systemach do dalszego przetrzymywania i podchowu larw.

Problemem podczas inkubacji ikry szczupaka w systemie recyrkulacyjnym jest możliwość występowania nadmiernych koncentracji toksycznych związków, głównie azotu amonowego i azotynów. Ich źródłem są przede wszystkim procesy rozkładu materii związane z obumieraniem części ikry, zwłaszcza przy dużym obciążeniu wylęgarni. Nawet przy wyposażeniu wylęgarni w biofiltry, nie są one w stanie na bieżąco usunąć tych związków. Jest to związane z tym, że filtry stosowane w wylęgarniach mają relatywnie niewielkie rozmiary, a inkubacja ikry odbywa się w niskiej temperaturze wody, która ogranicza efektywność rozwoju bakterii nitryfikacyjnych odpowiedzialnych za przekształcenie form azotu w procesie nitryfikacji (Zhu i Chen 2002). Na rysunku 1 przedstawiono przebieg zmian koncentracji azotu amonowego podczas inkubacji ikry szczupaka w systemie recyrkulacyjnym. Widoczny jest gwałtowny wzrost zawartości całkowitego azotu amonowego w okresie pomiędzy 4 a 8 dniem inkubacji (około 30–35 a 65–70°D), to jest do zaoczkowania ikry.



Rys. 1. Zmiany zawartości azotu amonowego podczas inkubacji ikry szczupaka w systemie recyrkulacyjnym.



Na podstawie dotychczasowych obserwacji można przyjąć, że bezpieczny poziom zawartości azotu amonowego nie powinien przekraczać 0,3 mg/l w początkowej fazie inkubacji i 1 mg/l po zaoczkowaniu. Przekraczanie dopuszczalnych wartości tych parametrów może prowadzić do nieprawidłowego rozwoju zarodków, np. w postaci deformacji lub redukcji długości ciała zarodków. Pierwszym wizualnym objawem zatrucia jest zmiana intensywności koloru ikry, która jest znacznie jaśniejsza od rozwijającej się normalnie. Szkodliwe efekty uwidaczniają się także w dalszym rozwoju, wyklute larwy są mniejsze, słabiej wybarwione, mniej ruchliwe. Mają trudności z przyklejeniem się do substratu i występują u nich znacznie większe straty w okresie resorpcji woreczka żółtkowego. Znacznie słabiej podejmują żerowanie, co w praktyce wyklucza ich wykorzystanie do podchowu.

Aby temu zapobiegać, w okresie obumierania ikry konieczna jest intensywna wymiana wody, która może sięgać (w zależności od ilości i jakości ikry) nawet 100% objętości systemu na dobę. Należy podkreślić, że bardzo istotne znaczenie ma systematyczne i jak najszybsze usuwanie obumarłej ikry. Jaja żywe, jak i martwe charakteryzują się podobną pływalnością i trudno jest je oddzielić. Przy zastosowaniu aparatów Weissa odbywa się to sukcesywnie, małymi porcjami ikry gromadzącej się w górnej części aparatu. Jednak zasadnicza część martwych ziaren jest usuwana z systemu w procesie tzw. odsalania, który może być przeprowadzony dopiero po zaoczkowaniu ikry.



Polega on na umieszczeniu ikry w roztworze soli kuchennej o stężeniu powyżej 12% w specjalnie przystosowanych do tego celu zmodyfikowanych słojach. W trakcie trwającego kilka minut procesu sól wnika do wnętrza martwych jaj, w wyniku czego stają się one cięższe i opadają na dno aparatu, a żywe gromadzą się w górnej jego części (fot. 1).

Fot. 1. Ikra szczupaka w trakcie odsalania. W górnej części zgromadzona żywa ikra, w dolnej – martwa (fot. M. Szczepkowski).



W przypadku zastosowania do inkubacji aparatów typu McDonalda obumarła ikra znacznie łatwiej gromadzi się w górnej części aparatu, dzięki czemu najczęściej może być usunięta (zlewarowana) jeszcze przed zaoczkowaniem bez konieczności odsalania (fot. 2).



Fot. 2. Inkubacja ikry szczupaka w zmodyfikowanych aparatach typu McDonalda, w górnej części widoczna gromadząca się obumarła ikra (fot. M. Szczepkowski).

## Przetrzymywanie wylęgu

Bezpośrednio po wykluciu larwy początkowo leżą na dnie, podrywając się okresowo w górę. Po napotkaniu fizycznej przeszkody przyczepiają się do niej w pozycji pionowej (fot. 3). Larwy nie pozostają przymocowane stale w jednym miejscu, ale przemieszczają się, szczególnie gdy są zaniepokojone lub przy silnych zmianach oświetlenia. Pod koniec okresu embrionalnego gruczoły cementowe zmniejszają się, pęcherz pławny wypełnia się powietrzem i larwa rozpoczyna swobodne pływanie (Raaf 1988).





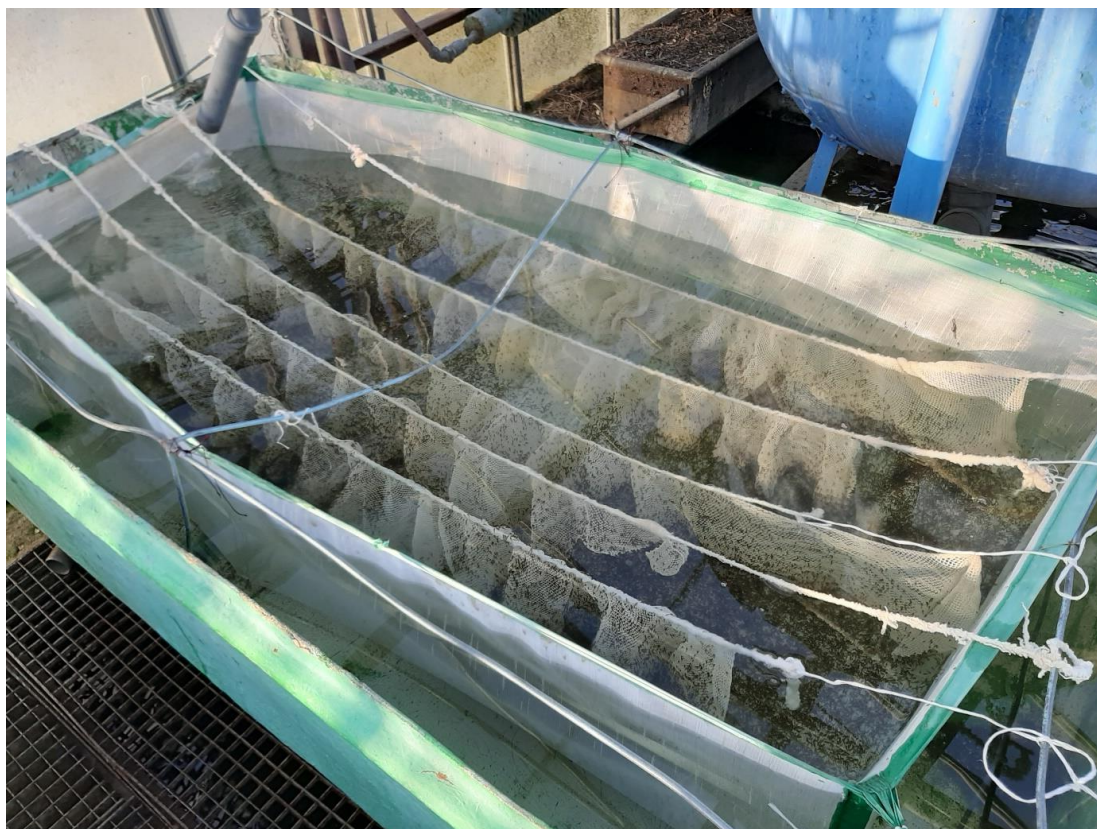
Fot. 3. Larwy szczupaka przyklejone do ścian basenu i substratu wewnątrz niego w okresie resorpcji zapasów woreczka żółtkowego (fot. M. Szczepkowski).

Długość okresu spoczynkowego od wyklucia do rozpoczęcia samodzielnego pływania zależy głównie od temperatury wody. W średniej temperaturze wody 9,3°C wynosił on 16 dni (148,3 stopniodni), a w temperaturze 19,5°C tylko 3,5 doby (68 stopniodni). Należy jednak zwrócić uwagę, że w okresie resorpcji larwy preferują miejsca zacienione i jeżeli miejsce ich przetrzymywania jest tylko częściowo osłonięte przemieszczają się w te części, a fototaksję dodatnią wykazują już po rozpoczęciu pływania. Przykrywanie basenów jest konieczne w miejscach silnie nasłonecznionych, gdyż w przeciwnym wypadku może dochodzić do rozwoju glonów nitkowatych, w które larwy mogą się wplątywać.

Wylęg przeznaczony do podchowu może być przetrzymywany w okresie resorpcji zapasów woreczka żółtkowego bezpośrednio w systemach i basenach, w których będzie prowadzony dalszy podchów lub w basenach, z których po zakończeniu procesu resorpcji zostanie odłowiony i obsadzony do podchowalników. W obydwu przypadkach w basenach



należy umieścić substrat, na którym przyklejone larwy zresorbują zapasy woreczków żółtkowych. Dotychczas jednym z najczęściej wykorzystywanych rozwiązań było zastosowanie sadzyków dostosowanych wielkością i kształtem do wymiarów basenów (fot. 4). Wewnątrz umieszczano różnego rodzaju tkaniny lub elementy z tworzywa sztucznego, do których larwy przyklejały się i pozostawały do momentu rozpoczęcia swobodnego pływania.

