

Instrukcja doradcza

nr 4/RJ/2021

Sztuczny rozród i podchów jesiotra syberyjskiego i sterleta

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

Instrukcja doradcza

Sztuczny rozród i podchów jesiotra syberyjskiego i sterleta

Autorzy:

Dr hab. Mirosław Szczepkowski¹

Dr inż. Bożena Szczepkowska¹

Dr inż. Sławomir Krejszeff²

Mgr inż. Marek Hopko²

¹ Zakład Hodowli Ryb Jesiotrowatych, Instytut Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza w Olsztynie

² Zakład Akwakultury, Instytut Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza w Olsztynie

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

Spis treści

1. Planowanie rozrodu ryb jesiotrowatych	4
2. Rozpoznawanie płci.....	4
3. Warunki dojrzewania.....	5
4. Stymulacja hormonalna	10
5. Pozyskiwanie ikry jesiotrów.....	11
6. Problemy pozyskiwania ikry	14
7. Pozyskiwanie nasienia.....	14
8. Procedura zapłodnienia	15
9. Inkubacja ikry	16
10. Przetrzymanie larw do rozpoczęcia żerowania.....	17
11. Wstępny podchów larw	19
12. Podchów narybku	19
13. Literatura.....	20

1. Planowanie rozrodu ryb jesiotrowatych

Podstawowym warunkiem rozrodu jest odpowiedni wiek i masa ciała tarlaków. U jesiotra syberyjskiego wiek dojrzewających po raz pierwszy samiec wynosi najczęściej 8-9 lat. Masa ciała ryb zazwyczaj przekracza u samic 10 kg, a u samców około 4-6 kg. Nie należy się jednak kierować wyłącznie tym kryterium, ponieważ w sporadycznych przypadkach jest możliwe osiągnięcie dojrzałości przez znacznie mniejsze osobniki: samice o masie ciała nawet 6 kg i samców około 2,5 kg. U sterleta samce dojrzewają zazwyczaj w wieku 3-4 lat (masa ciała 0,8-1,2 kg), a samice 5 lat (masa ciała 1-1,5 kg).

Kluczowym elementem wstępnego planowania rozrodu jest dobór i właściwe przygotowanie tarlaków. Potencjalne zagrożenia są związane przede wszystkim z aspektami genetycznymi to jest m.in.:

- niewielką liczebnością początkową ryb wykorzystywanych w hodowli i znaczną możliwością spokrewnienia ryb,
- występowaniem osobników obojnaczych (hermafrodytów), szczególnie u sterleta,

2. Rozpoznawanie płci

Do rozpoznawania płci ryb mogą być wykorzystywane różne metody m.in. polegające na wykonywaniu biopsji poprzez tzw. trokarowanie lub nacięcia skalpelem (Falahatkar i in. 2013) oraz z wykorzystaniem technik ultrasonografii i endoskopii (Moghim i in. 2002, Hurvitz i in. 2007).

W praktyce do rozpoznawania płci wykorzystuje się najczęściej technikę biopsji oraz ultrasonografii (USG). Obie metody wymagają dużego doświadczenia prowadzącego je specjalisty. Należy tu podkreślić, że obecnie w praktyce hodowlanej technika ultrasonografii pozwala na wcześniejsze diagnozowanie płci ryb niż przy użyciu trokara, jednak nie pozwala na ostateczną ocenę stopnia dojrzałości ryb przed samym tarłem.

W technice biopsji wykorzystuje się trokar, który wprowadzamy do jamy ciała z bocznej lub dolnej strony ciała. 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. Przy ocenie młodszych ryb, gdy u samic nie można wyodrębnić makroskopowo oocytów ważnym kryterium umożliwiającym rozróżnienie płci jest barwa gonad. Samców biała, samic żółta. U jesiotra syberyjskiego wielkość dojrzałych oocytów waha się w przedziale 2,4-2,7 mm, zaś u sterleta 1,8-2,1 mm.

3. Warunki dojrzewania

Po wyborze ryb do stada tarłowego następuje długotrwały okres dojrzewania ryb. Samce, podobnie jak u większości gatunków ryb wcześniej osiągają dojrzałość płciową. Ze względu na długi okres oczekiwania konieczne jest zapewnienie warunków minimalizujących ryzyko i błędy hodowlane. Najważniejszymi czynnikami, na które należy zwrócić uwagę są odpowiednie warunki środowiskowe i żywienie.

Do utrzymywania tarlaków w okresie ich dojrzewania można wykorzystywać różne systemy hodowlane. Mogą to być zarówno stawy betonowe typu pstrągowego, stawy ziemne, a nawet systemy recyrkulacyjne. Istotnym czynnikiem długookresowej stymulacji dojrzewania jest temperatura wody. W wodach podgrzanych okres osiągania dojrzałości płciowej ulega znacznemu skróceniu w stosunku do naturalnej termiki wody, w przypadku niektórych gatunków nawet o kilka lat.

