

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 1

## Innowacyjne metody kontrolowanego rozradzania ryb siejowatych



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

**Olsztyn, dn. 16.12.2021 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.**

---

## Spis treści

|                                                                  |           |
|------------------------------------------------------------------|-----------|
| <b>1. Pozyskiwanie i przygotowywanie ryb do tarła</b>            | <b>3</b>  |
| 1.1. Odłowy tarlaków dzikich                                     | 3         |
| 1.2. Utrzymywanie stada tarłowego w warunkach kontrolowanych     | 5         |
| 1.3. Wpływ czynników środowiskowych na dojrzewanie               | 5         |
| 1.4. Żywienie tarlaków                                           | 7         |
| 1.5. Wskaźniki hodowlane                                         | 8         |
| 1.6. Eksploatacja stada tarłowego                                | 10        |
| 1.7. Odłowy przedtarłowe                                         | 11        |
| <b>2. Kontrolowany rozród ryb siejowatych</b>                    | <b>14</b> |
| 2.1. Wskaźniki reprodukcyjne                                     | 14        |
| 2.2. Sortowanie tarlaków i określanie stadiów dojrzałości ryb    | 15        |
| 2.3. Stymulacja hormonalna                                       | 17        |
| 2.4. Pozyskiwanie produktów płciowych                            | 19        |
| <b>3. Wylęgarnictwo ryb siejowatych</b>                          | <b>22</b> |
| 3.1. Warunki inkubacji ikry                                      | 22        |
| 3.2. Wylęganie ryb siejowatych                                   | 23        |
| 3.3. Obsadzanie ikry, zabiegi profilaktyczne i prace w wylęgarni | 30        |
| 3.4. Rozwój ikry i jej wrażliwość                                | 34        |
| 3.5. Wykluwanie larw, obliczanie ilości, transport wylęgu        | 35        |
| <b>4. Literatura</b>                                             | <b>37</b> |

## **1. Pozyskiwanie i przygotowywanie ryb do tarła**

*Dr hab. inż. Mirosław Szczepkowski, prof. Instytutu,*

*Instytut Rybactwa Śródlądowego, Zakład Hodowli Ryb Jesiotrowatych w Pieczarkach*

Rozród naturalny ryb siejowatych odbywa się późną jesienią. Kontrolowany rozród gatunków różni się pod względem sposobu pozyskiwania tarlaków. Sztuczne tarło sielawy jak dotąd opiera się wyłącznie na tarlakach odławianych z wód naturalnych, które są następnie przeznaczone do sprzedaży jako ryby konsumpcyjne. Tarlaki siei również są pozyskiwane z wód naturalnych, ale obecnie znacznie większe znaczenie ma rozród ryb utrzymywanych w warunkach kontrolowanych. Najczęściej tarlaki są utrzymywane w stawach betonowych typu pstrągowego, a we wczesnych etapach ich wychowu wykorzystywane są również systemy recyrkulacyjne.

W przypadku siei istnieje możliwość przeprowadzenia rozrodu w sposób przyżyciowy, w związku z tym ryby mogą być wielokrotnie wycierane. W większym stopniu dotyczy to tarlaków pochodzących ze stawów, które są znacznie bardziej odporne na manipulacje. Ponadto odłów ryb może być odpowiednio przygotowany i przeprowadzony w sposób bezpieczny dla ryb, tak aby uniknąć okaleczeń i otarć. Przy prawidłowo przeprowadzonym odłowie i rozrodzie śnięcia tarlaków hodowlanych mogą być ograniczone do 3-5%. Przeżywalność potarłowa osobników pozyskanych z jezior jest znacznie mniejsza i uzależniona od warunków ich połowu. W praktyce przeżywalność potarłowa osobników dzikich siei wahała się w różnych sezonach tarłowych pomiędzy 10 a 20%.

### **1.1. Odłowy tarlaków dzikich**

Ze względu na brak możliwości przetrzymywania tarlaków sielawy muszą być one odławiane w czasie trwania naturalnego rozrodu. Jego termin zależy od warunków meteorologicznych i jest bardzo zmienny w różnych latach i jeziorach. Właściwe odłowy są poprzedzane odłowami kontrolnymi za pomocą wontonów, podczas których

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.**

---

monitorowane jest gromadzenie się ryb w okolicy tarlisk oraz stopień ich dojrzałości. Wymaga to oczywiście bardzo dobrej rybackiej znajomości jeziora.

Tarlaki siei z jezior odławia się najczęściej również za pomocą wontonów, ryby jeszcze niedojrzałe (niecieknące) przewozi się ośrodków, w których przeprowadza się rozród. Odłów powinien zostać przeprowadzony również możliwie blisko terminu naturalnego tarła, ponieważ najczęściej pozyskane z sieci tarlaki nie mogą być przetrzymywane przez zbyt długi okres, ze względu na otarcia ciała i pojawiającą się wskutek tego pleśniawkę (fot. 1).



Fot. 1. Sieja odłowiona za pomocą wontonu z widocznymi otarciami i ubytkami łusek (fot. M. Szczepkowski).

## **1.2. Utrzymywanie stada tarłowego w warunkach kontrolowanych**

### *Sielawa*

Przeprowadzone badania wykazały, że wychów tarlaków sielawy w warunkach kontrolowanych jest możliwy. Podczas chowu stawowego ikrę pozyskano od ryb wieku 1+, o masie ciała 42g (Wziątek i in. 2009). Sielawa utrzymywana w basenach systemów recyrkulacyjnych wykazywała przy tym znacznie wyższe tempo wzrostu niż w warunkach naturalnych, osiągając po 10 miesiącach chowu masę ciała nawet 57,5 g. W tym czasie samce osiągnęły już dojrzałość płciową (Szczepkowski i Szczepkowska 2012). Biorąc jednak pod uwagę aspekty ekonomiczne (związane przede wszystkim z kosztem żywienia) oraz istniejące możliwości połowu tarlaków z jezior, obecnie utrzymywanie tarlaków sielawy w warunkach kontrolowanych jest nieuzasadnione.