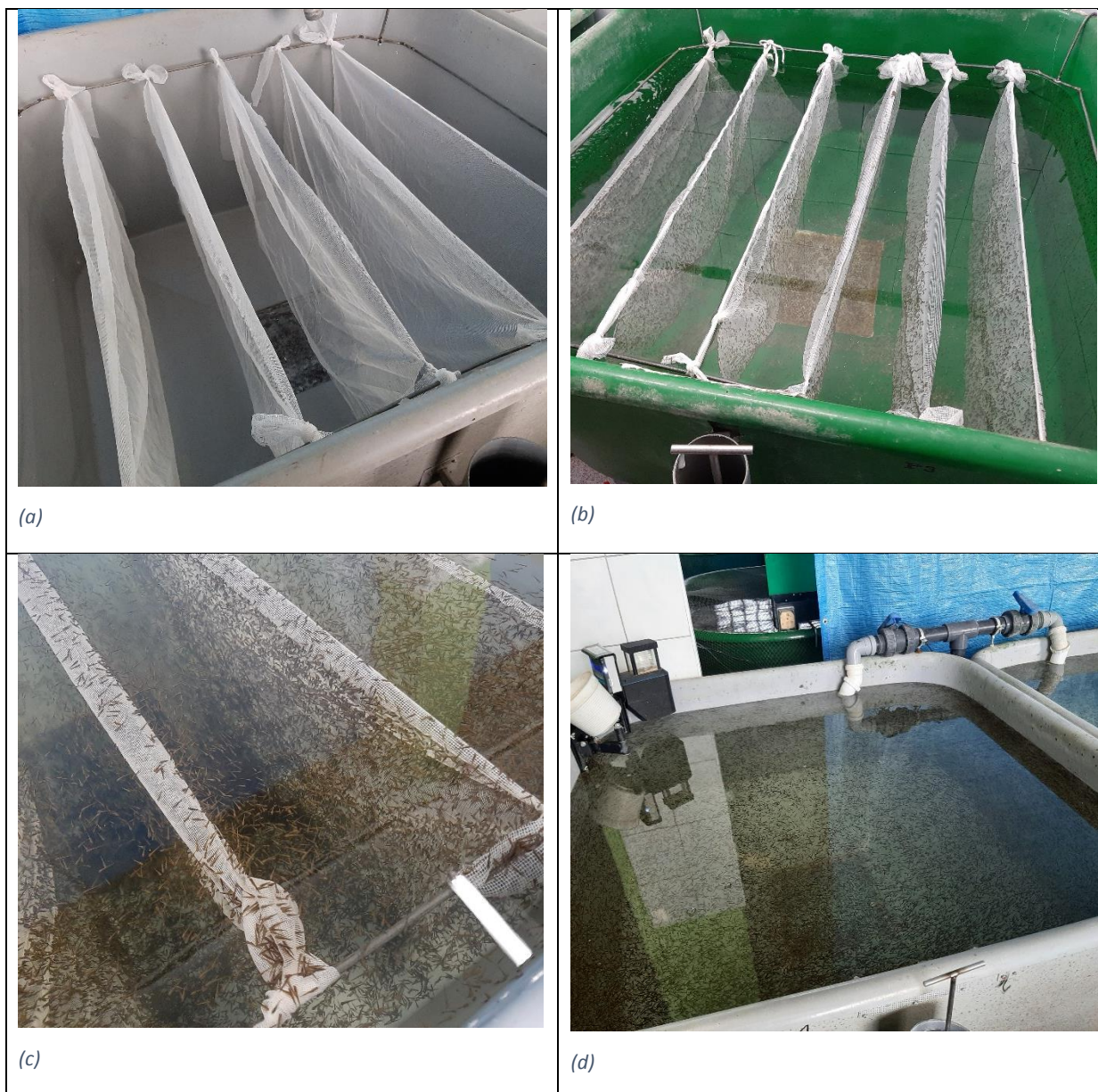


Fot. 4. Sadzyk do przetrzymywania wylęgu szczupaka w okresie resorpcji woreczka żółtkowego (fot. M. Szczepkowski).

Wylęg pływający wymaga odłowienia, co w przypadku zastosowania sadzyków jest dość proste, gdyż umożliwiają one zagęszczanie ryb przed odłowem. Rozwiązanie takie jest korzystne w przypadku larw przeznaczonych do zarybienia. W przypadku larw przeznaczonych do podchowu korzystniejsze jest umieszczanie ich od razu po wykluciu bezpośrednio w basenach, w których będą później podchowywane. Dzięki temu unika się dodatkowych manipulacji i osłabiania larw, a żywienie można rozpocząć natychmiast, gdy tylko rozpoczną swobodne pływanie. Szacowanie ilości ryb należy przeprowadzić już



podczas obsadzania wylęgu, uwzględniając straty w okresie przebywania przyklejonych larw na substracie.



Fot. 5a-d. Wstępny etap podchowu: (a) przygotowanie substratu; (b) larwy przyklejone do substratu; (c) rozpoczęcie samodzielnego pływania; (d) usunięcie substratu i rozpoczęcie żywienia (fot. M. Szczepkowski).

Poszczególne etapy postępowania podczas przygotowania basenów do przetrzymywania larw do zakończenia resorpcji zapasów woreczka żółtkowego przedstawiono na fot. 5a–d.



Wyniki przetrzymywania larw przyklejonych do substratu w bardzo dużym stopniu zależą od warunków sanitarnych w basenach. W systemach recyrkulacyjnych, oprócz utrzymywania jakości wody o odpowiednich parametrach, największym zagrożeniem są choroby grzybowe, których potencjalnym źródłem mogą być rozkładające się osłonki jajowe pozostałe po wykluciu oraz martwe larwy. Takie podłoże sprawia, że w bardzo krótkim czasie tworzą się na dnie duże nitkowate płachty stopniowo porastające pleśnią. Stają się one pułapką dla zdrowych, przemieszczających się larw, w efekcie czego te sną. Jednocześnie są one bardzo trudne do usunięcia bez jednoczesnego zbierania larw. Z tego powodu należy dążyć do tego, aby do basenów obsadzać wyłącznie jednorodne, w pełni już wyklute larwy.

Praktycznym rozwiązaniem tego problemu jest wymuszanie klucia w aparatach inkubacyjnych. Proces wykluwania jest dość rozciągnięty w czasie i może trwać około dwóch dób, w tym czasie najwcześniej wyklute larwy mogą wydostawać się z prądem wody z aparatów inkubacyjnych.

Sposobem na unifikację terminu klucia jest tzw. przyduszanie wylęgu. Polega ono na zatrzymaniu przepływu wody w aparatach inkubacyjnych na okres 6–8 minut. Zabieg ten powinien być wykonany, gdy wizualnie ocenimy, że co najmniej 10% larw w aparacie inkubacyjnym jest już wyklutych. Gwałtowne wykluwanie się całej partii ikry następuje po około 2 - 4 godzinach od ponownego uruchomienia przepływu. Należy wówczas odczekać, aż z aparatu inkubacyjnego najpierw wypłyną z prądem wody lekkie osłonki jajowe, a czyste larwy można wówczas przenieść do przygotowanego basenu. W przypadku obsadzania niejednorodnego wylęgu z dużą domieszką jaj niewyklutych, trudnych do odsortowania, w basenie znajdują się również osłonki jajowe i martwe jaja. Po około dobie od obsadzenia konieczne jest oczyszczenie miejsc z zalegającymi osadami i pozostawienie w basenie tylko wylęgu przyklejonego do substratu. W przeciwnym razie szybko pogarszają się warunki środowiskowe dla żywego wylęgu (w szczególności tlenowe i sanitarne), co może prowadzić do stopniowego odklejania się i śnięć larw.

## **Rozród szczupaka stymulowany hormonalnie**

Efekty tarła szczupaka przeprowadzanego w sposób tradycyjny, bez stymulacji termicznej i/lub hormonalnej, są bardzo zmienne i determinowane warunkami meteorologicznymi panującymi w danym roku. Również w przypadku pozyskiwania



produktów płciowych od tarlaków szczupaka przetrzymywanych w stawach ziemnych akcja tarłowa może trwać też ok. miesiąca. Jednak ikrę od ponad 60% samic pozyskuje się w pierwszych 8 dniach trwania akcji tarłowej (Bondarenko i in. 2013). Z praktycznego punktu widzenia istotne byłoby opracowanie procedur optymalizujących efektywność sztucznego tarła tego gatunku. Tarlaki odłowione wczesną wiosną z jezior lub ze stawów (magazynów lub zimochowów) można też od razu przetransportować do wylęgarni i umieścić w basenach, w których jest możliwość przeprowadzenia stymulacji termicznej (Bondarenko i in. 2013).