Ryby jesiotrowate można zaliczyć do grupy o umiarkowanych wymaganiach środowiskowych. Należy jednak zwrócić uwagę na różnice pomiędzy poszczególnymi gatunkami. Gatunkiem najbardziej tolerancyjnym na niekorzystne warunki jest jesiotr syberyjski, natomiast sterlet należy do gatunków wrażliwych. Najważniejsze czynniki, które mogą mieć wpływ na dobrostan tarlaków to zawartość tlenu w wodzie oraz poziom azotu amonowego i azotynów. Zawartość tlenu nie powinna spadać poniżej 50% nasycenia, natomiast zawartość amoniaku i azotynów nie powinna przekraczać 1 mg/l. Szczególnie dużą wrażliwość wykazują tarlaki w okresie bezpośrednio przed tarłem. Stwierdzono, że nawet krótkotrwały wzrost amoniaku bądź azotynów do wartości 4-5 mg/l może wywoływać śnięcia.

W żywieniu ryb przeznaczonych do sztucznego rozrodu należy wykorzystywać pasze dla reproduktorów. Charakteryzują się one wyższą zawartością białka (48-52%) i

witamin oraz niższą zawartością tłuszczu (9-14%) od typowych pasz tuczowych. Generalnie należy stosować dawki pokarmowe zalecane przez producenta danej paszy.

Karmienie ryb powinno być kontynuowane również w okresie zimowym. Latem żywienie tarlaków podczas występowania wysokich temperatur wody powyżej 24 °C powinno być ograniczone i ściśle kontrolowane, natomiast powyżej 27 °C należy całkowicie zaprzestać podawania pasz. Dobowa dawka pokarmowa dla tarlaków może być skarmiona w 1-2 porcjach, jednak korzystniejsze jest podzielenie jej na kilka mniejszych porcji. Pasza może być podawana zarówno w dzień jak i w nocy. Przy żywieniu reproduktorów często popełniane są różne błędy hodowlane, które wpływają na efektywność późniejszego rozrodu (Szczepkowski i in. 2015). Należy unikać nadmiernego karmienia, ponieważ szybki wzrost i osiągnięcie dużej masy ciała nie są równoznaczne z uzyskaniem dojrzałości płciowej. W skrajnych przypadkach, przy stosowaniu zbyt intensywnego karmienia lub niewłaściwych pasz może to doprowadzić do nadmiernego otluszczenia ryb i nieprawidłowego dojrzewania gonad.



Fot. 1. Ubarwienie otworu moczowopłciowego u osobnika dojrzałego płciowo (z lewej) i niedojrzałego (z prawej).

Dysponując stadem tarłowym w odpowiednim wieku i kondycji możemy przystąpić do ostatniego etapu przygotowań do sztucznego rozrodu. Polega on na wyborze tarlaków dojrzałych do rozrodu w danym roku. Wyboru takiego dokonuje się na

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

podstawie przeglądu wszystkich osobników. Dokonuje się go po zakończeniu intensywnego wzrostu ryb, po spadku temperatur poniżej 10 °C. Wstępne typowanie tarlaków polega na ocenie cech zewnętrznych takich jak: występowanie szaty godowej w postaci wysypki (lub intensywnego białego nalotu) na głowie ryb, ubarwienie otworu płciowego (jego zaczerwienienie może świadczyć o dojrzałości, fot. 1) oraz kształt powłok brzusznych (fot. 2). U dojrzałych samic powinny być one wyraźnie wypełnione.



Fot. 2. Kształt powłok brzusznych u dojrzałej samicy jesiotra syberyjskiego.

Dzięki kompleksowemu przeglądowi całej jamy brzusznej za pomocą USG możemy wychwycić ewentualne zakłócenia rozwoju (np. nierównomierny rozwój gonady, występowanie złogów tłuszczu), które mogą następnie skutkować problemami podczas rozrodu. Przy użyciu tej techniki nie możemy jednak dokonać dokładnej oceny

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

stanu dojrzałości ryb, szczególnie samic. Do tego celu niezbędne jest wykonanie biopsji i pobranie próbki gonady wg metody opisanej przez Kazanskiego i in. (1978). W przypadku pobrania oocytów w IV stadium dojrzałości kolejnym krokiem jest ocena indeksu polaryzacji jądra komórkowego. Polega ona na określeniu przesunięcia jądra komórkowego w kierunku brzegu oocytu (fot. 3) – im bliżej brzegu krawędzi oocytu znajduje się jądro, tym bardziej dojrzała jest samica.



Fot. 3. Oocyty po wykonaniu procedury gotowania i przecięcia z widocznym przesuniętym jądrem komórkowym (linie ze strzałkami oznaczają sposób pomiaru wielkości oocytu i przesunięcia jądra).

