

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

---

# SZKOLENIE NR 3

## Innowacyjne metody kontrolowanego rozradzania ryb jesiotrowatych



**Organizator**  
**Zakład Akwakultury**  
**Instytutu Rybnictwa**  
**Śródlądowego**  
**im. Stanisława Sakowicza**

**Olsztyn, dn. 24.03.2022 r.**



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

---

## **Innowacyjne metody kontrolowanego rozradzania ryb jesiotrowatych**

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

Dr inż. Bożena Szczepkowska<sup>1</sup>

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

<sup>1</sup>Zakład Hodowli Ryb Jesiotrowatych w Pieczarkach, Instytut Rybactwa Śródlądowego  
im. Stanisława Sakowicza w Olsztynie

<sup>2</sup>Zakład Akwakultury, Instytut Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza  
w Olsztynie



## Spis treści

1.	Przygotowanie ryb do rozrodu .....	4
1.1.	<i>Wstęp</i> .....	4
1.2.	<i>Podstawowe cechy biologiczne gatunków</i> .....	4
1.3.	<i>Podstawowe wymagania środowiskowe i przetrzymywanie tarlaków</i> .....	5
1.4.	<i>Podstawy prac selekcyjnych</i> .....	6
1.5.	<i>Podstawy żywienia tarlaków ryb jesiotrowatych</i> .....	7
1.6.	<i>Wybór ryb do tarła i stymulacja fototermiczna</i> .....	8
2.	Sztuczny rozród jesiotrów .....	8
2.1.	<i>Przegląd i typowanie tarlaków do rozrodu</i> .....	8
2.2.	<i>Rozród pozasezonowy</i> .....	11
2.3.	<i>Stymulacja hormonalna</i> .....	12
2.4.	<i>Pozyskiwanie ikry i mlecza</i> .....	13
2.5.	<i>Metody pozyskiwania ikry</i> .....	15
2.5.1.	<i>Nacinanie jajowodu</i> .....	15
2.5.2.	<i>Pobieranie ikry cewnikiem</i> .....	15
2.6.	<i>Pozyskiwanie mlecza</i> .....	16
2.7.	<i>Wskaźniki rozrodu</i> .....	17
2.8.	<i>Problemy związane z rozrodem i inkubacją ikry</i> .....	17
3.	Wylęgarnictwo ryb jesiotrowatych .....	18
3.1.	<i>Wymagania dla wylęgarni ryb jesiotrowatych</i> .....	18
3.2.	<i>Charakterystyka ikry i nasienia ryb jesiotrowatych, procedura zapłodnienia</i>	20
3.3.	<i>Inkubacja ikry</i> .....	22
3.4.	<i>Rozwój zarodkowy</i> .....	23
4.	Literatura .....	27



## 1. Przygotowanie ryb do rozrodu

### 1.1. Wstęp

Do gatunków ryb jesiotrokształtnych, będących obiektem chowu i/lub hodowli w obiektach polskiej akwakultury, należy zaliczyć:

- jesiotra syberyjskiego (*Acipenser baerii*),
- jesiotra rosyjskiego (*Acipenser gueldenstaedtii*),
- sterleta (*Acipenser ruthenus*),
- jesiotra ostronosego (*Acipenser oxyrinchus*),
- wiosłonosa amerykańskiego (*Polyodon spatula*).

Produkują się także hybrydy tych gatunków. Do najważniejszych należy zaliczyć: bestera (bieługa (*Huso huso*) × *A. ruthenus*), krzyżówki *A. baerii* i *A. gueldenstaedtii* (Kolman 2020).

Najistotniejsze znaczenie gospodarcze mają pierwsze trzy wymienione powyżej gatunki, tj. jesiotr syberyjski, rosyjski i sterlet. Zauważyć warto, że pierwsze próby produkcji jesiotrów w Polsce podjęto nie tak dawno, w 1995 roku, a hodowla tych gatunków dynamicznie się rozwija i w 2020 r. osiągnęła poziom 1068 ton (Lirski i Myszkowski 2021). Opanowano techniki rozradzania tych gatunków, z uwzględnieniem stymulacji hormonalnej, środowiskowej, pozyskiwania produktów płciowych, odklejania i inkubacji ikry. Z uwagi na cechy biologii tych gatunków ich rozradzanie i produkcję materiału obsadowego mogą prowadzić specjalistyczne ośrodki wylęgarnicze dysponujące technologią systemów recyrkulacyjnych (RAS).

### 1.2. Podstawowe cechy biologiczne gatunków

Poszczególne gatunki różnią się cechami biologicznymi, takimi jak tempo wzrostu, wiek osiągnięcia dojrzałości płciowej, płodnością. Są to podstawowe wskaźniki, które muszą być brane pod uwagę przy tworzeniu stada tarłowego czy też planach produkcji ryby towarowej w danym obiekcie.

W polskiej akwakulturze produkowany jest głównie **jesiotr syberyjski**. W naturze samce tego gatunku dojrzewają w wieku 11-13 lat, kiedy to osiągną masę



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

---

ciała 6,2-8,2 kg, samice kilka lat później, w wieku 17-18 lat (masa ciała 9,5-10,5 kg). Samice podchodzą do tarła z częstotliwością co 3-5 lat (w warunkach naturalnych). W obiektach akwakultury samice dojrzewają wcześniej, najczęściej w wieku 8-9 lat. Ich masa ciała nie przekracza 10 kg, a samców ok. 4-6 kg. Do tarła podchodzą też częściej, często co 2 lata. Bywają jednak przypadki, że dojrzałość płciową osiągają mniejsze osobniki: samice o masie ciała 6 kg i samce 2,5 kg (M. Szczepkowski, obs. własne). Tarło odbywa w temperaturze wody 9-18°C. Płodność osobnicza w warunkach naturalnych waha się od 50 do 830 tys. ziaren ikry. Średnica ziaren ikry mieścić się może w przedziale 2,4-2,9 mm, a masa ziarna 10,8-25,0 mg (Kolman 2020).

**Jesiotr rosyjski** – wiek osiągnięcia dojrzałości płciowej zależy od warunków środowiskowych. W warunkach naturalnych samce dojrzewają w wieku 8-14 lat, a samice 10-20 lat. W warunkach naturalnych tarło odbywa się w dość szerokim zakresie temperatur, tj. 8-18°C. Płodność osobnicza mieści się w przedziale od 30 do 600 tys. ziaren ikry, a wielkość ziaren ikry 3,0-3,5 mm (Kolman 2020). W warunkach naturalnych samice podchodzą do kolejnego tarła po 3-5 latach, a w obiektach akwakultury większość samic dojrzewa co dwa lata.

**Sterlet** – należy do najmniejszych ryb jesiotrowatych produkowanych w obiektach polskiej akwakultury. Samce dojrzewają już wieku 4-7 lat, a samice 5-10 lat. Masa ciała dojrzałych osobników mieści się w przedziale 0,25-1,5 kg. Temperatura wody w czasie tarła wynosi 12-17°C. Płodność mieści się w zakresie 10,6-27,4 tys. ziaren ikry. Ma też drobniejszą ikrę, której średnica wynosi ok. 2 mm (Kolman 2020). W odróżnieniu od jesiotra syberyjskiego i rosyjskiego, samice sterleta mogą oddawać ikrę nawet co roku.