### **Przyżyciowe metody określania dojrzałości tarlaków**

Wiarygodnych informacji o dojrzałości samic dostarczają obserwacje oocytów pobranych od dzikich tarlaków (Zakęś 2017). Pierwsze udokumentowane dane o określaniu dojrzałości samic szczupaka na podstawie obserwacji próbki oocytów podają De Montalembert i in. (1979). Niewielką próbkę jaj pozyskiwano przez delikatny masaż powłok brzusznych. Jaja, w celu ich prześwietlenia, umieszczano w płynie Stockarda (gliceryna, formaldehyd 40%, kwas octowy, zmieszane w proporcji 6:3:1 v/v). Głównym kryterium oceny dojrzałości oocytów było położenie jądra (GV, ang. *Germinal Vesicle*). Samice posiadające oocyty, w których jądro nie było położone peryferyjnie (położenie centralne lub lekko ekscentryczne) zaliczano do grupy ryb niedojrzałych. Jaja z GV przesuniętym na obwód komórki jajowej zaliczano do dojrzałych, a te, w których nastąpił proces rozpadu morfologicznej struktury GV (jądro niewidoczne; proces GVBD, ang. *Germinal Vesicle BreakDown*), do jaj w pełni dojrzałych. Badania prowadzone m.in. na sandaczu wykazały, że do pobrania oocytów można użyć cewnika i strzykawki (Zakęś 2017). W przypadku szczupaka, biorąc pod uwagę wielkość jego ikry, używamy cewnika o średnicy zewnętrznej 4 mm. Cewnik wprowadza się do otworu płciowego na głębokość 1-2 cm i delikatnie zasysa próbkę oocytów (fot. 6).





Fot. 6. Pobieranie próbki oocytów szczupaka za pomocą cewnika (fot. Z. Zakęś).

Oocyty przenosi się do próbek i zalewa płynem prześwieclającym. Ostatnie testy potwierdziły, że płyn Serra (96% alkohol etylowy, formaldehyd 40% i lodowaty kwas octowy, zmieszane w proporcji 6:3:1 v/v), z powodzeniem stosowany np. do prześwieclania jaj sandacza (np. Zakęś 2017), sprawdza się również w przypadku szczupaka (Samarin i in. 2016, Z. Zakęś i in., mat. niepubl.). Wspomniany wyżej płyn Stockarda jest bardziej kłopotliwy w użyciu. Poza tym, utrwalacz ten powoduje wzmożoną denaturację białek osłon jajowych i pojawienie się białego, kłaczkowatego nalotu na powierzchni komórek, co znacznie utrudnia lub wręcz uniemożliwia obserwacje położenia jądra. Płyn Serra w warunkach chłodniczych (+ 4°C) można przetrzymać nawet do 1 miesiąca (Z. Zakęś, mat. niepubl.). W tym okresie nie traci on swoich właściwości prześwieclających, co oczywiście ma duże znaczenie w pracy wylęgarniczej. Wzorem sandacza w naszych pracach dotyczących sztucznego rozrodu szczupaka wyróżniliśmy cztery stadia dojrzałości oocytów: stadium I – jądro komórkowe (GV) położone w centrum oocytu; stadium II – migracja GV - jądro przesunięte do połowy promienia oocytu; stadium III – GV przesunięte na obwód



komórki jajowej (znajduje się przy błonie komórkowej); stadium IV – następuje rozbicie morfologicznej struktury jądra oocytu (proces GVBD; komórki bezjądrzaste) (Zakęś 2017).

### **Hormonalna stymulacja rozrodu szczupaka**

Zasób wiedzy o hormonalnej stymulacji rozrodu szczupaka, w porównaniu do innych ważnych gospodarczo/ekologicznie gatunków ryb, nie jest bogaty. Do stymulacji rozrodu tego gatunku stosowano zarówno hormony podwzgórza (gonadoliberyny – GnRH), jak i hormony przysadki mózgowej (gonadotropiny – GtH) (fot. 7).



Fot. 7. Iniekcja hormonalna samicy szczupaka (fot. Z. Zakęś)

Pierwsze informacje o indukowanym hormonalnie rozrodzie szczupaka pochodzą z lat 60. i 70. XX wieku. De Montalembert i in. (1978) do rozrodu użyli szczupaka pochodzącego ze stawów (ryby w wieku 3+, masa ciała (m.c.) 0,8-2,0 kg). Sprawdzone stopień dojrzałości samic, a do rozrodu wybrano wyłącznie ryby posiadające oocyty w I stadium dojrzałości (jądro położone w centrum komórki). Do hormonalnej stymulacji szczupaka, przeprowadzonej następnego dnia po odłowieniu ryb, zastosowano: częściowo oczyszczoną łososiową przysadkę mózgową (SPG, ang. *Salmon Pituitary Glands*; dawka 0,1; 0,03; 0,02



mg/kg), ludzką gonadotropinę kosmówkową (hCG; ang. *human Chorionic Gonadotropin*; dawka 2000 IU/kg), 17 $\alpha$ 20 $\beta$ -dihydroksyprogesteron, tj. hormon indukujący dojrzewanie oocytów (MIH, ang. *Maturation Inducing Hormone*; dawka 3 mg/kg). Ryby stymulowano też używając kombinacji wymienionych specyfików, tj. SPG + MIH, hCG + MIH. Wszystkie ryby stymulowane SPG w dawce 0,1 mg/kg m.c. oddały ikrę. Z tym, że u 43% stwierdzono pełną owulację, a u pozostałych 57% owulację częściową (spora partia ikry zalegała w jajnikach). Niższe dawki SPG (0,03 i 0,02 mg/kg m.c.) okazały się nieskuteczne, podobnie jak hCG, MIH i stymulacje łączone. W badaniach tych stwierdzono również, że odpowiedź ryb przetrzymywanych przez kilka dni w wylęgarni na iniekcję hormonalną SPG była istotnie słabsza (dawka - 0,1 mg SPG/kg m.c.). W grupie ryb przetrzymywanych przez 3 dni odsetek owulujących samic spadł bowiem do ok. 40% (De Montalembert i in. 1978).

Billard i Marcel (1980) podjęli próbę rozrodu szczupaka w wieku 1+ i 2+ (średnia m.c. ok. 0,5 kg) pozyskanego ze stawów. Wybrane do rozrodu samice posiadały oocyty z jądrem położonym centralnie lub lekko ekscentrycznie (I lub II stadium dojrzałości). Samice stymulowano hormonalnie zaraz po ich odłowieniu ze stawów, przed transportem do wylęgarni. Następnie ryby umieszczono w basenach, gdzie temperatura wody wynosiła 10°C. Zastosowano jednokrotną stymulację hormonalną SPG (2,5 lub 10 mg/kg m.c.), częściowo oczyszczoną SPG (0,02, 0,05 lub 0,10 mg/kg m.c.), przysadkę mózgową karpia (CPG; ang. *Carp Pituitary Glands*; 1, 2 lub 3 mg/kg m.c.) lub analog gonadoliberyny (konkretnie analog hormonu uwalniającego hormon luteinizujący, z ang. *Luteinizing-Hormone-Releasing Hormone* – LHRHa; dawka 1  $\mu$ g/kg m.c.). Grupa kontrolna otrzymała zastrzyk roztworu fizjologicznego soli. Najskuteczniejsza okazała się stymulacja hormonalna częściowo oczyszczoną SPG w dawce 0,05 lub 0,10 mg/kg m.c. W grupie tej pełną owulację uzyskano u ok. 86% samic, a u pozostałych 14% wystąpiła owulacja częściowa. Zapłodnienie ikry wyniosło 65-72%. Jako pewną niespodziankę można traktować, na tle wyników uzyskanych przez innych autorów w następnych latach, słabsze efekty stymulacji CPG. Dotyczyło to wszystkich testowanych dawek hypofizatu (1, 2, 3 mg CPG/kg m.c.), zarówno w odniesieniu do odsetka w pełni owulujących (wytartych) samic, jak i odsetka zapłodnienia ikry.





Odnotować jednak należy, że pełna owulacja wystąpiła u 3 z 7 (43%) ryb stymulowanych 3 mg CPG/kg m.c., jednak była to ikra słabej jakości (średnie zapłodnienie 8%).

W Polsce próby indukowanego hormonalnie rozrodu szczupaka przeprowadzili Brzuska i Malczewski (1989). Do rozrodu użyto ryb w wieku 3+, m.c. 1,04-1,80 kg. Posiadały one oocyty w III stadium dojrzałości (jądro przy błonie komórkowej). Samice zostały podzielone na dwie grupy; grupę I przetrzymywano w stawie ziemnym (temperatura wody 5,0-5,5°C), a grupę II przeniesiono do wylęgarni, do basenu o kubaturze 10 m<sup>3</sup>. Ryby te poddano stymulacji termicznej. W ciągu doby temperaturę wody podniesiono od 5 do 11,5°C. Po dobie od odłowienia ryb zastosowano stymulację hormonalną (CPG, dawka 3 mg/kg m.c.). Sposób przetrzymywania ryb (stawy vs wylęgarnia) istotnie wpłynął na efekty tarła. W grupie I z 8 hypofizowanych ikrzyc jedynie u 3 (37,5%) stwierdzono częściową owulację (płodność gospodarza 1,4-2,0% m.c.). Natomiast w grupie II ikrę pozyskano od wszystkich samic. U 6 z 8 samic (75%) stwierdzono pełną owulację (płodność gospodarza 9,1-25,0% m.c., średnia 15,1% m.c.). U 2 z 8 samic (25%) wystąpiła częściowa owulacja (płodność gospodarza 1,39-1,85% m.c.). W grupie II czas latencji, mierzony od wykonania iniekcji CPG do owulacji, mieścił się w przedziale od 48 do 60 h, czyli tarło było zsynchronizowane (Brzuska i Malczewski 1989). O skuteczności stymulacji rozrodu szczupaka przy użyciu CPG, świadczy również fakt, że od ryb kontrolnych (iniekcja płynu fizjologicznego) w obydwu grupach nie udało się pozyskać ikry. Wyniki tych badań wskazują też, że przeprowadzenie stymulacji termicznej tarlaków szczupaka, poprzedzającej iniekcję hormonalną, znacząco poprawia efekty tego zabiegu.