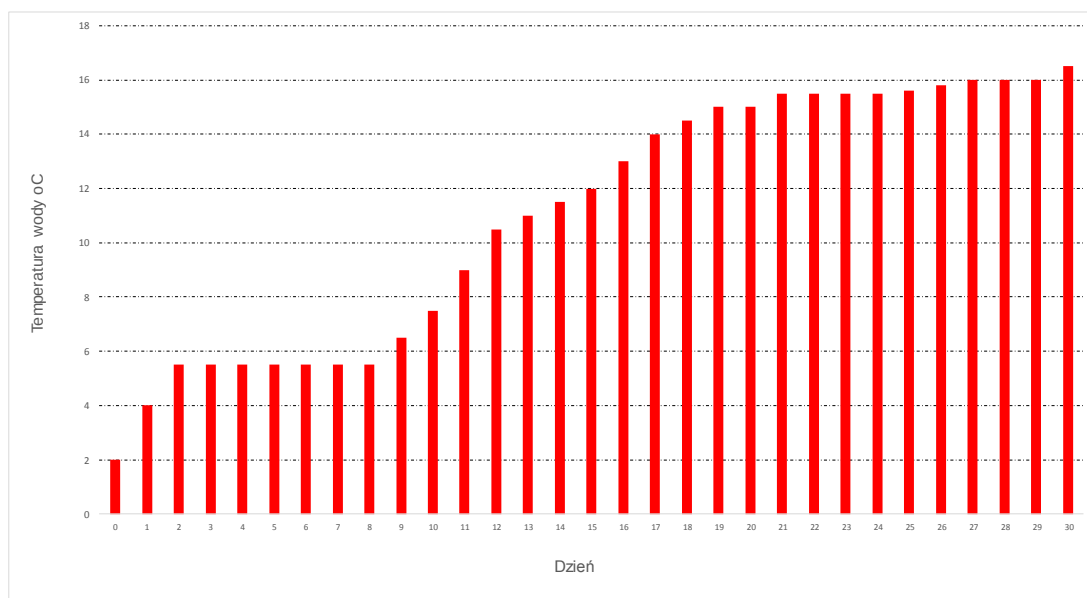
Praktyczną ocenę indeksu przesunięcia jądra przeprowadza się w następujący sposób:

- pobrane oocyty należy gotować w wodzie przez okres 3-4 minuty,

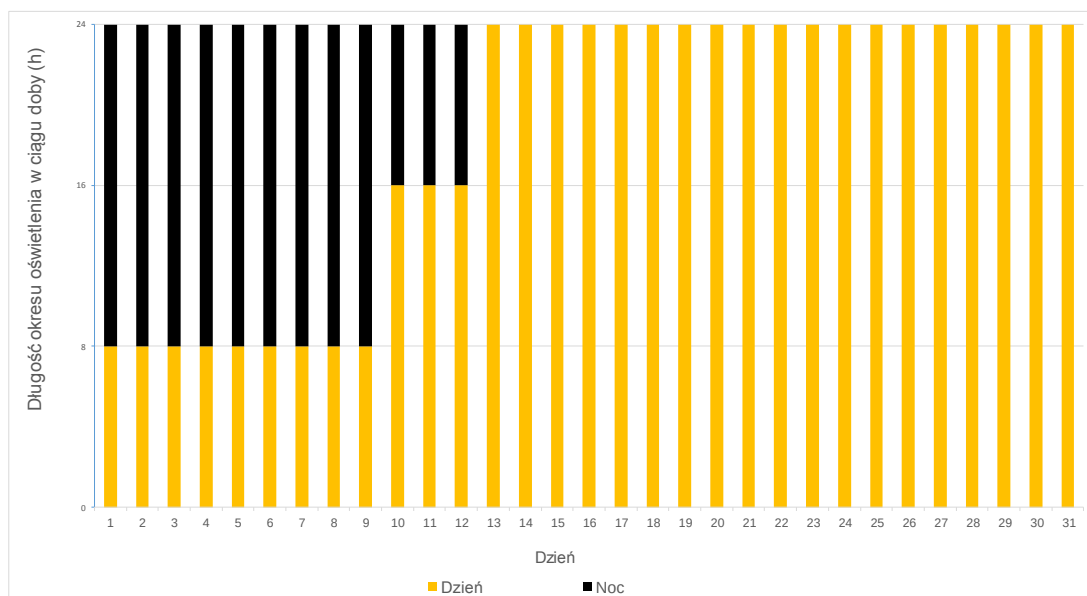
Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP I; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

- przy użyciu pęsety i skalpela przeciąć oocyt na pół w kierunku od bieguna wegetatywnego do animalnego, to jest w dłuższej osi lekko owalnych oocytów. Na biegunie animalnym widoczna jest ciemniejsza plamka z jaśniejszą obwódką poniżej;
- w przeciętych oocytach pod mikroskopem należy określić stosunek odległości jądra komórkowego od brzegu oocyty do całkowitej wielkości oocyty. Stosunek wielkości poniżej 0,07 oznacza możliwość przejścia do ostatniego etapu przygotowania do rozrodu – gotowość ryby do owulacji po zastosowaniu iniekcji hormonalnej.