### *1.3. Podstawowe wymagania środowiskowe i przetrzymywanie tarlaków*

W kontekście wymagań tlenowych ryby jesiotrowate (w tym ikra w okresie inkubacji) mieszczą się między rybami łososiowatymi i karpłowatymi. Krytyczna koncentracja tlenu wynosi 26,2-32,0% nasycenia. Uwzględniając wymagania gatunkowe ryby te można ułożyć w następujący szereg: jesiotr syberyjski>jesiotr rosyjski>sterlet (Kolman 2020). Są one wrażliwe na amoniak, azotyny. Koncentracje tych związków nie



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

---

powinny przekraczać wartości rekomendowanych dla ryb łososiowatych, tj. 0,012 mg N-NH<sub>3</sub>/l i 0,15 mg N-NO<sub>2</sub>/l.

Tarlaki przetrzymywane są w różnych systemach, tj. w stawach ziemnych, betonowych lub systemach RAS. Tempo dojrzewania zależy od temperatury wody, w wodach pochłodniczych (zrzuty z elektrowni), o wyższej termicie, czas osiągnięcia pierwszej dojrzałości płciowej ulega skróceniu, w przypadku niektórych gatunków ryb jesiotrowatych nawet o kilka lat (Kolman 2020). W przypadku stawów ziemnych rekomendowane są te o niedużej powierzchni (do 0,5 ha). Stawy ziemne do przetrzymywania stada tarłowego jesiotrów powinny być stosunkowo nieduże (o powierzchni do 0,5 ha), o głębokości minimum 1,5 m, słabo porośnięte roślinnością wodną, o równym, mineralnym dnie (Kolman 2020). Maksymalne zagęszczenie tarlaków w stawach ziemnych może wynosić 7-8 t/ha (M. Szczepkowski, obs. własne). Przechowywanie ryb w stawach umożliwia ich przebywanie w warunkach zbliżonych do naturalnych (temperatura i fotoperiod), co z kolei determinuje prawidłowe dojrzewanie płciowe. Jest to niewątpliwie zaletą tej sytuacji, a jej wadą potencjalne problemy z odłowem ryb w celu przeprowadzenia akcji tarłowej (długo zalegająca i/lub gruba pokrywa lodowa). Stawy betonowe (okrągłe lub rynny) powinny mieć głębokość minimum 1,2 m. Baseny do przetrzymywania tarlaków ryb jesiotrowatych w RAS powinny mieć średnicę minimum 6 m i głębokość 1,2 m.

#### *1.4. Podstawy prac selekcyjnych*

W przypadku tworzenia stada tarłowego do dalszego chowu (na reproduktory) należy wybierać osobniki charakteryzujące się minimum przeciętnym tempem wzrostu i prawidłowym pokrojem ciała. Istotne jest zapewnienie odpowiedniej proporcji płci. Można założyć, że samce jesiotrów dojrzewają co roku, a samice co 2-3 lata (jesiotr syberyjski i rosyjski). W konsekwencji liczba samców może być dwa razy mniejsza niż samic. Z praktycznego punktu widzenia konieczne jest utrzymywanie kilku stad samic, dojrzewających w różnych latach.

Zapewnia to coroczne pozyskiwanie produktów płciowych i materiału obsadowego. Powyższe nie dotyczy sterleta, który dojrzewa corocznie. W związku z tym



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

---

formując stado tarłowe tego gatunku można zachować proporcje samce:samice 50:50. Niestety w okresie młodocianym trudno jest określić płeć u tych gatunków i w rezultacie jest to możliwe po osiągnięciu dojrzałości płciowej przez samce (patrz rozdział: *Sztuczny rozród jesiotrów*). Do rozróżniania płci wykorzystywane są różne metody, od inwazyjnych biopsji i nacięć skalpelem, po techniki ultrasonografii i endoskopii (Kolman 2020, M. Szczepkowski, obs. własne). W Polsce praktyczne znaczenie ma biopsja i USG. Techniki te wymagają dużego doświadczenia hodowcy, a w przypadku USG specjalistycznego sprzętu i wyrafinowanej wiedzy.

Poznakowanie selektów/tarlaków, najlepiej pasywnymi zintegrowanymi transponderami (PIT), umożliwia zbieranie danych hodowlanych i ich wykorzystywanie w dalszych pracach selekcyjno-hodowlanych. U jesiotrów znaczki PIT najlepiej implantować pod pierwszą lub drugą płytką kostną, znajdującą się w grzbietowej części ciała. Znakomicie ułatwia to identyfikację PIT/ryb (Zakęś i in. 2014).

#### *1.5. Podstawy żywienia tarlaków ryb jesiotrowatych*

Tarlaki ryb jesiotrowatych należy żywić paszami opracowanymi dla tej grupy i rozwoju ontogenetycznego. Są to produkty o wyższej zawartości białka (48-52%) i niższej koncentracji tłuszczu (9-14%), wzbogacone dodatkami funkcjonalnymi, w tym witaminami. Pasze należy podawać tarlakom również w okresie zimy, codziennie sprawdzając jej wyjadanie. W przypadku wzrostu temperatury wody powyżej 24,0°C podawanie paszy należy ograniczyć, a w sytuacji, gdy osiągnie 27°C zaprzestać. Istotne jest, aby ryb nie przekarmiać. Zbyt intensywne żywienie czy też stosowanie niewłaściwych pasz może skutkować nadmiernym otluszczeniem ryb i dysfunkcjami w dojrzewaniu gonad (Szczepkowski i in. 2015). W okresie zimowym dobowe racje pokarmowe dla jesiotra syberyjskiego i rosyjskiego powinny wynosić 0,10-0,15% biomasy ryb. Natomiast w okresie letnim 0,45-0,70 % biomasy ryb (M. Szczepkowski, obs. własne).



### *1.6. Wybór ryb do tarła i stymulacja fototermiczna*

Przeгляд tarlaków przeprowadza się po zakończeniu intensywnego wzrostu somatycznego ryb, w czasie gdy temperatura wody wnosi poniżej 10°C. Ocenie makroskopowej poddajemy: występowanie szaty godowej (wysypka lub intensywny biały nalot na głowie ryb), wygląd otworu płciowego (jego zaczerwienie może świadczyć o dojrzałości), a także kształt powłok brzusznych. Cechy zewnętrzne często nie są jednoznaczne. Ostatecznym kryterium jest często ocena stopnia rozwoju/dojrzałości gonad, którą można przeprowadzić za pomocą biopsji lub USG (patrz rozdział: *Sztuczny rozród jesiotrów*).

W celu synchronizacji dojrzewania ryb jesiotrowatych przeprowadza się stymulację fototermiczną. Do jej przeprowadzenia niezbędne jest wyposażenie danego obiektu akwakultury w system RAS, umożliwiający sterowanie temperaturą wody i fotoperiodem. Rekomendowane jest przeprowadzenie 30-dniowej stymulacji. Po umieszczeniu ryb w RAS przez pierwsze 8 dni stopniowo podnosimy temperaturę o 3-4°C do 7°C. Następnie stosujemy fazę istotnego wzrostu temperatury, którą przeprowadzamy od 9 do 20 dnia, kiedy to temperatura powinna zostać podniesiona od 7 do 15°C. Dzienny wzrost temperatury może wynosić ok. 0,7°C. Przez pozostałe 10 dni (21-30 dzień stymulacji) temperaturę podnosimy nieznacznie, tak by w końcowej fazie stymulacji osiągnęła wartość 16,0-16,5°C. W przypadku stymulacji fotoperiodem postępujemy następująco. W okresie 1-9 dzień stymulacji stosujemy fotoperiod 8L:16D, w dniach 10-12 zwiększamy czas fazy jasnej do 16L:8D, a w okresie od 13 do 30 używamy całodobowego oświetlenia (24L:0D) (M. Szczepkowski, mat. niepublik.). Przedstawiony harmonogram stymulacji został opracowany dla jesiotra syberyjskiego, ale również może być stosowany w stymulacji jesiotra rosyjskiego i sterleta.