Długoterminowe badania, obejmujące 5 sezonów rozrodczych przeprowadzono na Węgrzech (Szabo 2003). Tarlaki szczupaka przetrzymywano przez 3 miesiące w zimochowach. Po odłowieniu ryby transportowano do wylęgarni, w której zastosowano stymulację termiczną (temperaturę wody podnoszono do 12°C). Do rozrodu wybrano samice o m.c. 1,0-1,5 kg, posiadające oocyty w III stadium dojrzałości. Z testowanych preparatów najskuteczniejszą okazała się CPG (3 mg/kg m.c.). Proporcje: owulujące samice/samice poddane stymulacji CPG w kolejnych latach wynosiły 6/6, 5/7, 9/10, 7/7, 5/7, 17/18. Preparat



Ovaprim (dawka 0,5 ml/kg m.c.) testowano w ciągu dwóch lat, a wzmiankowane powyżej proporcje przyjęły wartości 7/9, 10/18. Płodność gospodarcza ryb stymulowanych CPG i preparatem Ovaprim mieściła się w zakresie 14,5-17,9% m.c. Odsetek zapłodnienia ikry również przyjął zbliżone wartości i mieścił się w przedziale 54-59%. Całkowicie nieskuteczne okazały się natomiast zarówno mGnRH, jak i sGnRH (podawane samodzielnie, jak i łącznie z antagonistami dopaminy). Nie pozyskano też ikry od samic z grup kontrolnych iniekowanych roztworem fizjologicznym soli (tarło spontaniczne) (Szabo 2003). Na Węgrzech porównano też skuteczność indukcji rozrodu szczupaka przy użyciu dwóch rybich hypofizatów, tj. CPG i przysadki mózgowej tołpygi białej (SCPG) (Szabo i in. 2014). Dzień przed zastosowaniem iniekcji hormonalnej ryby (m.c. 2-4 kg) odłowiono i przewieziono do wylęgarni, gdzie poddano je stymulacji termicznej (temperaturę podniesiono do 11°C). Dawka hormonów wynosiła 3,5 mg/kg m.c. Pozyskiwanie produktów płciowych przeprowadzono 4 dni po zastosowaniu stymulacji hormonalnej. W dwóch sezonach rozrodczych, w przypadku stymulacji SCPG proporcje owulujące samice/samice poddane stymulacji wyniosły 19/27 i 20/23, a w grupie iniekowanej CPG - 19/27 i 18/19. W kolejnych akcjach tarłowych odsetek wytartych samic szczupaka w testowanych grupach był więc bardzo podobny. Co istotne, takie wskaźniki jak płodność gospodarcza i odsetek zapłodnienia ikry również przyjęły zbliżone wartości, odpowiednio 14,3-20,1% m.c. (SCPG) i 14,5-18,7% m.c. (CPG) oraz 43,7-63,6% (SCPG) i 53,4-57,5% (CPG) (Szabo i in. 2014). Wykazano więc, że do sztucznego rozrodu szczupaka, oprócz CPG, z powodzeniem może być również stosowana przysadka mózgowa tołpygi białej. Obecnie do stymulacji hormonalnej rozrodu szczupaka używa się głównie CPG (samice 3-4 mg/kg m.c., samce 2-4 mg mg/kg) (Švinger i in. 2012, Bondarenko i in. 2013, 2015). Zastanawia niska lub nawet żadna efektywność stosowania GnRH.



## Podsumowanie i zalecenia

Tarlaki szczupaka po odłowieniu (z jezior, czy też ze stawów) należy niezwłocznie (tego samego dnia) przetransportować do wylęgarni. W wylęgarni, celem synchronizacji akcji tarłowej, rekomendowane jest przeprowadzenie dobowej stymulacji termicznej (temperaturę wody podnosimy do ok. 10-11°C). Po dobie od przewiezienia ryb do wylęgarni, zastosowaniu 24-h stymulacji termicznej, przeprowadzamy iniekcje hormonalne. Najlepsze efekty uzyskuje się stosując hypofizację (3-4 mg CPG/kg m.c. samicy). Można też używać przysadki innych gatunków ryb karpiowatych, np. SCPG. Stosując stymulację termiczną i hormonalną możemy oczekiwać wysokiego odsetka wytartych samic (często nawet do 100%) i wysokich wartości wskaźników płodności gospodarczej (13-20% m.c.). Co istotne, akcja tarłowa jest zsynchronizowana. Czas latencji, mierzony od zastosowania iniekcji hormonalnej do wytarcia samic zazwyczaj wynosi ok. 96 h. Ikrę można pozyskać od wszystkich samic w tym samym czasie, ale w niektórych przypadkach czas liczony od wytarcia pierwszej do ostatniej samicy może sięgać 12 h (np. latencja w przedziale czasowym 90-102 h).

## Literatura

- Billard R., Marcel J. 1980 – Stimulation of spermatation and induction of ovulation in pike (*Esox lucius*) - Aquaculture 21: 181-195.
- Bondarenko V., Křišťan J., Švinger V., Policar T. 2013 – Reproduction and rearing of advanced northern pike (*Esox lucius* L.) fry – Practical handbook FFWP USB, No. 144, 43 pp.
- Bondarenko V., Podhorec P., Švinger V.W., Policar T. 2015 - Evaluation of treatments for induction of ovulation in northern pike (*Esox lucius* L.) – Turk. J. Fish. Aquat. Sci. 15: 581-587.
- Brzuska E., Malczewski B. 1989 – The effect of injections of carp (*Cyprinus carpio* L.) pituitary on maturation and ovulation of pike (*Esox lucius* L.) oocytes – Acta Hydrobiol. 31: 131-137.



- De Montalembert G., Jalabert B., Bry C. 1978 – Precocious induction of maturation and ovulation in northern pike (*Esox lucius*) – Ann. Biol. Anim. Biochim. Biophys. 18: 969-975.
- Raat A. 1988 – Synopsis of biological data on the northern pike *Esox lucius* Linnaeus 1758. FAO Fish. Synopsis No. 30 Rev. 2.
- Samarin A.M., Blecha M., Uzhytchak M., Bytyutskyy D., Zarski D., Flajshans M., Policar T. 2016 – Post-ovulatory and post-stripping oocyte ageing in northern pike, *Esox lucius* Linnaeus, 1758), and its effect on egg viability rates and the occurrence of larval malformations and ploidy anomalies – Aquaculture 450: 431-438.
- Švinger V.W., Bondarenko V., Kallert D.M., Policar T. 2012 – Influence of two ways of pituitary administration on egg quality in northern pike (*Esox lucius*) – Bull. VÚRH Vodňany 48: 21-33
- Szabo T. 2003 – Ovulation induction in northern pike *Esox lucius* L. using different GnRH analogues, Ovaprim, Dagin and carp pituitary – Aquac. Res. 14: 479-486.
- Szabó T., Ditrói B., Szabó K., Bokor Z., Urbányi B. 2014 – Comparison of the efficiency of common carp and silver carp pituitary in the breeding of common carp (*Cyprinus carpio*) and northern pike (*Esox lucius*) – Turk. J. Fish. Aquat. Sci. 14: 841-844.
- Szczepkowski M., Szczepkowska B., Saczek W. 2006 – Wybrane wskaźniki sztucznego rozrodu szczupaka (*Esox lucius*) prowadzonego w wylęgarni Doświadczalnego Ośrodka Zarybieniowego Dgał w Pieczarkach – W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb karpowatych i innych gatunków (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, J. Wolnicki. Wyd. IRS, Olsztyn: 293-299.
- Zhu S., Chen S. 2002 – The impact of temperature on nitrification rate in fixed film biofilters – Aquac. Eng. 26(4): 221-237.
- Ziliukiene V., Ziliukas V. 2008 – Sztuczne tarło szczupaka (*Esox lucius*) – rozwiązania litewskie - W: Biotechnologia w akwakulturze (Red.) Z. Zakęś i in. Wyd. IRS, Olsztyn: 143-152.
- Zakęś Z. 2017 – Chów i hodowla sandacza – Wyd. IRS, Olsztyn, 212 s.