W praktyce hodowlanej zazwyczaj tarlaki znajdują się w różnym stadium dojrzałości, dlatego też aby uniknąć bardzo pracobłonnego rozrodu pojedynczych osobników można zastosować procedury stymulacji fototermicznej (rys. 1), które pozwolą na osiągnięcie dojrzałości wszystkich ryb i nie dopuszczą do przejrzenia ryb z oocytami najbardziej zaawansowanymi w dojrzałości.



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



Rys. 1. Procedura zmian temperatury (górny wykres) i oświetlenia (dolny wykres) w okresie przedtarłowym.

4. Stymulacja hormonalna

Do wywołania owulacji samic w warunkach kontrolowanych niezbędne jest zastosowanie stymulacji hormonalnej, chociaż w sporadycznych przypadkach obserwowano jej wywołanie wyłącznie warunkami środowiskowymi (Szczepkowski 2011). Podobnie jak u większości innych gatunków ryb, preparaty hormonalne podaje się samicom w dwóch dawkach, w odstępie 12-godzinnym. Najczęściej wykorzystuje się przysadkę mózgową ryb karpiowatych ($4-8 \text{ mg kg}^{-1} \text{ m.c}$) lub LH-RH ($0,1 \text{ mg kg}^{-1} \text{ m.c}$) (Horváth i in. 1986, Kolman 2005). U samców wykonuje się jednokrotną iniekcję, 24 lub 36 godzin przed przewidywanym terminem sztucznego tarła. Dawka hormonu w przypadku stosowania LH-RH wynosi $0,03 \text{ mg kg}^{-1} \text{ m.c}$.

U jesiotrów hormony podaje się domięśniowo, a miejsce wstrzyknięcia jest masowane, co pomaga wprowadzić hormon (Conte i in. 1988). Mniejsze osobniki są iniekowane po ich wyjęciu z basenów, u większych wygodniejsze dla obsługi i bezpieczniejsze dla ryb jest przeprowadzanie iniekcji w basenach, pod wodą. Po wkluciu 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 iniektowania 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.

5. Pozyskiwanie ikry jesiotrów

Symptodem zbliżania się owulacji jest wzrost aktywności samic, natomiast pewnym wskaźnikiem jej przebiegu – obecność ikry na dnie basenu, w którym są przetrzymywane tarlaki. Oceny można dokonać wizualnie lub poprzez zebranie i przegląd osadu z dna basenów (za pomocą lewarowania lub gęstego kasarka).

Okres od iniekcji do pozyskania ikry jest cechą bardzo zmienną w różnych ośrodkach hodowlanych i u różnych gatunków waha się najczęściej od 16 do 28 godzin. Stwierdzono, że średni czas latencji u jesiotra rosyjskiego był średnio o 2,5 godziny krótszy niż u jesiotra syberyjskiego i wynosił odpowiednio 20,5 i 23 godziny (Szczepkowski 2018). Dłuższy okres jest najczęściej związany z problemami końcowego dojrzewania i jego efektem jest niska jakość pozyskanej ikry. W jednakowych warunkach środowiskowych okres od iniekcji do owulacji jest krótszy w przypadku stosowania LH-RH niż homogenizatu przysadki.

Należy zwrócić uwagę na fakt bardzo szybkiego przejrzenia wyowulowanej ikry, dlatego trzeba dokładnie określić moment pobierania ikry. Okres od owulacji do zapłodnienia nie powinien przekraczać 2 godzin, po tym czasie zdolność do zapłodnienia gwałtownie maleje. Widocznym tego objawem jest zmiana konsystencji ikry (jej zmięknienie i związana z tym łatwość pękania) 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 uniemożliwiająca bezpośrednie 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. Porcje dojrzałej

ikry wpadają do jamy ciała, a następnie trafiają do rozszerzonych zakończeń jajowodów. Po wyrzuceniu porcji ikry „lejki” zamykają się i po pewnym czasie cykl powtarza się. Owo przystosowanie anatomiczne samic do tarła porcyjnego umożliwia rozmieszczenie ikry na dużej przestrzeni tarliska, co w przypadku tarła naturalnego jest korzystne, natomiast stanowi poważne utrudnienie w przypadku sztucznego rozrodu jesiotrów.

Metody pozyskiwania ikry:

Nacinanie jajowodu

W tej metodzie ikrę pozyskuje się poprzez nacinanie końcowego odcinka jajowodu (Podushka 1999) (fot. 4). 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 pozyskanej ikry jest o około 10% mniejsza niż w metodzie tradycyjnej, z rozcięciem powłok brzusznych (Bani i Banan 2010).