## **2. Sztuczny rozród jesiotrów**

### *2.1. Przegląd i typowanie tarlaków do rozrodu*

Masa ciała ryb dojrzewających po raz pierwszy w warunkach hodowlanych zazwyczaj przekracza u samic jesiotra syberyjskiego (*Acipenser baerii*) 10 kg, a samców około 4-6 kg. Nie należy się jednak kierować wyłącznie tym kryterium, ponieważ



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

w niektórych przypadkach jest możliwe osiągnięcie dojrzałości przez znacznie mniejsze osobniki: samice o masie ciała nawet 6 kg i samców około 2,5 kg. U dojrzałych samców często obserwuje się na głowie szatę godową w postaci mlecznobiałego nalotu (fot. 1). U samic również może występować, ale nie jest tak wyraźny. Do rozpoznawania płci ryb wykorzystuje się najczęściej metody polegające na wykonywaniu biopsji (tzw. trokarowanie) lub nacięcia skalpelem (Falahatkar i in. 2013) oraz z wykorzystaniem technik ultrasonografii i endoskopii (Moghim i in. 2002, Hurvitz i in. 2007).



Fot. 1. Samce jesiotra syberyjskiego z charakterystyczną szatą godową na głowie (fot. M. Szczepkowski).

Do oceny stopnia dojrzałości samic w okresie bezpośrednio przed tarłem konieczne jest wykonanie biopsji i ocena stopnia polaryzacji jądra oocytów wg metody opisanej przez Kazanskiego i in. (1978). W technice biopsji wykorzystuje się trokar (fot. 2), który wprowadzamy do jamy ciała z bocznej lub dolnej strony ciała.



Fot. 2. Trokary do wykonywania biopsji u jesiotrów (fot. M. Szczepkowski).

Trokar powinien być wykonany w formie zaostrej rurki, wydrążonej wewnątrz, z trzonkiem umożliwiającym wygodny uchwyt. Średnica wewnętrzna trokara (wydrążenia) powinna być dobrana do gatunku jesiotrów i musi umożliwić pobranie w pełni dojrzałego oocytu (tab. 1).

Charakterystyczną cechą dojrzewających samic jest znaczny wzrost ich masy ciała w sezonie bezpośrednio przed tarłem. Utrzymywane w jednakowych warunkach, w roku poprzedzającym tarło samice przystępujące do rozrodu zwiększały swoją masę ciała w różnych sezonach przeciętnie o 18,5 – 22,0%, a samice pauzujące w danym sezonie o 1,8 – 13,2%. Niekiedy przyrosty roczne dojrzewających samic jesiotra syberyjskiego sięgały nawet 60% (wzrost masy ciała z 20 do 32 kg) i nie miało to negatywnego wpływu na jakość ikry.

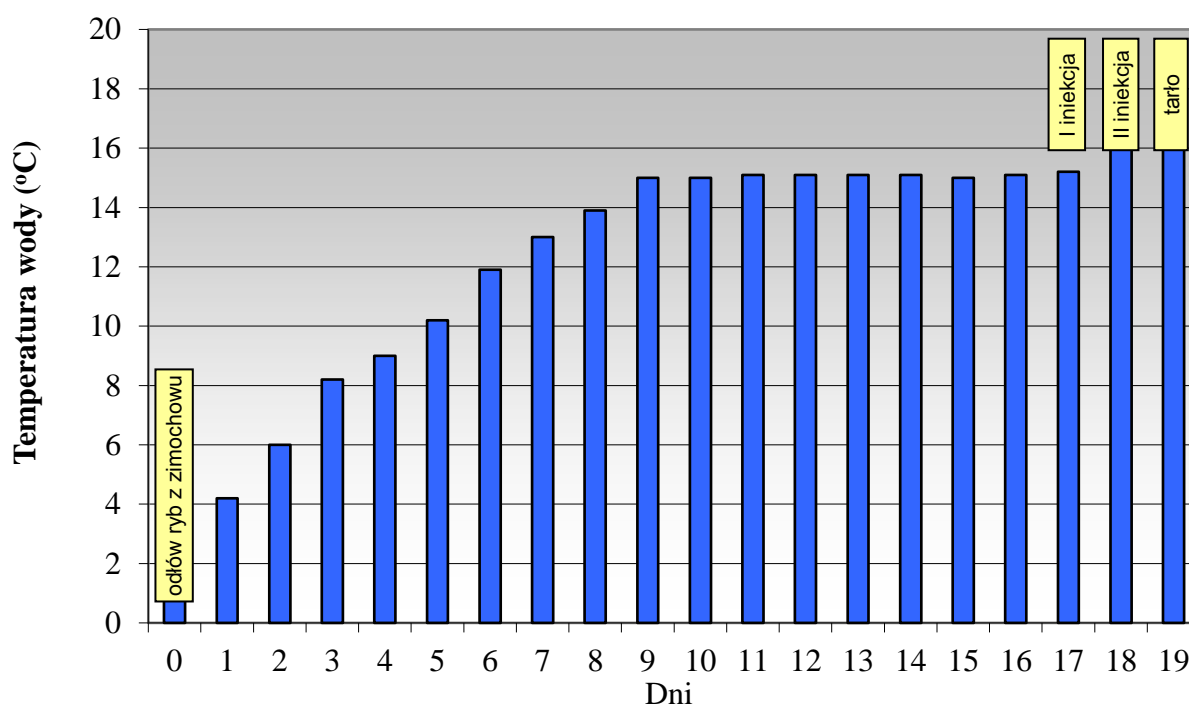
Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP II; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

Tabela. 1. Wielkość oocytów wybranych gatunków ryb jesiotrowatych.

Gatunek	Wielkość dojrzałych oocytów (mm)
Jesiotr syberyjski	2,4 – 2,7
Jesiotr rosyjski	2,8 – 3,0
Sterlet	1,8 - 2,1
Bieluga	3,6 – 4,5
Jesiotr ostronosy	1,8 – 2,4

## 2.2. Rozród pozasezonowy

Naturalny okres rozrodu jesiotrów przypada najczęściej w maju lub czerwcu. W celu skrócenia cyklu hodowlanego opracowano metody przyspieszenia rozrodu w stosunku do terminu naturalnego (Szczepkowski i Kolman 2002). Pozwala to obecnie na przeprowadzenie rozrodu w bardzo szerokim terminie, w Polsce jest on przeprowadzany w różnych ośrodkach hodowlanych pomiędzy listopadem a końcem maja.



Rys. 1. Przykładowy schemat stymulacji termicznej w rozrodzie przedsezonowym jesiotrów.



Przeprowadzenie stymulacji hormonalnej i pozyskanie ikry jest możliwe nawet już po tygodniu od przeniesienia ryb z zimowania (temperatury wody poniżej 4°C), jednak jakość ikry w takim przypadku jest najczęściej niezadowalająca. W celu uzyskania wysokiej jakości ikry w rozrodzie pozasezonowym niezbędne jest utrzymywanie temperatur tarłowych (14-16°C) przez okres około 10-14 dni (rys. 1).