## Kontrolowany rozród ryb sumokształtnych

Dr inż. Dariusz Ulikowski

Zakład Rybnictwa Jeziorowego, Instytut Rybnictwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza –  
Państwowy Instytut Badawczy

### Spis treści

Wstęp.....	2
Rozród suma europejskiego .....	2
Pozyskanie i przygotowanie tarlaków suma europejskiego do kontrolowanego rozrodu.....	2
Stymulacja hormonalna tarlaków suma europejskiego .....	6
Zapłodnienie i inkubacja ikry suma europejskiego.....	8
Rozród suma afrykańskiego .....	14
Przygotowanie tarlaków suma afrykańskiego do kontrolowanego rozrodu.....	14
Stymulacja hormonalna tarlaków suma afrykańskiego.....	14
Zapłodnienie i inkubacja ikry suma afrykańskiego.....	16
Literatura uzupełniająca .....	18



## Wstęp

W krajowej akwakulturze spośród ryb sumokształtnych jedynie chów suma europejskiego i suma afrykańskiego zyskały większą popularność. Oba uznawane są za gatunki ciepłolubne, ale sum afrykański ma pod tym względem znacznie wyższe wymagania. Sum europejski jest najczęściej obiektem chowu w stawach karpiovych, jako gatunek dodatkowy, ale występuje też w wodach naturalnych i jest obiektem połowów. Natomiast sum afrykański hodowany jest wyłącznie w obiektach wyposażonych w systemy recyrkulacyjne (RAS) lub w hodowlach sadzowych na podgrzanych wodach pochłodniczych elektrowni. Kontrolowany rozród jest podstawą metod produkcji materiału obsadowego lub zarybieniowego tych gatunków. Prezentowane poniżej metody kontrolowanego rozrodu suma europejskiego i suma afrykańskiego były opracowane lub adaptowane i wykorzystywane przez autora w wieloletniej praktyce wylęgarniczej, ale są też inne możliwe do zastosowania warianty kontrolowanego rozrodu tych ryb.

## Rozród suma europejskiego

### Pozyskanie i przygotowanie tarlaków suma europejskiego do kontrolowanego rozrodu

Tarlaki suma europejskiego mogą pochodzić z różnych źródeł:

- Z połowów z wód otwartych (rzeki, jeziora i zbiorniki zaporowe);
- Z chowu stawowego;
- Z chowu na podgrzanych wodach pochłodniczych elektrowni wodnych;
- Z chowu w systemach recyrkulacyjnych (RAS).

Z wód otwartych najczęściej odławiane są tarlaki w okresie tarłowym (maj-czerwiec) i mogą być wykorzystane do kontrolowanego rozrodu w ciągu kilku dni po złowieniu. „Dzikie tarlaki” suma źle znoszą długie przetrzymywanie w basenach wylęgarni i już po kilku dniach mogą pojawić się u nich krwawiące owrzodzenia na brzuchu, tzw. odleżyny. W przypadku pozyskania takich tarlaków zanim osiągną dojrzałość tarłową, możliwe jest gromadzenie ich w stawach i postępowanie z nimi tak, jak w przypadku tarlaków pochodzących z chowu stawowego. Odlów i wstępny dobór tarlaków z chowu stawowego do tarła korzystnie jest



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

przeprowadzić już jesienią (październik), po zakończonym sezonie ich wzrostu. Wybieramy samice w dobrej kondycji z wyraźnie nabranymi gonadami. Niestety w tym okresie bardzo trudno jest jednoznacznie określić płeć na podstawie oznak zewnętrznych, dlatego nieco łatwiej jest, gdy sortowane ryby są wcześniej przegłodzone i odpite na płucce przez 2-3 dni. Samce poznajemy głównie po wyraźniejszym niż u samic piłkowaniu (ząbki są większe, bardziej ostre) pierwszego promienia płetwy piersiowej (fot. 1).



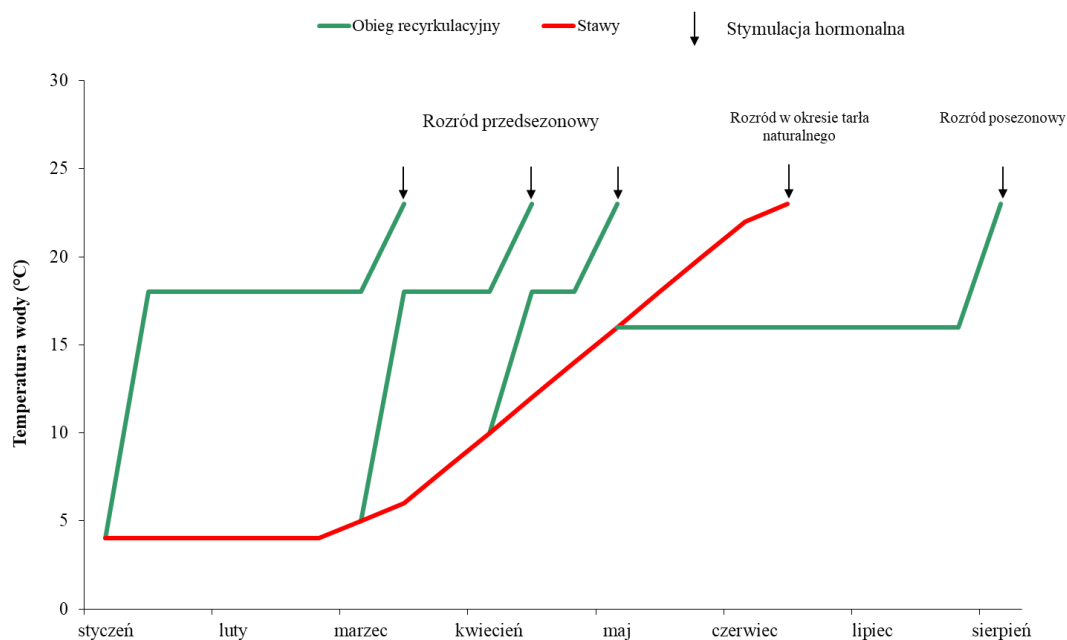
Fot. 1. Pierwszy promień płetwy piersiowej ułatwia rozpoznanie płci u sumy europejskiego (fot. D. Ulikowski).

Sprawdzamy to przesuwając palec po wewnętrznej, górnej stronie promienia. Początkowo wydaje się to trudne, ale po pewnym czasie i nabyciu doświadczenia można dość skutecznie rozróżniać płeć suma. Ryby dobieramy tak, aby na każde 2-4 samice przypadał co najmniej jeden samiec. Wybrane tarlaki gromadzimy na zimowanie w małych stawach o powierzchni ok. 1000 m<sup>2</sup>, z których będzie później łatwo spuścić wodę i ryby odłowić. Zagęszczenie samic i samców trzymanyh razem w okresie zimowania może wynosić nawet 1-3 osobników na 10 m<sup>-2</sup>. Jako pokarm w tym okresie dobrze jest zapewnić tarlakom drobne ryby w ilości około

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

0,5-1,0 kg kg<sup>-1</sup> tarlaków. Warto przy tym wspomnieć, że w temperaturze wody poniżej 12°C sumy bardzo słabo żerują i nawet, gdy były przetrzymywane przez zimę bez pokarmu, bez większych problemów udało się później przeprowadzić ich rozród. Na kilka tygodni przed planowanym tarłem suma (koniec kwietnia lub początek maja) tarlaki odławiane są ze stawów, a samce i samice rozdzielane do oddzielnych zbiorników, gdzie należy je karmić, aż do momentu uzyskania dojrzałości do tarła. Zwykle wystarczy obserwacja samej temperatury wody w stawach i jeżeli przekroczy ona (także w nocy) 20°C przez kilka dni, tarlaki można przenieść do basenów wylęgarni i przystąpić do kontrolowanego rozrodu. W przypadku sumy europejskiego w dojrzewaniu tarlaków najważniejszą rolę odgrywa temperatura wody i przez jej regulację w okresie przedtarłowym można uzyskać gotowość ikrzyc do rozrodu poza sezonem tarłowym. Sum nie wymaga stymulacji świetlnej (regulacji fotoperiodu) do uzyskania dojrzałości tarłowej.

Poprzez sterowanie termiką wody możliwe jest przyspieszenie lub opóźnienie terminu tarła (rys. 1).



Rys. 1. Przykłady stymulacji dojrzewania ikrzyc sumy europejskiego poprzez zmiany termiki wody w celu przyspieszenia lub opóźnienia terminu rozrodu kontrolowanego.



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

---

Prawidłowo przeprowadzona stymulacja termiczna dojrzewania tarlaków suma odgrywa kluczową rolę w uzyskaniu powodzenia w późniejszym jego rozrodzie sztucznym. W momencie odłowu ryb ze stawów (wczesna wiosna) temperatura wody nie przekracza zwykle 10-12°C i podobną trzeba przygotować w obiegu recyrkulacyjnym. Tarlaki obsadzamy do basenów osobno, gdyż mogą się dotkliwie pogryźć. W ciągu 2-3 dni podnosimy temperaturę wody w obiegu do  $18 \pm 1^\circ\text{C}$  i utrzymujemy na takim poziomie przez kolejne kilka tygodni. Przy obsadzie ryb w basenach w styczniu optymalny okres dojrzewania wynosi 6-8 tygodni. Natomiast przy obsadzie w marcu 3-4 tygodnie i odpowiednio 1-3 tygodnie dla obsady w kwietniu. Generalnie im bliżej naturalnego okresu tarła, tym okres ten może być krótszy.