Fot. 4. Pobieranie ikry przy podcięciu końcowej części jajowodu.

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

Ograniczeniem tej metody jest możliwość nieprawidłowego zabliźniania się delikatnych jajowodów (powstawanie tzw. zrostów), co może utrudniać pobieranie ikry podczas kolejnych rozrodów. Ponadto wymaga ona dużego doświadczenia od osoby wykonującej zabieg, istnieje bowiem możliwość nieprawidłowego wykonania nacięcia i zranienia ryby, co często może prowadzić do jej śnięcia.

Pobieranie ikry cewnikiem

Metoda polega na wprowadzaniu cewnika do jamy ciała przez otwór płciowy i jajowód (fot. 5) (Szczepkowski i Kolman 2011). Jako cewniki służą wężyki polipropylenowe lub silikonowe o średnicy dobranej do wielkości ryb.



Fot. 5. Pobieranie ikry za pomocą cewnika wprowadzonego do jamy ciała.

U 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 (wylot rurki) znajdował się poniżej ciała samicy. Zaletą pozyskiwania ikry cewnikiem jest jej mniejsza inwazyjność związana z brakiem zabiegów chirurgicznych i konieczności używania skalpela. Co prawda wprowadzanie cewnika dość głęboko do ciała wymaga dużej ostrożności, ale nie 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.

Wielkość ziaren ikry ryb jesiotrowatych jest silnie zróżnicowana w zależności od gatunku i wielkości samicy: w 1 kg ikry jesiotra syberyjskiego znajduje się 50-70 tys., a u sterleta 120-180 tys. ziaren.

6. Problemy pozyskiwania ikry

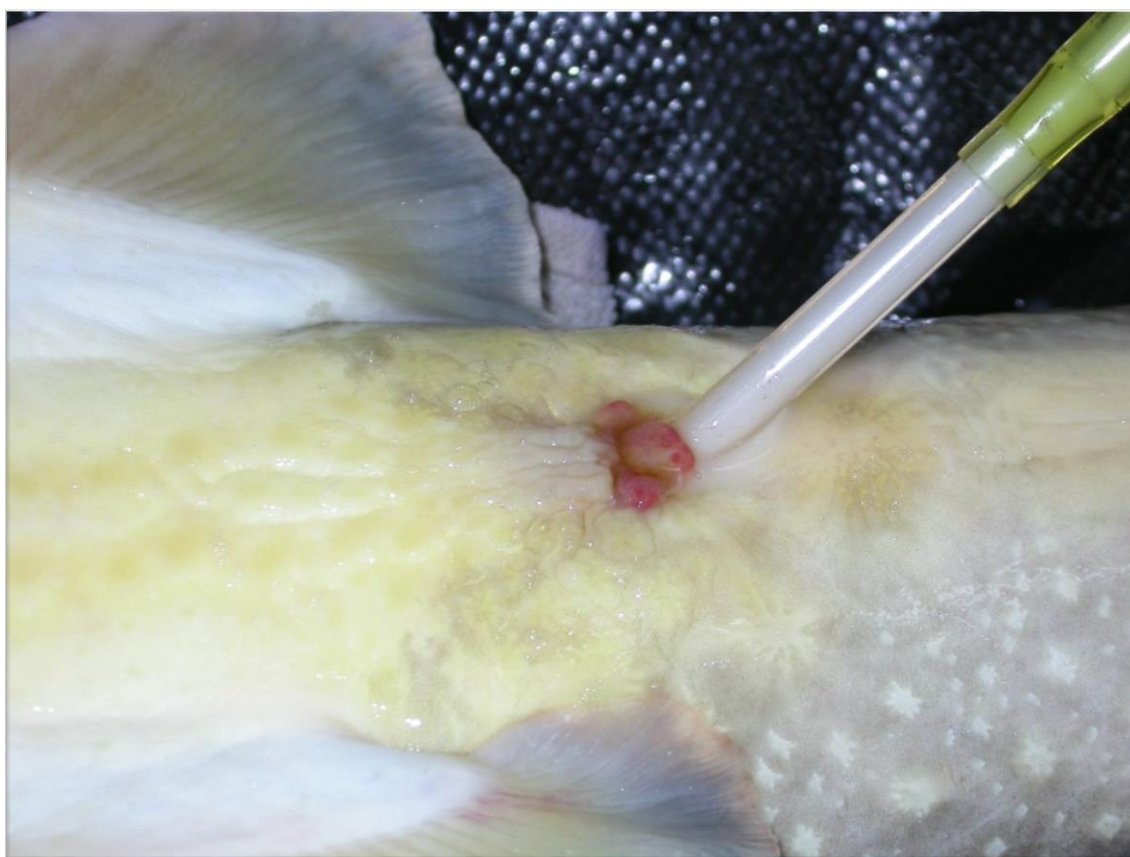
Jednym z największym problemów podczas pozyskiwania ikry jesiotrów jest występowanie w gonadzie skrzepów, fragmentów tłuszczu lub błon, co najczęściej jest obserwowane w przypadku samic dojrzewających po raz pierwszy lub nieprawidłowo przygotowywanych do tarła (np. zbyt intensywnie żywionych). W przypadku pobierania ikry cewnikiem ograniczeniem jest również wymagana odpowiednio duża wielkość ryb. Z tego powodu bardzo trudne jest zastosowanie cewnika u najmniejszego gatunku wśród jesiotrów, sterleta, ponieważ średnica rurki, którą można wprowadzić do jajowodu jest zbyt mała w stosunku do wielkości ikry i nie może ona swobodnie przepływać. Również w przypadku ikry gęstej, z małą ilością płynu jajnikowego, jej przepływ przez cewnik może być utrudniony.