Korzystny wpływ na efekty i synchronizację rozrodu wielu samic ma podwyższenie temperatury o 0,5-1,0°C po wykonaniu iniekcji hormonalnej. U samców okres podgrzewania wody, niezbędny dla uzyskania ciekących ryb, nie jest tak długi jak w przypadku samic. Najczęściej wystarcza 4-5 dni, w niektórych przypadkach pozyskiwano mlecz już po 48 godzinach od przeniesienia samców z temperatur wody bliskich 0°C. Stwierdzono jednak, że jakość mlecza pozyskanego w rozrodzie pozasezonowym jest często niskiej jakości (Judycka i in. 2015).

W literaturze brak jest dokładnych informacji na temat żywienia tarłaków w okresie poprzedzającym bezpośrednio rozród. W Zakładzie Hodowli Ryb Jesiotrowatych IRS w Olsztynie tarlaki po odłowieniu z zimochowów i przeniesieniu do dojrzewalni są żywione paszami tarłakowymi (dobowa dawka pokarmowa 0,1% biomasy ryb na dobę). Karmienia ryb zaprzestaje się na 5 dni przed planowanym terminem tarła.

### 2.3. Stymulacja hormonalna

Osiągnięcie finalnych etapów dojrzewania jest znacznie łatwiejsze u samców. U części z nich do uzyskania spermacji wystarczy sama stymulacja termiczna, dotyczy to zwłaszcza jesiotra rosyjskiego (*Acipenser gueldenstaedti*). Najczęściej jednak przeprowadza się iniekcje hormonalne. Skuteczne działanie uzyskuje się przy zastosowaniu Ovipelu (1 granula/kg masy ciała (m.c.)), homogenizatu przysadki mózgowej karpia (3-4 mg/kg m.c.) lub analogu LH-RH (0,03 mg kg<sup>-1</sup> m.c.) (Horváth i in. 1986, Kolman 2005). U samców najczęściej wykonuje się jednokrotną iniekcję, 24 lub 36 godzin przed przewidywanym terminem sztucznego tarła.

Do wywołania owulacji u samic w warunkach kontrolowanych stosowanie stymulacji hormonalnej jest konieczne, chociaż incydentalnie jest możliwe jej wywołanie czynnikami środowiskowymi (Szczepkowski 2011). Podobnie jak u większości innych



gatunków, samicom preparaty hormonalne podaje się w dwóch dawkach, w odstępie 12-godzinnym. U samic stwierdzono bardzo niską skuteczność stosowania Ovopelu, dlatego w praktyce wykorzystuje się przysadkę mózgową ryb karpowatych (4-8 mg/kg m.c.) lub LH-RH (0,1 mg/kg m.c.).

Jesiotrom hormony podaje się domięśniowo, a miejsce wstrzyknięcia jest masowane, co pomaga wprowadzić preparat (Conte i in. 1988). Mniejsze osobniki są iniekowane po ich wyłowieniu z basenów, u większych wygodniejsze dla obsługi i bezpieczniejsze dla ryb jest przeprowadzanie iniekcji w basenach, pod wodą. Po wkłuciu igły i wstrzyknięciu hormonu pozostawiamy strzykawkę na okres 1-2 minut w ciele ryb i dopiero po tym czasie ją wyjmujemy. W takim przypadku nie jest konieczne masowanie miejsca wstrzyknięcia hormonu. Podczas iniekowania pod wodą ryby zachowują się zazwyczaj spokojnie, a cały zabieg może być przeprowadzony przez jedną osobę. Hormon powinien być przygotowany w taki sposób, aby ilość wprowadzanego do mięśni ryby roztworu nie przekraczała 1 ml na 10 kg masy ciała ryby.

#### *2.4. Pozyskiwanie ikry i mlecza*

Okres od iniekcji do pozyskania ikry jest cechą bardzo zmienną w różnych ośrodkach hodowlanych i waha się najczęściej od 16 do 28 godzin. Nie wydaje się, aby był on specyficzny dla różnych gatunków jesiotrowatych. Dłuższy okres jest najczęściej związany z problemami końcowego dojrzewania i jego efektem jest niska jakość pozyskanej ikry. W jednakowych warunkach okres od iniekcji do owulacji jest krótszy w przypadku stosowania analogu LH-RH niż homogenizatu przysadki.

Należy zwrócić uwagę na fakt bardzo szybkiego przejrzenia wyowulowanej ikry, dlatego trzeba dokładnie określić moment jej pobierania. Pewnym symptomem zbliżania się owulacji jest wzrost aktywności samic, podstawowym zaś wskaźnikiem obecności ikry na dnie basenu, w którym są przetrzymywane. Oceny można dokonać wizualnie lub poprzez zebranie osadu z dna basenów (za pomocą lewarowania lub gęstego kasarka). Okres od owulacji do zapłodnienia nie powinien przekraczać 2 godzin, po tym czasie zdolność do zapłodnienia gwałtownie maleje. Widocznym tego objawem

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

jest zmiana konsystencji ikry (jej zmięknienie i związana z tym łatwość pęknięcia) oraz jej zabarwienia – staje się bardziej biała.

Ryby jesiotrowate posiadają szereg cech powodujących konieczność stosowania w ich rozrodzie innych rozwiązań niż w przypadku większości ryb. Należy do nich m. in. specyfika budowy układu rozrodczego jesiotrów, uniemożliwiająca bezpośrednio pozyskiwanie ikry techniką stosowaną najczęściej u innych gatunków ryb, tzn. jedynie poprzez ucisk i masaż powłok brzusznych. U ryb jesiotrowatych jajowody mają postać lejków otwartych do jamy ciała, których wlot znajduje się daleko od otworu płciowego (fot. 3).



Fot. 3. Wlot lejka jajowodu w jamie ciała samicy jesiotra syberyjskiego (oznaczony strzałką) (fot. M. Szczepkowski).



## 2.5. Metody pozyskiwania ikry

Obecnie ikrę pozyskuje się poprzez nacinanie jajowodu (Poduszka 1999) lub za pomocą cewnika wprowadzanego przez jajowód do jamy ciała (Szczepkowski i Kolman 2011).

### 2.5.1. Nacinanie jajowodu

W tej metodzie ikrę pozyskuje się poprzez nacinanie końcowego odcinka jajowodu (Podushka 1999). Metoda ta wymaga precyzyjnego użycia odpowiednio przystosowanego do tego celu skalpela chirurgicznego. Dzięki powstałemu po nacięciu otworowi ikra nie musi przechodzić przez cały jajowód, a tylko przez jego końcowy odcinek. W ten sposób możliwe jest zebranie całej wyowulowanej ikry do przygotowanego naczynia. Ilość pobieranej ikry jest o około 10% mniejsza niż we wcześniej stosowanej metodzie tradycyjnej, z rozcięciem powłok brzusznych (Bani i Banan 2010), jednak pozwala na zachowania życia ryb. Istotne jest, aby wykonane nacięcie było jak najmniejsze.

### 2.5.2. Pobieranie ikry cewnikiem

Ten sposób pobierania ikry polega na wprowadzaniu cewnika do jamy ciała przez otwór płciowy i jajowód (fot. 4) (Szczepkowski i Kolman 2011). Jako cewnik służą wężyki polipropylenowe lub silikonowe o średnicy dobranej do wielkości ryb.