Istnieje również możliwość opóźnienia, w stosunku do naturalnego, terminu rozrodu suma. W tym celu tarlaki należy odłowić zanim temperatura wody w stawach osiągnie  $15^\circ\text{C}$  i przenieść do basenów obiegu recyrkulacyjnego. Temperaturę wody należy utrzymywać na poziomie  $16 \pm 1^\circ\text{C}$ , aż do 1-2 dni przed stymulacją hormonalną. W ten sposób przeprowadzono udane próby kontrolowanego rozrodu suma europejskiego od stycznia do sierpnia.

W przypadku tarlaków uzyskanych w wyniku chowu w pełnym cyklu w warunkach sztucznych w obiektach wyposażonych w RAS, powinny być one utrzymywane stale w temperaturze wody 16-20°C, co umożliwi wykorzystanie ich do rozrodu w dowolnym momencie. Należy pamiętać o rozdzieleniu samców od samic, a przed podniesieniem temperatury wody przed stymulacją hormonalną, najlepiej rozdzielić samice do oddzielnych basenów lub w ostateczności zszyć im pyski, by nie miały możliwości wzajemnie się podgryzać.

Dalsza stymulacja termiczna jest podobna zarówno przy przyspieszonym, jak i opóźnionym, w stosunku do naturalnego, terminie rozrodu suma europejskiego. Przy dłuższym okresie przetrzymywania niż jeden tydzień ryby należy karmić mrożonymi rybami lub granulatem, o ile były one do niego przyzwyczajone. Pokarm zadajemy raz na 1-2 dni najlepiej wieczorem.

Bezpośrednio przed przystąpieniem do kontrolowanego rozrodu suma europejskiego, na 1-2 dni przed pierwszą iniekcją hormonu podnosimy temperaturę wody do 22-23°C

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

i wstrzymujemy karmienie ryb. Po każdej kolejnej iniekcji podwyższamy temperaturę o 0,5-1,0°C tak, aby po ostatniej iniekcji wynosiła ona 23,5-24,0°C, która jest optymalna dla rozrodu i późniejszej inkubacji ikry. Samce nie wymagają długiej stymulacji termicznej i wystarczy je włączyć do przygotowań do rozrodu na 1-2 dni przed stymulacją hormonalną.

### **Stymulacja hormonalna tarlaków sumy europejskiego**

Do stymulacji hormonalnej rozrodu sumy europejskiego przystępujemy, gdy zewnętrzne oznaki uzyskania dojrzałości tarłowej samic, takie jak wyraźnie zaokrąglony i miękki brzuch oraz powiększona brodawka płciowa, są wyraźnie widoczne.



Fot. 2. Samica sumy europejskiego gotowa do rozrodu i stymulacji hormonalnej (fot. D. Ulikowski).



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

W kontrolowanym rozrodzie suma europejskiego w Polsce najczęściej stosuje się stymulację hormonalną domięśniowo lub dootrzewnowo za pomocą ekstraktu przysadki mózgowej karpia (CPE) i Ovopelu (hormon analogowy GnRH) lub kombinacji tych hormonów oraz dodatkowo rozkłada się je na 2 lub nawet 3 dawki (jedna lub dwie dawki inicjujące i dawka wyzwalająca). Odstęp pomiędzy kolejnymi dawkami wynosi 12-24 h, przy czym preferowany jest 24 h odstęp, szczególnie przy rozrodzie pozasezonowym (fot. 3).



Fot. 3. Iniekcja dootrzewnowa hormonów u ikrzycy suma europejskiego (fot. D. Ulikowski). Samce stymuluje się za pomocą jednej dawki hormonów (Ovopel 1 granula na kg m.c. lub CPE 3 mg na kg m.c.) podanej równoległe z dawką wyzwalającą dla samic (tab. 1).

Tabela 1. Zalecane przez autora dawki hormonów dla samic w kontrolowanym rozrodzie suma europejskiego

Termin rozrodu	Dawka inicjująca	Dawka inicjująca	Dawka wyzwalająca
	I iniekcja	II iniekcja	III iniekcja
Rozród przyspieszony	Ovopel (0,1-0,2 granuli na kg m.c.)	Ovopel (0,3-0,4 granuli na kg m.c.)	Ekstrakt przysadki mózgowej karpia (3-4 mg na kg m.c.)
Rozród w normalnym terminie		Ovopel (0,3-0,4 granuli na kg m.c.)	Ekstrakt przysadki mózgowej karpia (3-4 mg na kg m.c.)
		Ekstrakt przysadki mózgowej karpia (0,3 mg na kg m.c.)	Ekstrakt przysadki mózgowej karpia (3-4 mg na kg m.c.)
Rozród opóźniony		Ovopel (0,2 granuli na kg m.c.)	Ekstrakt przysadki mózgowej karpia (3-4 mg na kg m.c.)

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

Iniekcje hormonów można przeprowadzać po uprzedniej anestezji ryb (zalecany preparat MS-222), ale mniej inwazyjne i stresujące dla ryb jest przeprowadzenie tego zabiegu bezpośrednio w basenie po delikatnym wyjęciu tarlaka na powierzchnię (fot. 4). Spodziewany czas owulacji i pobrania ikry wynosi 13-18 h.



Fot. 4. Podanie anestetyku bezpośrednio na skrzela tarlaka sumy europejskiego (fot. D. Ulikowski).

### **Zapłodnienie i inkubacja ikry sumy europejskiego**

Ikry pobieramy „na sucho” do oddzielnych misek dla każdej z samic, koniecznie po wprowadzeniu ich w stan anestezji. Moment pobrania i owulacji manifestuje się zanikiem wydzielania się płynu jajnikowego, który po uciśnięciu powłok brzusznych wycieka przez otwór płciowy samicy do momentu owulacji. Gdy ona nastąpi, płyn już nie jest obserwowany, a wypływają ziarna ikry i to jest odpowiedni moment na jej pobranie. W czasie masażu powłok brzusznych należy wykorzystać obie dłonie, uciskać równolegle od głowy w kierunku ogona wywierając silny nacisk, gdyż ikra u sumy nie wypływa łatwo.



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



Fot. 5. Pobieranie ikry suma europejskiego (fot. M. Szkudlarek).

Po pobraniu ikry możemy ją odstawić i przykryć miskę płótnem nawet na kilkadziesiąt minut, by pozyskać ikrę od pozostałych samic. Od każdej samicy ikrę pobieramy do oddzielnej miski, by można było łatwo wyeliminować ikrę wadliwą i niskiej jakości.

Nasienie od samców pobieramy po ich uśmierceniu i chirurgicznym wycięciu jąder (fot. 6).



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



Fot. 6. Chirurgiczne pobieranie jąder suma europejskiego (fot. D. Ulikowski).

Można je wcześniej wprowadzić w stan głębokiej anestezji. Ważne, by samce uśmiercić dopiero, gdy pozyskamy odpowiednią ilość dobrej ikry do zapłodnienia. Pozwala to na optymalne wykorzystanie samców, by ich niepotrzebnie nie tracić. Pobrane jądra szczególnie u małych samców są niewielkie i aby pozyskać z nich nasienie, należy je ponacinać nożem i odczekać chwilę aż nasienie zacznie się zbierać w naczyniu, a następnie pobieramy je za pomocą strzykawki i po kropli dawkujemy na pobraną wcześniej ikrę (na ok. 0,5 kg ikry wystarczy 10 kropli nasienia) (fot. 7).



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

---



Fot. 7. Zaplemnienie ikry suma europejskiego (fot. D. Ulikowski).

Ikra suma jest bardzo kleista i wymaga usunięcia tej kleistości przed jej obsadzeniem w aparatach inkubacyjnych (Weissa lub McDonalda) (fot. 8).