7. Pozyskiwanie nasienia

Pozyskiwanie mlecza u jesiotrów odbywa się najczęściej za pomocą katetera (fot. 6). U małych osobników (np. u sterleta) skuteczniejszą metodą może być bezpośrednie wyciskanie mlecza do większego naczynia. Ilość pobieranego nasienia od pojedynczego samca może się wahać od kilku ml u sterleta do ponad 0,5 litra u samców bielegi i jesiotra

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

rosyjskiego. Jakość nasienia jest gorsza podczas rozrodu przedsezonowego (Judyczka i in. 2015). Zmienia się również w trakcie prowadzonego rozrodu. Najczęściej pierwsza pobrana porcja nasienia charakteryzuje się niską jakością, natomiast rośnie ona przy kolejnych pobraniach.



Fot. 6. Pobieranie nasienia za pomocą katetera.

8. Procedura zapłodnienia

Przy zapładnianiu ikry jesiotrów najbardziej efektywna jest tzw. metoda półsucha, polegająca na dodawaniu do pozyskanej ikry mlecza 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 mlecza 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.

Ikra jesiotrowatych charakteryzuje się bardzo dużą kleistością, dlatego w praktyce, po dodaniu roztworu zapładniającego ikrę 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 środków. 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 ikry.

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 oocytu i nieprawidłowego ich pęcznienia. Po kąpieli w taninie ikrę należy dokładnie przepłukać wodą z wylęgarni i wówczas można ją umieścić w aparacie inkubacyjnym.

9. Inkubacja ikry

Inkubację ikry można przeprowadzić w aparatach o pionowym przepływie wody (typu Weissa lub Mc Donalda). Obsadę jednego aparatu może stanowić około 1,5 kg nienapęczniałej ikry. Inkubacja w aparatach Mc Donalda pozwala uzyskać lepsze rezultaty, gdyż ich konstrukcja umożliwia oddzielanie się i usuwanie martwej ikry (fot. 7). W trakcie inkubacji zbiera się ona w górnej części aparatu, skąd może być zlewarowana.

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



Fot. 7. Ikra jesiotra syberyjskiego w aparacie Mc Donalda (w górnej części obumarła, w dolnej rozwijająca się).

Okres inkubacji ikry jesiotra syberyjskiego trwa około 80-110 °D (w temperaturze wody 16 °C około 7 dni), u sterleta jest około 1 dobę krótszy. Temperatura wody podczas inkubacji powinna być utrzymywana w zakresie 13-18 °C. Ocena jakości ikry jesiotrów jest dość trudna, zwłaszcza w okresie do zakończenia gastrulacji. Dopiero w końcowej fazie inkubacji, gdy zarodki są wyraźnie ukształtowane można precyzyjnie ocenić stopień przeżywalności. Należy jednak mieć na uwadze, że w przypadku jesiotrów częstym zjawiskiem jest występowanie różnego rodzaju deformacji zarodków, które mogą obumierać zarówno przed zakończeniem inkubacji jak i po wykluciu, we wczesnych etapach larwalnych.