U większych samic o masie ciała powyżej 20 kg stosowano cewniki o średnicy zewnętrznej 13,8 mm i wewnętrznej 12,1 mm, u mniejszych ryb – o średnicy zewnętrznej 10 mm i wewnętrznej 7,9 mm. Długość cewnika powinna wynosić około 1/3 długości ciała ryby. Istotą metody jest wprowadzenie cewnika w ten sposób, aby jego koniec znalazł się w jamie ciała samicy i umożliwił otwarcie wlotu jajowodu. Następnie poprzez masaż powłok brzusznych w wyniku powstałego ciśnienia ikra jest wtłaczana do rurki, którą przepływa do naczynia zbiorczego. Ważne jest, aby koniec rurki znajdował się poniżej ciała samicy. Zaletą pozyskiwania ikry cewnikiem jest jej mniejsza inwazyjność związana z brakiem zabiegów chirurgicznych i koniecznością używania skalpela. Co prawda wprowadzanie cewnika dość głęboko do ciała wymaga dużej ostrożności, ale nie

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

powoduje często obserwowanego przy podcinaniu jajowodu krwawienia. Dzięki temu ryba może lepiej znieść sztuczne tarło i szybciej wrócić do dobrej kondycji. Pobieranie ikry przy użyciu cewnika jest również łatwiejsze dla osób, które nie mają dużego doświadczenia przy rozrodzie jesiotra.



Fot. 4. Pobieranie ikry za pomocą cewnika wprowadzonego do jamy ciała (fot. M. Szczepkowski).

Uzupełnieniem sposobu pozyskiwania ikry cewnikiem może być metoda pneumatyczna, w której zamiast nacisku ręcznego na powłoki ciała stosuje się gazy wtlaczane do jamy ciała (Kowalski i in. 2015), jednak wymaga ona jeszcze dopracowania.

#### *2.6. Pozyskiwanie mlecza*

Pozyskiwanie mlecza jesiotrów odbywa się najczęściej za pomocą katetera. U małych osobników (np. sterleta) skuteczniejszą metodą może być bezpośrednie wyciskanie mlecza do większego naczynia. Ilość pozyskiwanego nasienia waha się od kilku – kilkunastu mililitrów u sterleta do nawet kilkuset mililitrów u jesiotra





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

---

syberyjskiego i rosyjskiego. Pobrane nasienie można przechowywać do czasu zapłodnienia w niewielkich zamykanych pojemnikach.

### *2.7. Wskaźniki rozrodu*

Ilość pozyskiwanej ikry jest najniższa podczas pierwszego rozrodu. U ryb dojrzewających po raz pierwszy w Zakładzie Hodowli Ryb Jesiotrowatych w Pieczarkach Instytutu Rybactwa Śródlądowego w Olsztynie (ZHRJ IRS w Olsztynie) wynosiła ona przeciętnie 12,2% masy ciała, a podczas kolejnych rozrodów była o około 1% wyższa. Wielkość ziaren ikry jest silnie zróżnicowana w zależności od gatunku i wielkości samic: w 1 kg ikry jesiotra rosyjskiego znajduje się 40 – 60 tys. ziaren, jesiotra syberyjskiego 50 – 70 tys. ziaren, a sterleta 120-180 tys. ziaren. U jesiotrów jakość ikry nie jest tak silnie związana z wiekiem ryb, jak u większości innych gatunków ryb. Doskonałej jakości ikrę można pozyskać nawet ryb dojrzewających po raz pierwszy.

### *2.8. Problemy związane z rozrodem i inkubacją ikry*

Podstawowe problemy podczas rozrodu jesiotrów są związane z pozyskiwaniem ich ikry. Niekiedy bardzo trudno jest wydobyć ikrę z samicy, ze względu na obecność tłuszczowych fragmentów gonady blokujących wypływanie ikry. Taka sytuacja najczęściej ma miejsce u tarlaków żywionych nadmiernymi dawkami paszy lub niewłaściwego rodzaju i dotyczy szczególnie ryb przystępujących do rozrodu pierwszy raz. Częstym problemem wpływającym na jakość pozyskanej ikry jest zbyt późne zauważenie owulacji samic, co skutkuje przejrzeniem ikry. Po upływie przewidywanego okresu od iniekcji ryby powinny być poddane dokładnemu przeglądowi, w celu zauważenia ewentualnych niedrożności jajowodu uniemożliwiających wydostawanie się ikry.

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

### **3. Wylęgarnictwo ryb jesiotrowatych**

#### *3.1. Wymagania dla wylęgarni ryb jesiotrowatych*

Wylęgarnictwo ryb jesiotrowatych ma stosunkowo krótką historię, chociaż doniesienia o sztucznym rozrodzie tych ryb pojawiają się już w XIX wieku. W XX wieku w największym stopniu wylęganiami jesiotrów zajmowano się w krajach byłego Związku Radzieckiego, w których występowały najliczniejsze populacje naturalne. Do wylęgania ikry jesiotrów opracowano aparaty o specjalnej konstrukcji (fot. 5), w których leżąca ikra była okresowo wstrząsana, aby nie dopuścić do jej zbrzylenia się i zapewniających stałe natlenienie.



Fot. 5. Aparat do inkubacji ikry jesiotrów w obiekcie rybackim na Łotwie (fot. M. Szczepkowski).

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

W Polsce historia wylęgania jesiotrów jest bardzo krótka, pierwszy sztuczny rozród przeprowadzono w 1999 roku (Kolman i in. 1999). Wymagane temperatury do inkubacji jaj w zależności od gatunku mieszczą się w przedziale od 12 do 20°C. Inkubację przeprowadza się w systemach o zamkniętym obiegu wody (RAS), co jest niezbędne w przypadku przeprowadzania rozrodu przedsezonowego (Kolman i Szczepkowski 2001) i zapewnia bezpieczeństwo zdrowotne larw przeznaczonych do podchowu.



Fot. 6. Wylęgarnia ryb jesiotrowatych (fot. M. Szczepkowski).

Ze względu na dużą podatność ikry na grzyby pleśniowe standardowym wyposażeniem wylęgarni powinien być układ do sterylizacji wody, np. w postaci lamp UV. Praca w systemie zamkniętym wymaga również zastosowania biofiltra. Mogą to być np. filtry biologiczno-mechaniczne z możliwością płukania w czasie pracy wylęgarni.



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

---

Dodatkowo wylęgarnia powinna być wyposażona w półki przy aparatach, które znacznie ułatwiają prace przy zapładnianiu, obsadzaniu i pielęgnacji ikry (fot. 6).

Po każdorazowej inkubacji wylęgarnia wraz z używanym sprzętem do tarła muszą być dokładnie zdezynfekowane. Wylęgarnia powinna być uruchomiona najpóźniej tydzień przed planowanym rozrodem, tak aby zapewnić wpracowanie się złoża i podgrzanie wody do wymaganej temperatury.