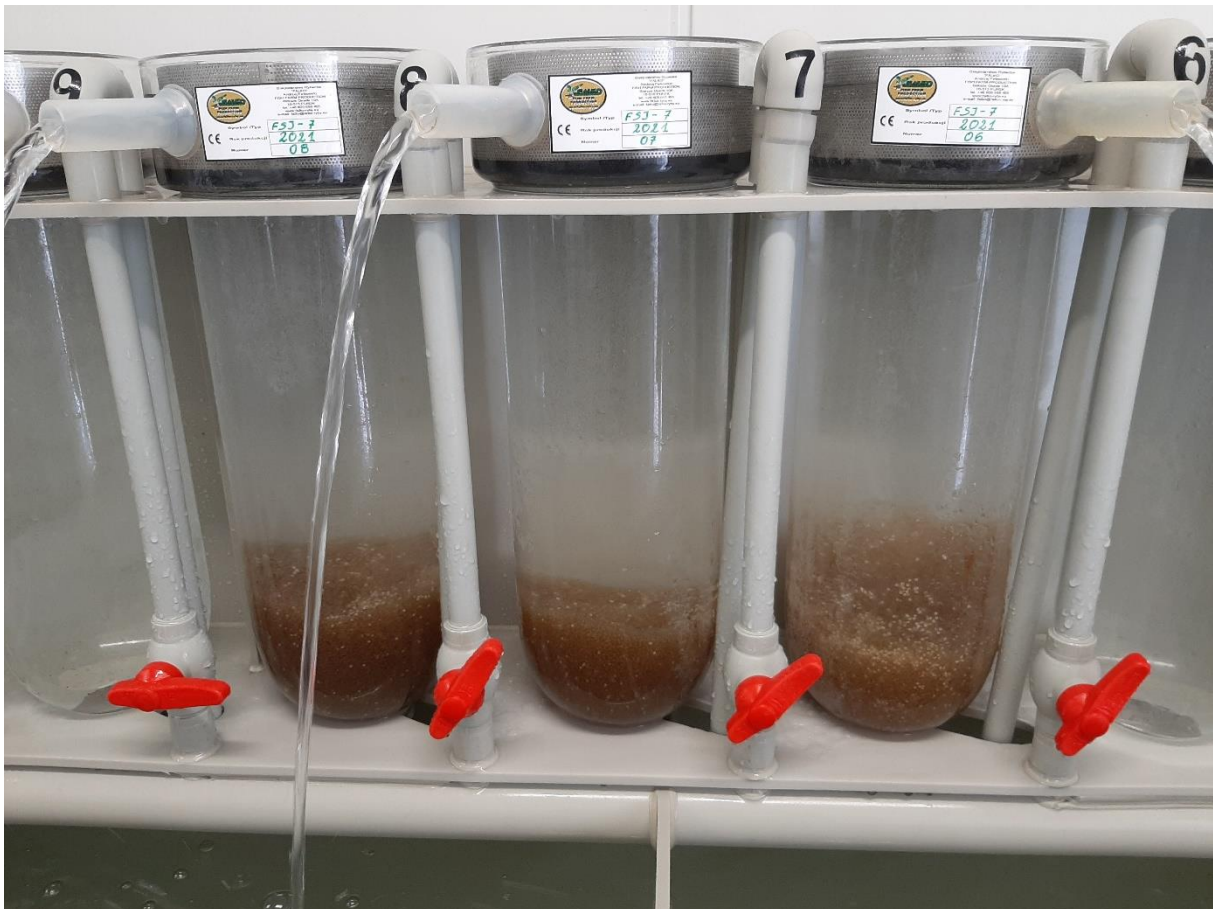
Fot. 8. Zapłodnienie i odklejenie ikry suma europejskiego (fot. M. Szkudlarek).

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

Najczęściej stosuje się taninę w roztworach 0,5-1,0 mg l<sup>-1</sup>. Procedura zapłodnienia i odklejania jest krótka i ma następujący przebieg:

- ikrę zmieszaną z nasieniem samca zapładnia się przez dodanie wody w ilości początkowo około 2-krotnie większej niż ilość ikry i miesza się przez około 2 minuty stopniowo dolewając wodę,
- po 2-3 minutach od zapłodnienia zlewamy nadmiar wody i dolewamy roztwór taniny jednocześnie energicznie mieszając ikrę,
- po 20-30 sekundach zlewamy delikatnie roztwór taniny, a ikrę kilkakrotnie przepłukujemy wodą ciągle mieszając ikrę,
- po kolejnych 2 minutach powtarzamy płukanie w roztworze taniny, następnie przepłukujemy w wodzie i obsadzamy do aparatów inkubacyjnych Weissa.

Do jednego słoja dajemy do 0,5 kg ikry, ze względu na jej silne pęcznienie (fot. 9).



Fot. 9. Inkubacja ikry suma europejskiego w aparatach McDonalda (fot. D. Ulikowski).



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

Optymalna temperatura wody do inkubacji ikry suma wynosi 23-25°C. Już po około 1-2 godzinach od zapłodnienia można zaobserwować pod mikroskopem lub lupą pierwsze podziały tarczki zarodkowej ikry (fot. 10).



Fot. 10. Pierwszy podział tarczki zarodkowej prawidłowo zapłodnionej ikry suma europejskiego (fot. D. Ulikowski).

Może to być pomocne w szybkim określeniu jakości ikry. Larwy wykluwają się od 2 do 4 dni po zapłodnieniu w zależności od temperatury wody. Najlepiej, jeżeli larwy mają możliwość samodzielnego wypłynięcia do podstawionych odbieralników. Czas wypływania wylęgu skraca się przez zaciemnienie pomieszczenia, a następnie, co około 20-30 minut, punktowo oświetla się każdy słoik latarką przez kilkanaście sekund. Wylęg gwałtownie zaczyna pływać uciekając od światła i wypływa z wodą ze słoików. Przeważnie po kilku godzinach prawie wszystkie zdrowe larwy wypływają w ten sposób do odbieralników, a reszta przeważnie z wadami budowy i martwa ikra pozostają w słoikach. Uzyskuje się w ten sposób same zdrowe larwy bez konieczności ich żmudnego przebierania. Innym, ale pracochłonnym sposobem jest przeniesienie wykłutych larw do płytkich koryt, gdzie jest możliwość ręcznego usunięcia martwej ikry i osłonek jaj lub kłującą się ikrę można umieścić na ramkach obszytych gęstą





siatką, zawieszonych nad dnem basenu. W ten sposób zdrowe larwy mogą przepłynąć z ramki do basenu, a resztę martwej ikry możemy łatwo usunąć.

Należy pamiętać o silnej fototaksji ujemnej w zachowaniu się larw suma i dokładnie zaciemnić baseny. W przeciwnym wypadku larwy zbijają się w duże skupiska i część z nich może snąć z braku tlenu. Po około 4-5 dniach larwy resorbują woreczek żółtkowy i rozpoczynają pobieranie pokarmu egzogenego. Moment ten jest wyraźnie zaznaczony przez zmianę w ich zachowaniu. Unikające do tego momentu światła larwy przestają gromadzić się w skupiska w miejscach najciemniejszych i rozplývają się po całym basenie w poszukiwaniu pokarmu. Natychmiast po zauważeniu takiego zachowania należy rozpocząć karmienie ryb.

## **Rozród suma afrykańskiego**

### **Przygotowanie tarlaków suma afrykańskiego do kontrolowanego rozrodu**

W przypadku suma afrykańskiego przygotowanie tarlaków jest dużo prostsze i nie wymaga długiej i zmiennej stymulacji termicznej, gdyż do rozrodu wybierane są selekty ze stada ryb towarowych. Jednak najlepsze efekty uzyskuje się z rozrodu osobników 2-3-letnich, ale ze względów ekonomicznych są to zwykle osobniki młodsze wybrane właśnie ze stada ryb towarowych. Na potrzeby farmy produkującej 10-30 ton ryb towarowych wystarczy stado 10-30 tarlaków (samce i samice). Po wyselekcjonowaniu samice najlepiej przetrzymywać oddzielnie, gdyż gryzą się i okaleczają. Samce w odróżnieniu od samic mają wykształconą wyraźną stożkową cewkę płciową, co umożliwia ich bezbłędne rozróżnienie. W okresie przed tarłem korzystnie jest utrzymywać temperaturę wody na w miarę stałym poziomie ok. 23-24°C, a na 1-2 dni przed kontrolowanym rozrodem podwyższyć ją o 1-2°C. Jednak najczęściej utrzymuje się stałą temperaturę wody ok. 24-26°C. Stymulacja zmiennym fotoperiodyem nie jest wymagana i stosowana.

### **Stymulacja hormonalna tarlaków suma afrykańskiego**

Do stymulacji hormonalnej rozrodu suma afrykańskiego przystępujemy, gdy zewnętrzne oznaki uzyskania dojrzałości tarłowej samic, takie jak wyraźnie zaokrąglony i miękki brzuch oraz zaczerwienione, nabrzmiałe okolice otworu płciowego, są wyraźnie



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

widoczne (samica nie ma wykształconej wyraźnej brodawki płciowej jak u suma europejskiego). Stymulacja hormonalna suma afrykańskiego jest dużo prostsza i wystarczy podanie hormonu w jednej dawce (fot. 11).



Fot. 11. Iniekcja hormonów tarlakowi suma afrykańskiego (fot. S. Krejszeff).

Samce i samice stymuluje się w tym samym czasie, wieczorem przed dniem planowanego rozrodu, za pomocą jednorazowej iniekcji hormonów (Ovopel 1 granula na kg m.c. lub CPE 3-4 mg na kg m.c.). Również w przypadku samic suma afrykańskiego, można przeprowadzić iniekcje (po nabyciu odpowiedniego doświadczenia) domięśniowo lub dootrzewnowo pod pletwy brzuszne, bez konieczności poddania ryb anestezji. Tarlaki suma afrykańskiego można wprowadzić też w stan anestezji za pomocą takich samych preparatów jak suma europejskiego, ale należy użyć nawet 3-krotnie wyższego stężenia anestetyku i podawać go nie w imersji, a w formie bezpośredniego natrysku do jamy gębowej lub pod pokrywy skrzelowe. Wynika to z fizjologii oddychania tych ryb, gdyż pobierają one tlen głównie z powietrza i nie wykazują stałych ruchów oddechowych pokrywami skrzelowymi, przez co podanie preparatu w imersji jest mało skuteczne. Często praktyką jest też wykorzystanie samców bez ich wcześniejszej stymulacji hormonami, ze względu na wysoki koszt tych

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

preparatów. W jądrach samców suma afrykańskiego stale są produkowane duże ilości nasienia i dlatego można tak postąpić.