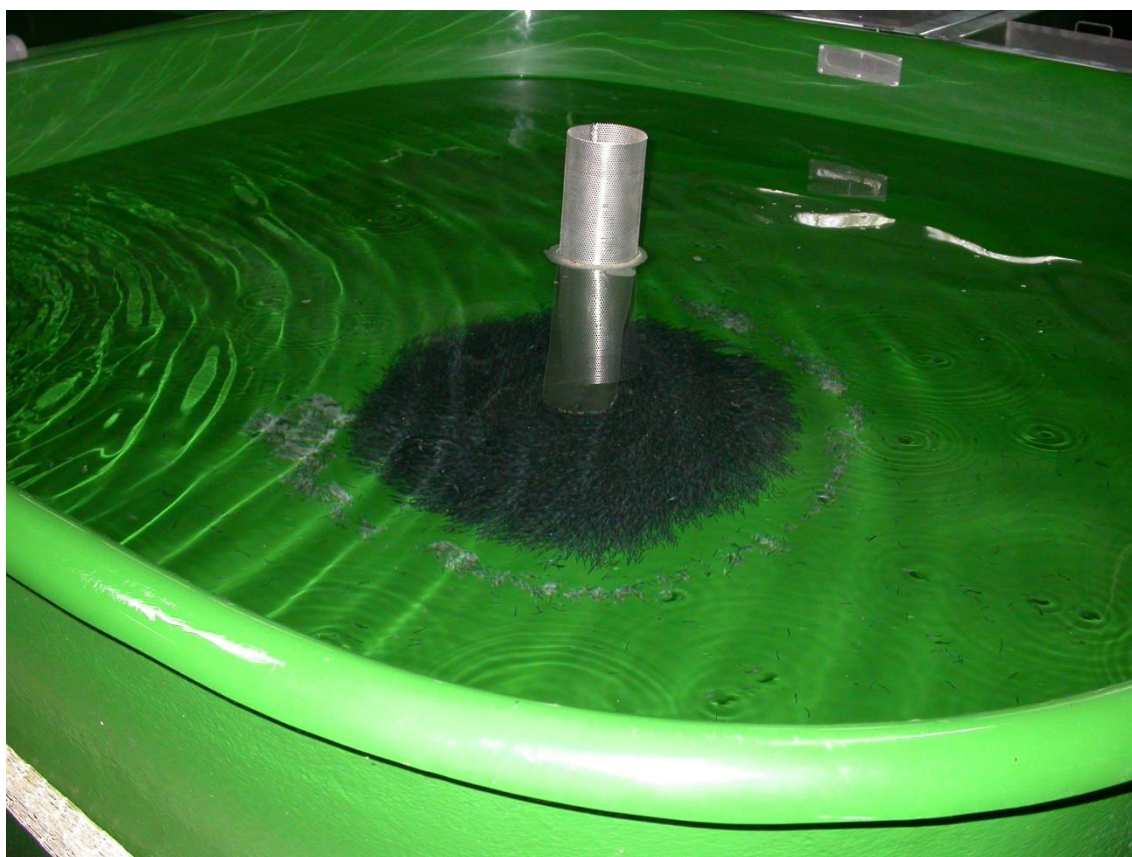
10. Przetrzymanie larw do rozpoczęcia żerowania

Okres wykluwania się larw trwa około 2 dni. Zazwyczaj larwy wypływają swobodnie z aparatu inkubacyjnego, zdarza się jednak, że mają z tym trudności. Należy

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

wówczas przelać zawartość słoja do naczynia (np. miski), skąd larwy przelewa się do basenu – podchowalnika. Niewyklutą ikrę należy umieścić ponownie w aparacie. Zabieg taki można powtórzyć kilkakrotnie. Wspomaganie wypływania larw może być również konieczne w przypadku ikry słabej jakości, gdy znaczna ilość ziaren jest porośnięta pleśnią.

Bezpośrednio po wykluciu larwy unoszą się w toni wody, wykonując nieskoordynowane ruchy w kierunku powierzchni wody. W tym czasie nie pobierają pokarmu, wykorzystując zapasy woreczka żółtkowego. Po około 3-4 dobach behavior larw ulega silnej zmianie, schodzą one na dno basenów i tworzą duże skupiska (fot. 8) tzw. roje, najczęściej w miejscach położonych przy dopływie wody. W tym stanie larwy pozostają do rozpoczęcia żerowania pokarmem egzogennym. Następnie zaczynają się stopniowo rozpraszać po całej powierzchni dna basenów.



Fot. 8. Skupisko larw jesiota na dnie basenów.

11. Wstępny podchów larw

Żywienie larw rozpoczyna się w momencie prawie całkowitej resorpcji zapasów woreczka żółtkowego. Widocznym tego objawem jest obecność na dnie basenu tzw. „korków melaninowych” wydalonych z przewodów pokarmowych. W temperaturze wody 17 °C ma to miejsce po około 9 dniach u jesiotra syberyjskiego i 7 dniach u sterleta.

Są istotne różnice podczas wstępnego żywienia larw obydwu gatunków. Jesiotr syberyjski od samego początku dobrze adaptuje się do paszy sztucznej, natomiast sterlet wymaga pokarmu mieszanego, to jest zarówno paszy sztucznej jak i pokarmu żywego. Ze względów praktycznych najlepszym źródłem pokarmu żywego są żywe naupliusy solowca. Larwy powinny być karmione paszą często, w odstępach nie większych niż co 2 godziny, najlepiej całodobowo. Solowiec może być podawany 1-2 razy w ciągu doby, przez około 2 tygodnie podchowu. Początkowo dawka paszy powinna wynosić około 20% biomasy ryb na dobę. W początkowym okresie podchowu konieczne jest codzienne oczyszczanie dna basenów z odchodów, niezjedzonych resztek paszy i martwych ryb. Na tej podstawie należy dokonywać korekty wielkości dobowej dawki pokarmowej. Po 2-3 tygodniach podchowu pasza powinna być całkowicie wyjadana i nie jest już konieczne oczyszczanie basenów, należy jednak usuwać ewentualne martwe ryby.