### *3.2. Charakterystyka ikry i nasienia ryb jesiotrowatych, procedura zapłodnienia*

Przy zapładnianiu ikry jesiotrów najbardziej efektywna jest tzw. metoda półsucha, polegająca na dodawaniu do pozyskanej ikry mleczka rozcieńczonego wodą. Jest to możliwe, ponieważ zarówno oocyty, jak i plemniki jesiotrów po kontakcie z wodą zachowują zdolność do zapłodnienia i ruchu przez stosunkowo długi okres, nawet do kilkudziesięciu minut (Ginsburg 1968). Rozcieńczanie mleczka w wodzie (w stosunku od 1:50 do 1:200) ma na celu zapobieganie zjawisku polispermii, czyli wnikaniu do jaja więcej niż jednego plemnika. Jest to możliwe, ponieważ w oocytach jesiotrów jest wiele mikropyli. Skutkiem polispermii są nieprawidłowe podziały zapłodnionej ikry i powstawanie różnego rodzaju deformacji rozwijających się zarodków. Obecnie do zapładniania ikry z powodzeniem może być stosowane nasienie kriokonserwowane. Podstawy tej metody zostały opracowane w Polsce (Głogowski i in. 2001).

Ikra jesiotrowatych charakteryzuje się bardzo dużą kleistością, dlatego w praktyce po dodaniu roztworu zapładniającego pozostawia się ją w spokoju tylko na okres około 3 minut. Do rozklejania ikry jesiotrów stosuje się m.in. muł rzeczny (ziemię Fullera), kaolin, roztwór mleka, taniny lub kombinacje tych substancji. W przypadku pierwszych trzech metod czas konieczny do pozbawienia ikry kleistości wynosi około 1 godziny. Przy zastosowaniu taniny (stężenie 1:2000, dwukrotne przepłukiwanie ikry, przez 45 i 30 sekund) proces odklejania kończy się po około 10 minutach od początkowego kontaktu ikry z wodą (Kolman i Szczepkowski 2005). Odklejanie jest zabiegiem koniecznym, ale przy niewłaściwym wykonywaniu może mieć negatywny wpływ na przebieg inkubacji. Stosowanie roztworu mleka zwiększa podatność ikry na pleśnienie, a stosowanie ziemi Fullera zmniejsza powierzchnię wymiany przez błony oocytu i utrudnia ocenę jakości

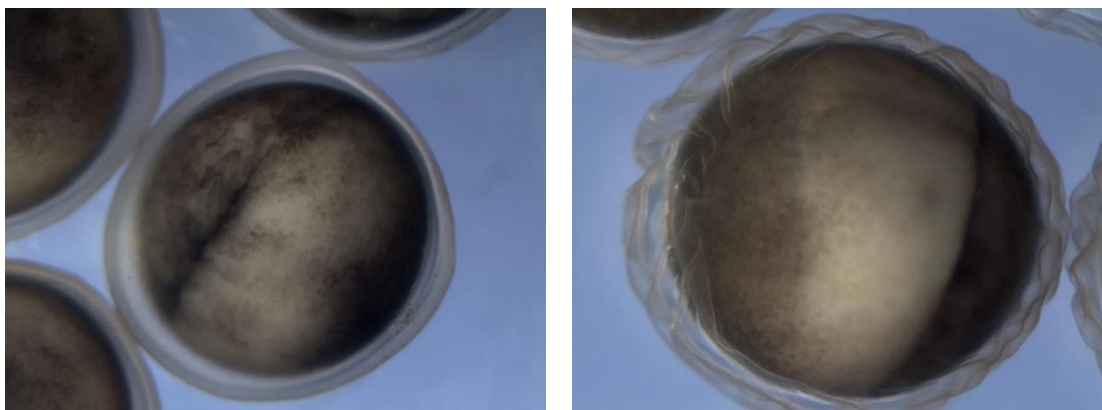
Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”;  
ETAP II; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

---

ikry (fot. 7). W przypadku taniny należy zwrócić uwagę na właściwą koncentrację tego środka i czas płukania ikry, ponieważ może ona spowodować silne zmiany otoczek, ich utwardzenie, co skutkuje utrudnieniem możliwości wchłaniania wody do wnętrza oocytów i nieprawidłowym ich pęcznieniem (fot. 8).



Fot. 7. Ikra jesiotra ostronosego odklejana ziemią Fullera (widoczne liczne grudki na powierzchni jaja).



Fot. 8. Ikra jesiotra odklejana taniną: a) prawidłowo (z lewej) i b) zbyt długo (z prawej) (fot. M. Szczepkowski).

### 3.3. Inkubacja ikry

Do inkubacji ikry jesiotra wykorzystuje się najczęściej aparaty o pionowym przepływie wody: Weissa i McDonalda. Dużo korzystniejsze, ze względu na mniejszą pracochłonność procesu inkubacji, są te drugie. Dzięki bardzo równomiernemu przepływowi wody martwa ikra gromadzi się u góry aparatu i można ją stosunkowo łatwo usunąć już na wczesnych etapach inkubacji (fot. 9). Ponadto zapewnienie odpowiedniego ruchu ikry w całej objętości jest możliwe przy niższych przepływach wody niż w aparatach Weissa.

Ikra jesiotrów dobrze znosi zwiększony przepływ wody. Trzeba jednak zwrócić uwagę na jej silne pęcznienie, dlatego w aparacie typu McDonalda nie należy umieszczać więcej niż 1,5 (maksymalnie 1,7 kg) zapłodnionej ikry.

Pielęgnacja jaj sprowadza się najczęściej do usuwania martwej ikry zgromadzonej w górnej części aparatu inkubacyjnego. Ikra jesiotrowatych jest bardzo podatna na infekcje grzybicze, a proces zarażania i sklejanie strzępkami grzybni kolejnych ziaren przebiega bardzo szybko. Ponieważ nie opracowano skutecznych metod kąpiei, zapobieganie stratom polega na ręcznym przebieganiu grudek sklezionej ikry. Zabieg ten należy wykonywać codziennie, a niekiedy nawet dwa razy dziennie. W przypadku partii ikry bardzo słabej jakości (o przeżywalności poniżej 40%) przebieganie ikry może być konieczne, by uchronić ją przed całkowitą stratą.

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

Okres inkubacji jaj (w temperaturze 16°C) trwa około 7 dni, a długość okresu klucia się larw około 2 dni od momentu rozpoczęcia wylęgania.



Fot. 9. Inkubacja w aparatach Mc Donalda, w górnej części zgromadzona martwa ikra (fot. M. Szczepkowski).

#### *3.4. Rozwój zarodkowy*

U ryb jesiotrowatych (należących do grupy chrzęstnokostnych), w porównaniu z rybami doskonałokostnymi (Teleostei) istnieje szereg różnic w przebiegu procesów życiowych szczególnie w okresie embrionalnym, co sprawia, że przy pierwszym kontakcie z rozwijającą się ikrą jesiotrów można mieć sporo trudności z prawidłową oceną rozwoju zarodkowego.