Spodziewany czas owulacji i pobrania ikry wynosi 10-13 h po iniekcji hormonów. Nasienie od samców pobieramy po ich uśmierceniu i chirurgicznym wycięciu jader, podobnie jak u suma europejskiego. I tak samo ważne, by samce uśmiercić dopiero, gdy pozyskamy odpowiednią ilość dobrej ikry do zapłodnienia. Pozwala to na optymalne wykorzystanie samców, by ich niepotrzebnie nie zabijać.

### **Zapłodnienie i inkubacja ikry suma afrykańskiego**

Ikrę pobieramy „na sucho” do oddzielnych misek dla każdej z samic, koniecznie po wprowadzeniu ikrzyc w stan anestezji. Procedura jest podobna jak w przypadku suma europejskiego, ale ikra suma afrykańskiego wypływa już przy dużo mniejszym nacisku na powłoki brzuszne i przez to łatwiej się ją pobiera. Prawidłowa ikra ma charakterystyczny zielonooliwkowy kolor (fot. 12).



Fot. 12. Pobieranie ikry u suma afrykańskiego (fot. S. Krejszeff).

Po pobraniu ikry możemy ją odstawić i przykryć miskę płótnem nawet na kilkadziesiąt minut, by pozyskać ikrę od pozostałych samic. Do jednej miski pobiera się zwykle ikrę od 2-3 samic (do 300 g), co zapewnia obsadę jednego aparatu inkubacyjnego. Po pobraniu jader od samca nacinamy je, a nasienie zwykle obficie z nich wypływa (fot. 13).



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



Fot. 13. Nacięcie jąder ułatwia wypływ nasienia suma afrykańskiego (fot. S. Krejszeff).

Możemy je dawkować pipetą lub strzykawką, albo wlać bezpośrednio na pobraną wcześniej ikrę.

Procedura zapłodnienia i odklejenia ikry suma afrykańskiego jest prostsza niż u suma europejskiego, gdyż ikra jest mniej kleista (fot. 14).



Fot. 14. Zapłodnienie i odklejenie ikry suma afrykańskiego (fot. S. Krejszeff).



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

---

Najczęściej stosuje się taninę w roztworach 0,5-1,0 mg l<sup>-1</sup>. Procedura zapłodnienia i odklejania ma następujący przebieg:

- ikrę zmieszaną z nasieniem samca zapładnia się przez dodanie wody w ilości początkowo około 2-krotnie większej niż ilość ikry i miesza się przez około 2 minuty stopniowo dolewając wodę,
- po 2-3 minutach od zapłodnienia zlewamy nadmiar wody i dolewamy roztwór taniny jednocześnie energicznie mieszając ikrę,
- po 20-30 sekundach zlewamy delikatnie roztwór taniny, a ikrę kilkakrotnie przepłukujemy wodą ciągle mieszając ikrę,
- po kolejnych około 1-2 minutach zapłodnioną i odklejoną ikrę umieszczamy w aparatach inkubacyjnych.

Na jeden aparat (ok. 7 l) dajemy nie więcej niż 300 g ikry, gdyż silnie pęcznieje i kilkakrotnie zwiększa swoją objętość. Optymalna temperatura wody do inkubacji ikry suma afrykańskiego wynosi 24-28°C. Larwy wykluwają się 1-2 dni po zapłodnieniu w zależności od temperatury wody. Najlepiej jak zapewnimy im możliwość samodzielnego wypłynięcia do odbieralnika. Także w przypadku suma afrykańskiego konieczne jest zaciemnienie basenów z wylęgiem. Po około 3-4 dniach od wyklucia się larw można je zacząć karmić. W początkowym okresie życia wymagają one dobrze natlenionej wody.

### **Literatura uzupełniająca**

- Babiak J., Glogowski J., Kozłowski J., Chybowski Ł., Ulikowski D. 1996 – Short-Term preservation of European catfish (*Silurus glanis* L.) milt – Arch. Pol. Fish. 4(1): 85-90.
- Brzuska E. 2000 – Stymulowanie owulacji u suma europejskiego *Silurus glanis* L. przysadką mózgową karpia oraz Ovopel – Komun. Ryb. 1, 23-25.
- Brzuska E. 2001 – Artificial spawning of European catfish *Silurus glanis* L.: differences between propagation results after stimulation of ovulation with carp pituitary and Ovopel – Aquacult. Res. 32:11-19.
- Brzuska E., Adamek J. 1999 – Artificial spawning of European catfish *Silurus glanis* L.: stimulation of ovulation using LHRH-a, Ovaprim and carp pituitary extract – Aquacult. Res. 30: 59-64.



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

---

- Epler P., Bieniarz K. 1989 – Gonad maturation and hormonal stimulation of spawning in the wels (*Silurus glanis* L.) – Pol. Arch. Hydrobiol. 36: 417-429.
- Epler P., Bieniarz K., Popek W., Mikolajczyk T., Motyka K. 1989 – The effect of a hypophyseal homogenate injection of carp on the maturity stage of carp females in dependence on duration of their exposure to ovulation inducing temperatures – Pol. Arch. Hydrobiol. 36(3): 385-394.
- Horvath L. 1977 – Improvement of the method for propagation, larval and postlarval rearing of the wels (*Silurus glanis* L.) – Aquaculture 10: 161-167.
- Horvath L., Szabo T., Burke J. 1997 – Hatchery testing of GnRH analogue-containing pellets on ovulation in four cyprinid species – Pol. Arch. Hydrobiol. 44: 221-226.
- Kłodzińska H., Okoniewski Z. 1998 – Ovopel - nowy preparat do stymulowania rozrodu ryb – W: Wylęgarnia 1997-1998. Red. J. Waluga. Wyd. IRS Olsztyn: 45-50.
- Kouřil T., Hamáčová J. 1982 – Artificial spawning, egg incubation and forced fry rearing of the sheatfish (*Silurus glanis*) – Prace VURH Vodnany 2: 119-126.
- Kowalska A., Jankowska B., Zakęś Z., Żmijewski T., Ulikowski D. 2005 – Ryby sumowate – źródło cennych lipidów w diecie człowieka – W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb sumokształtnych i innych gatunków. Red. Z. Zakęś. Wyd. IRS Olsztyn: 23-29.
- Linhart O., Billard R. 1995 – Survival of ovulated oocytes and ova in the European catfish (*Silurus glanis* L.) after in vivo and in vitro storage or exposure to various solutions – Aquat. Liv. Resour. 8: 317-322.
- Linhart O., Billard R., Kouril J., Hamackova J. 1997 – Artificial insemination and gamete management in European catfish, *Silurus glanis* L. – Pol. Arch. Hydrobiol. 44: 9-24.
- Ulikowski D. 2001 – Pozasezonowy rozród suma europejskiego (*Silurus glanis* L.) – W: Wylęgarnia 1999-2000. Red. Z. Okoniewski, Wyd. IRS Olsztyn: 124-129.
- Ulikowski D. 2002 – Dojrzewanie oocytów suma europejskiego (*Silurus glanis* L.) po iniekcji Ovopelu i CPE – W: Wylęgarnia 2001-2002. Red. Z. Okoniewski i E. Brzuska, Wyd. IRS Olsztyn: 124-129.
- Ulikowski D. 2003 – Wybrane aspekty rozrodu i wstępnego podchowu suma europejskiego (*Silurus glanis* L.) – W: Ryby drapieżne. Rozród, podchów, profilaktyka. Red. Z. Zakęś i in. Wyd. IRS Olsztyn: 61-67.



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

---

- Ulikowski D. 2004 – European catfish (*Silurus glanis* L.) reproduction of outside of the spawning season – Arch. Pol. Fish. 12(2): 121-131.
- Ulikowski D. 2005 – Sterowanie terminem rozrodu suma europejskiego (*Silurus glanis* L.) – W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb sumokształtnych i innych gatunków. Red. Z. Zakęś. Wyd. IRS Olsztyn: 23-29.
- Ulikowski D. 2007 – Dojrzewanie tarlaków suma europejskiego w obiegu recyrkulacyjnym – W: Rozród. Podchów, profilaktyka ryb jeziorowych i innych gatunków. Red. J. Wolnicki, Z. Zakęś, R. Kamiński. Wyd. IRS Olsztyn: 127-131.
- Ulikowski D. 2008a – Kontrolowany rozród suma - podstawy i innowacje – W: Innowacje metody w rozrodzie i wylęgarnictwie ryb - materiały szkoleniowe. Red. A. Szczerbowski, M.J. Łuczyński, M. Szkudlarek. Wyd. IRS Olsztyn: 167-184.
- Ulikowski D. 2008b – Pierwsze udane dwukrotne tarło suma europejskiego (*Silurus glanis*) w jednym roku – W: Biotechnologia w akwakulturze – Red. Z. Zakęś, J. Wolnicki, K. Demska-Zakęś, R. Kamiński, D. Ulikowski. Wyd. IRS Olsztyn: 139-142.
- Ulikowski D. 2011 – Wybrane aspekty kontrolowanego rozrodu suma europejskiego (*Silurus glanis*) – Nowe gatunki w akwakulturze - rozród, podchów, profilaktyka, Red. Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalska. Wyd. IRS Olsztyn: 179-188.
- Ulikowski D. 2014 – Dwukrotny rozród suma europejskiego (*Silurus glanis* L.) w jednym roku - nowe fakty – WYŁĘGARNIA 2014, 4-5 września 2014, Serwy k. Augustowa.