Podwyższone śnięcia ryb zazwyczaj występują po kilku dniach żywienia, gdy sną osobniki głodujące, nie pobierające paszy oraz te, które padły ofiarą kanibalizmu. W przypadku jesiotrów polega to najczęściej na wzajemnym uszkodzaniu płetw piersiowych. Zjawisku temu sprzyja nadmierne zagęszczenie obsady, w początkowym okresie chowu optymalne zagęszczenie ryb powinno wynosić 2-3 tys. larw/m², a maksymalne 5 tys. larw/m².

Do żywienia należy stosować dostępne na rynku komercyjne pasze dla ryb jesiotrowatych. Początkowy rozmiar paszy dla sterleta powinien wynosić 0,2 mm, a dla jesiotra syberyjskiego 0,2-0,3 mm.

12. Podchów narybku

Po osiągnięciu wielkości około 25-30 mm można przejść do fazy intensywnego chowu narybku. Młodociane ryby przypominają już wyglądem dorosłe osobniki, m.in.

wyraźnie widoczne są płytki kostne na grzbiecie i bokach ciała. Optymalne temperatury podchowu narybku sterleta i jesiotra syberyjskiego mieszczą się w zakresie 17-20 °C. Wśród innych warunków środowiskowych należy zwrócić uwagę na zawartość tlenu, która powinna przekraczać 70% nasycenia oraz koncentrację produktów przemian metabolicznych i procesów zachodzących w systemach recyrkulacyjnych: azotu amonowego i azotynów. W obydwu wypadkach ich koncentracja na odpływie wody z basenów nie powinna przekraczać 1 mg/l.

Żywienie narybku może być prowadzone za pomocą karmników automatycznych lub ręcznie. Ryby powinny być żywione minimum przez 12 godzin w ciągu doby, trzeba jednak pamiętać, że wydłużenie okresu karmienia i zwiększenie częstotliwości karmienia wpływa pozytywnie na efekty hodowlane. Dawki pokarmowe powinny być korygowane wg wskazań producenta stosowanej paszy.

Podchów jesioteń w basenach może być prowadzony do dowolnej wielkości. W przypadku materiału, który jest przeznaczony do dalszego chowu w stawach betonowych, prowadzi się go najczęściej do osiągnięcia masy ciała 5-20 g.

13. Literatura

- Bani A., Banan A. 2010 – Comparison between microsurgery and traditional egg removal from starry sturgeon, *Acipenser stellatus*, broodstock – Journal of the World Aquaculture Society 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.
- 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 – Iranian Journal of Veterinary Research 14: 133-139.
- Feist G., Van Eenennaam J.P., Doroshov S.I., Schreck C.B., Schneider R.P., Fitzpatrick M.S. 2004 – Early identification of sex in cultured white sturgeon, *Acipenser transmontanus* using plasma steroid levels – Aquaculture 232: 581-590.

- Ginsburg A. S. 1968 – Oplodotvorenije u ryb i problema polispermii – Izdz. Nauka, Moskwa.
- 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 – Journal of Applied Ichthyology 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.
- Kolman R. 2005 – Jesiotry – Wyd. IRS, Olsztyn.
- 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.
- 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 osetrovyykh s sokhraneniem 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. 2013 – Praktyczne aspekty sztucznego rozrodu jesiotrów – W: *Innowacje w wylęgarnictwie organizmów wodnych* (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalska. Wyd. IRS Olsztyn: 59-66.
- Szczepkowski M. 2018 – Sztuczny rozród jesiotra syberyjskiego (*Acipenser baerii*) i jesiotra rosyjskiego (*Acipenser gueldenstaedti*) – wpływ wybranych czynników na

jego efektywność – W: *Wylęgarnictwo i podchow ryb oraz raków* (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś. Wyd. IRS Olsztyn: 37-44.

Szczepkowski M., Kolman R. 2011 – A simple method for collecting sturgeon eggs using a catheter – *Archives of Polish Fisheries* 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 – *Aquaculture Research* 46: 2147-2152.

Vecsei P., Litvak K., Noakes D.L.G., Rien T., Hochleitner M. 2003 – A noninvasive technique for determining sex of live adult North American sturgeons – *Environmental Biology of Fishes* 68: 333-338.

Zakęś Z., Stawecki K., Pyka J. 2015 – Wspomaganie dojrzewania biofiltrów w systemach recyrkulacyjnych – W: *Podchow organizmów wodnych - osiągnięcia, wyzwania, perspektywy* (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalska. Wyd. IRS, Olsztyn: 11-22.