Bruzdkowanie jaj jesiotrów przebiega podobnie jak u płazów w sposób całkowity, czyli dzieli się cała komórka jajowa. Pierwszy podział u jesiotra syberyjskiego następuje po około 4 godzinach od zaplemnienia i polega na tworzeniu się w centrum bieguna



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

---

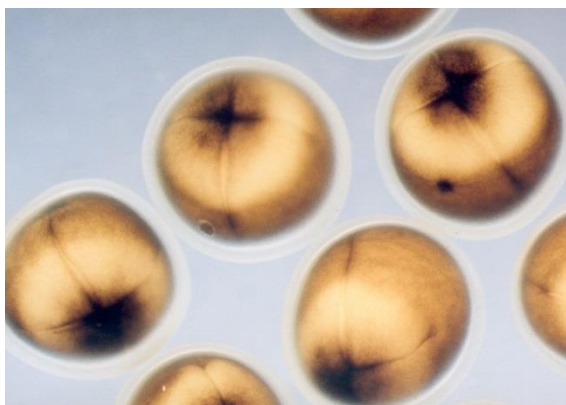
animalnego bruzdy schodzącej stopniowo w dół i w głąb jaja. Po następnej 1,5 godziny zaczyna tworzyć się druga bruzda podziałowa przebiegająca prostopadle do pierwszej (fot. 10a). Stopień zapłodnienia jaj najłatwiej określa się na stadium drugiego podziału, bowiem w tej fazie rozwoju można łatwo rozpoznać zarówno jaja niezapłodnione, jak i polispermiczne, dla których charakterystyczna jest większa liczba blastomerów. Kolejne podziały jaja następują synchronicznie - w podobnych odstępach czasowych. W trakcie trzeciego podziału kolejne bruzdy przebiegają w ten sposób, że na biegunie animalnym powstaje 8 blastomerów podobnej wielkości. Począwszy od czwartego podziału blastomery różnicują się wielkościowo i w wyniku kolejnych podziałów powstaje grupa drobnych komórek na biegunie animalnym zwanych mikromerami oraz duże komórki na biegunie wegetatywnym – makromery (fot. 10 b).

Po około 24-27 godzinach od zapłodnienia w okolicach równika jaja widoczne jest nagromadzenie ciemnych komórek. W tym miejscu tworzy się szczelina - prągęba (fot. 10c), co oznacza początek gastrulacji, procesu prowadzącego do utworzenia się listków zarodkowych. W kolejnych godzinach szczelina rozszerza się wokół całego jaja i stopniowo przemieszcza w kierunku bieguna wegetatywnego. W miarę postępowania gastrulacji mikromery nasuwają się na powierzchnię makromerów, przez co ciemne komórki bieguna wegetatywnego są widoczne początkowo w postaci zmniejszającego się „korka” (czopa Rusconiego), a po jego całkowitym wchłonięciu ikra jaśnieje (fot. 10 d). Zakończenie gastrulacji następuje w momencie całkowitego przykrycia bieguna wegetatywnego, co u jesiotra syberyjskiego następuje po upływie 50 godzin po zapłodnieniu. Proces gastrulacji jest okresem krytycznym w rozwoju embrionalnym i najczęściej w trakcie tego etapu ma miejsce największa część strat.

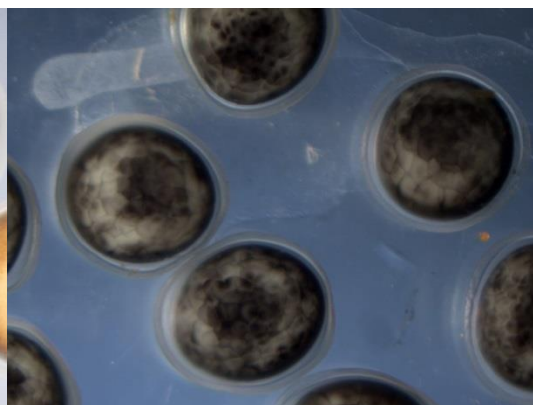
Następnym etapem jest formowanie się ciała zarodka. Od bieguna wegetatywnego zaczyna się tworzyć rynienka nerwowa rozszerzająca się w części głowowej. Gdy jej długość osiąga około połowy obwodu jaja, brzegi rynienki zaczynają się zrastać tworząc wałeczki nerwowe (stadium neuruli). Po obu stronach zarodka ukośnie do osi ciała przebiegają kanaliki nerkotwórcze - zaczątki układu wydalniczego (fot. 10 e). Po 72 godzinach część głowowa jest znacznie szersza od pozostałej części zarodka i widoczne są w niej tworzące się łuki skrzelowe.



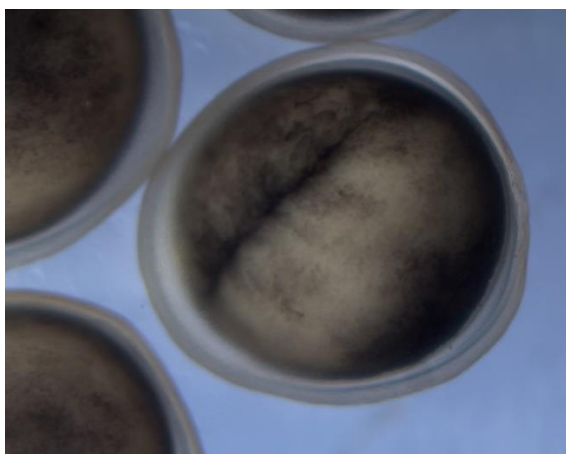
Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”;  
ETAP II; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: 00002-6521.2-OR1400003/18/20 z dnia 16.01.2020 r.



a) II podział



b) bruzdkowanie



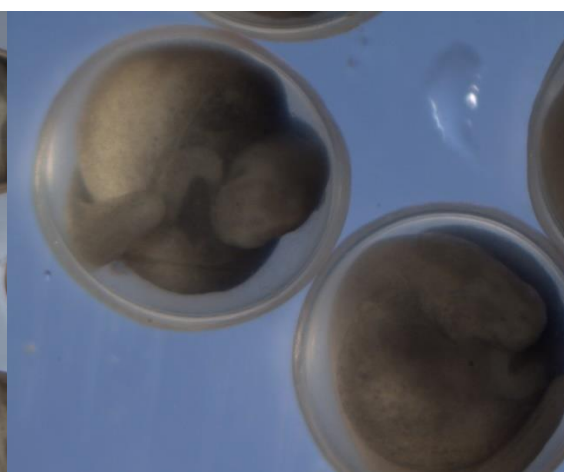
c) gastrulacja



d) koniec gastrulacji



e) organogeneza



f) stadium serca

Fot. 10 a-f. Etapy rozwoju embrionalnego jesiotrów (fot. M. Szczepkowski).



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

---

Po 90 godzinach od zapłodnienia można zauważyć serce umiejscowione pośrodku tułowia bezpośrednio przed głową. Początkowo serce ma postać prostej rurki, następnie wygina się na kształt litery S (fot. 10 f). Pierwsze skurcze serca można zaobserwować po 103 godzinach od zapłodnienia. Początkowo są one nieregularne i powolne, a następnie coraz bardziej rytmiczne. Po rozpoczęciu pracy serca ciało embrionu jesiotra silnie wydłuża się i jego część ogonowa zbliża się do głowy. W tym okresie, tzn. po upływie ok. 117 godzin zarodek zaczyna wykonywać pierwsze ruchy wewnątrz jaja. Wykluwanie się pierwszych larw następuje po 152 godzinach, masowego charakteru nabiera po 7 dobach (168 godzinach) od momentu zapłodnienia jaj. Opisane czasy poszczególnych stadiów rozwojowych dotyczą inkubacji w temperaturze wody 17°C.

Świeżo wyklute larwy próbują energicznymi ruchami wypłynąć z aparatu inkubacyjnego. Cały proces wykluwania trwa około 2 dób. Po tym czasie w aparacie pozostaje martwa ikra oraz zarodki, które nie były w stanie wydostać się na zewnątrz. U części z nich widoczne są wyraźne deformacje w postaci np. skrzywienia i skrócenia ciała, uszkodzenia woreczka żółtkowego. Larwy takie wykonują nieskoordynowane, obrotowe ruchy ciała wokół własnej osi. Zazwyczaj w aparacie inkubacyjnym pozostaje pewna część larw wyglądająca normalnie. Praktyka jednak pokazuje, że taki wylęg w dalszym chowie jest nieprzydatny, gdyż jego większość ginie już w początkowej fazie rozwoju postembrionalnego. Dlatego do dalszego podchowu należy wykorzystywać tylko te osobniki, które potrafią samodzielnie wypłynąć z aparatu. Wyniki inkubacji mierzone przeżywalnością wylęgu w dużym stopniu zależą od jakości tarlaków, sposobu ich przygotowania do tarła oraz techniki przeprowadzenia sztucznego tarła. Mogą się one wahać w poszczególnych przypadkach od 0% do ponad 80% (Szczepkowski 2018).

Zasadnicze etapy rozwoju embrionalnego u różnych gatunków i krzyżówek jesiotrowatych wyglądają bardzo podobnie. Należy jednak pamiętać o tym, że poszczególne gatunki różnią się pod względem wymagań termicznych i w związku z tym różna jest dynamika przebiegu poszczególnych stadiów rozwojowych. Dodatkowym utrudnieniem w ocenie prawidłowości rozwoju embrionalnego jest odmienne charakterystyczne ubarwienie jaj uzyskiwanych od samic należących do różnych gatunków czy krzyżówek. Niewielkie różnice mogą też występować u poszczególnych



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

---

osobników w obrębie tego samego gatunku. Wysoka koncentracja pigmentu w ikrze ryb jesiotrowatych, w tym również w wielowarstwowej otoczce jajowej sprawia, że w większości stadiów rozwojowych embrionów ocena ich przeżywalności bez użycia dobrej jakości lupy binokularowej i często preparacji ikry bywa zawodna.

#### 4. Literatura

- Bani A., Banan A. 2010 – Comparison between microsurgery and traditional egg removal from starry sturgeon, *Acipenser stellatus*, broodstock – J. World Aquac. Soc. 41: 144-148.
- Conte F.S., Doroshov S.I., Lutes P.B., Strange E.M. 1988 – Hatchery manual for the white sturgeon *Acipenser transmontanus* R. with application to other North American Acipenseridae – Div. Agric. Nat. Res., University of California, Oakland: 89 p.
- Falahatkar B., Akhavan S.R., Tolouei Gilani M.H., Abbasalizadeh A. 2013 – Sex identification and sexual maturity stages in farmed great sturgeon, *Huso huso* L. through biopsy – Iran. J. Vet. Res. 14(2): 133-139.
- Ginsburg A.S. 1968 – Oplodotvorenije u ryb i problema polispermii. Izdz. Nauka, Moskwa, 358 s.
- Glogowski J., Kolman R., Sieczyński P., Ciereszko A., Szczepkowski M. 2001 - Zastosowanie kriokonserwacji mlecza w sztucznym rozrodzie jesiotra – Komun. Ryb. 2: 3-5.
- Horváth L., Péteri A., Kouril J. 1986 – Successful sterlet, *Acipenser ruthenus* L., propagation with synthetic LH-RH hormone – Aquac. Fish. Manage. 17: 113-116.
- Hurvitz A., Jackson K., Degani G., Levavi-Sivan B. 2007 – Use of endoscopy for gender and ovarian stage determinations in Russian sturgeon (*Acipenser gueldenstaedtii*) grown in aquaculture – Aquaculture 270: 158-166.
- Judycka S., Szczepkowski M., Ciereszko A., Słowińska M., Bodek G., Dietrich G.J. 2015 – Characterization of Siberian sturgeon (*Acipenser baerii*, Brandt 1869) sperm obtained out of season – J. Appl. Ichthyol. 31: 34-40.
- Kazanski B.N., Feklow J.A., Podushka S.B., Molodtsov A.N. 1978 – Szybka metoda określania stopnia dojrzałości gonad tarlaków jesiotra – Rybn. Khoz. 2: 24-27.



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

---

- Kolman R. 2005 – Jesiotry – Wyd. IRS, Olsztyn, 140 s.
- Kolman R. 2020 – Chów i hodowla jesiotrów - Wyd. IRS, Olsztyn, 121 s.
- Kolman R., Szczepkowski M. 2001 – Przyspieszone sztuczne tarło jesiotrów – Komun. Ryb. 1: 8-11.
- Kolman R., Szczepkowski M. 2005 – Odklejanie ikry ryb jesiotrowatych w roztworze taniny – W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb sumokształtnych i innych gatunków (Red.) Z. Zakęś. Wyd. IRS, Olsztyn: 175-180.
- Kolman R., Szczepkowski M., Szczepkowska B. 1999 – Tarło ryb jesiotrowatych (Acipenseridae) – W: Bioróżnorodność, zasoby i potrzeby ochrony fauny Polski. Wyd. Wyższa Szkoła Pedagogiczna, Słupsk: 31-32.
- Kowalski R.K., Szczepkowski M., Szczepkowska B., Sarosiek B., Cejko B.I., Judycka S., Dryl K., Dryl B. 2015 – Pneumatyczna metoda pobierania oocytów ryb jesiotrowatych – W: Stan wiedzy i innowacje w rozrodzie ryb jesiotrowatych (Red.) A. Kowalska, B.I. Cejko, R.K. Kowalski, B. Sarosiek. Wyd. IRZiBŻ PAN, Olsztyn: 91-111.
- Lirski A., Myszkowski L. 2021 – Polska akwakultura w 2020 roku na podstawie analizy kwestionariuszy statystycznych RRW-22. Część 1 – Komun. Ryb. 6: 2-9.
- Moghim M., Vajhi A.R., Veshkini A., Masoudifard M. 2002 – Determination of sex and maturity in *Acipenser stellatus* by using ultrasonography – J. Appl. Ichthyol. 18: 325–328.
- Podushka S.B. 1999 – Poluchenie ikry u osetrovykh s sokhranieniem zhizni proizvoditeley – Nauch.-Tekhn. Bul. Lab. Ikhtiol. INENKO, St. Petersburg 2: 4-19.
- Szczepkowski M. 2011 – Spontaniczne tarło jesiotra w systemie recyrkulacyjnym – W: Nowe gatunki w akwakulturze – rozród, podchów, profilaktyka (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalska. Wyd. IRS, Olsztyn: 35-43.
- Szczepkowski M. 2018 – Sztuczny rozród jesiotra syberyjskiego (*Acipenser baerii*) i jesiotra rosyjskiego (*Acipenser gueldenstaedti*) – wpływ wybranych czynników na jego efektywność – W: Wylęgarnictwo i podchowy ryb oraz raków (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś. Wyd. IRS, Olsztyn: 37-44.



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

---

Szczepkowski M., Kolman R. 2002 – Wstępna ocena efektów chowu narybku jesiotrów uzyskanych w wyniku przyspieszonego tarła – W: Wylęgarnia 2001-2002 (Red.) Z. Okoniewski, E. Brzuska. Wyd. IRS, Olsztyn: 195-197.

Szczepkowski M., Kolman R. 2011 – A simple method for collecting sturgeon eggs using a catheter – Arch. Pol. Fish. 19: 123-128.

Szczepkowski M., Kolman R., Szczepkowska B. 2015 – Impact of feed ration on growth and the results of sterlet, *Acipenser ruthenus* L., artificial reproduction – Aquac. Res. 46: 2147-2152.

Zakęś Z., Jarmołowicz S., Rożyński M. 2014 – Znakowanie znaczkami PIT – prosta i skuteczna metoda identyfikacji ryb – Komun. Ryb. 6: 27-31.