### *Sieja*

Zupełnie odmiennie przedstawia się sytuacja w przypadku siei. Możliwości odłowy tarlaków z wód naturalnych są obecnie bardzo ograniczone i mają praktyczny sens jedynie w nielicznych jeziorach, z odpowiednio liczną populacją. Ponadto, w przeciwieństwie do sielawy, sieja jest gatunkiem znacznie dłużej żyjącym. W związku z tym utrzymywanie stada tarłowego, które może być wykorzystywane przez długi okres jest uzasadnione. Wykorzystując systemy znakowania tarlaków możemy utrzymywać jednocześnie różne populacje, a w ich ramach różne roczniki ryb. Umożliwia to zachowanie odpowiedniej zmienności genetycznej. Obecnie do znakowania tarlaków najczęściej wykorzystuje się systemy indywidualnego znakowania PIT (Passive Integrated Transponder). Znaczkę tego typu mogą być umieszczane w jamie ciała lub lepiej w pokrywie wieczka skrzelowego, w sposób mało inwazyjny nie wywołujący śmiertelności ryb (Zakęś i in. 2017). Jednocześnie stwierdzono, że po prawidłowym zaimplantowaniu znaczkę utrzymują się przez wiele lat.

## **1.3. Wpływ czynników środowiskowych na dojrzewanie**

Sieja jest rybą wymagającą, jeżeli chodzi o warunki jej utrzymywania. Kluczowymi czynnikami środowiskowymi są w tym przypadku: temperatura wody



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 okresie letnim, która nie może przekraczać 26°C oraz zawartość tlenu, która nie powinna być niższa niż 6 mg/l. Jako wartość minimalną podczas utrzymywania tarlaków należy przyjąć zawartość tlenu 3 mg/l. Wieloletnie doświadczenie z selektami i tarlakami siei w ZHRJ w Pieczarkach pozwala stwierdzić, że mogą one być z powodzeniem utrzymywane w stawach z dużą ilością zawiesiny, silnymi zakwitami i niską przezroczystością wody (fot. 2), ale dobrze natlenionych. Wraz ze wzrostem temperatury wody należy bezwzględnie prowadzić codzienny monitoring zawartości tlenu w wodzie. W stawach nieprzepływowych niezbędne jest zazwyczaj dodatkowe natlenianie za pomocą aeratorów. Należy unikać spadku głębokości wody do poziomu, przy którym mogłoby dochodzić do podrywania zawiesiny z dna. Podobnie dotyczy to prowadzonych czynności hodowlanych, ponieważ zawiesina z dna osiadająca na skrzelach ryb wywołuje często różnego rodzaju choroby, łącznie ze śnięciami.



Fot. 2. Staw z tarlakami siei w okresie silnego zakwitu wody (fot. M. Szczepkowski).

Istotne znaczenie dla możliwości utrzymywania tarlaków siei ma jakość doprowadzanej wody pod względem potencjalnych zagrożeń chorobotwórczych. Głównymi zagrożeniami mogącymi prowadzić do dużych śnięć są: przywry z rodzaju *Diplostomum* sp., widłonóg *Ergasilus* sp. oraz choroby bakteryjne o różnym nasileniu. Czas ich występowania jest odmienny w różnych ośrodkach, ale dotyczy przede wszystkim okresu między majem a wrześniem, w okresie najwyższych temperatur wody. Objawami są najczęściej przekrwienia i wrzody na bokach ciała i w okolicach płetw. Rzadko przybierają one formę gwałtownych śnięć, mają raczej długotrwały charakter. Najskuteczniejszą metodą przeciwdziałania jest możliwie szybkie określenie patogenu i w przypadku chorób bakteryjnych wykonanie antybiogramu w celu podjęcia skutecznej terapii. Bardzo często występowanie problemów z chorobami bakteryjnymi było obserwowane po przeprowadzeniu zabiegów hodowlanych: oczyszczaniu stawów (basenów) czy przenoszeniu ryb.

Odporność siei na czynniki środowiskowe jest uwarunkowana odpowiednią kondycją i właściwym żywieniem, stwierdzono np., że ryby żywione paszą ze zbyt niską zawartością fosforu miały niższy próg temperatur letalnych niż żywione paszą z optymalnym poziomem tego pierwiastka (Vielma i in. 2002).

#### **1.4. Żywienie tarlaków**

W żywieniu siei najczęściej stosuje się komercyjne pasze przeznaczone dla pstrąga tęczowego. Wynika to z faktu, że na naszym rynku brak jest typowych pasz przeznaczonych dla siei. Sieja pobiera paszę w sposób zbliżony do pstrągów, chwytając ją najczęściej bezpośrednio po podaniu, blisko powierzchni wody. Jedynie w przypadku stawów z wodą o bardzo niskim stopniu przejrzystości karmienie jest utrudnione, gdyż po podaniu kilku porcji pokarmu mija pewien czas zanim ryby pojawią się w miejscu karmienia. W takiej sytuacji mogą występować trudności z oceną stopnia wyjadania paszy. Rozwiązaniem może być wówczas zastosowanie pasz pływających, które są bardzo dobrze pobierane przez sieje (fot. 3).

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



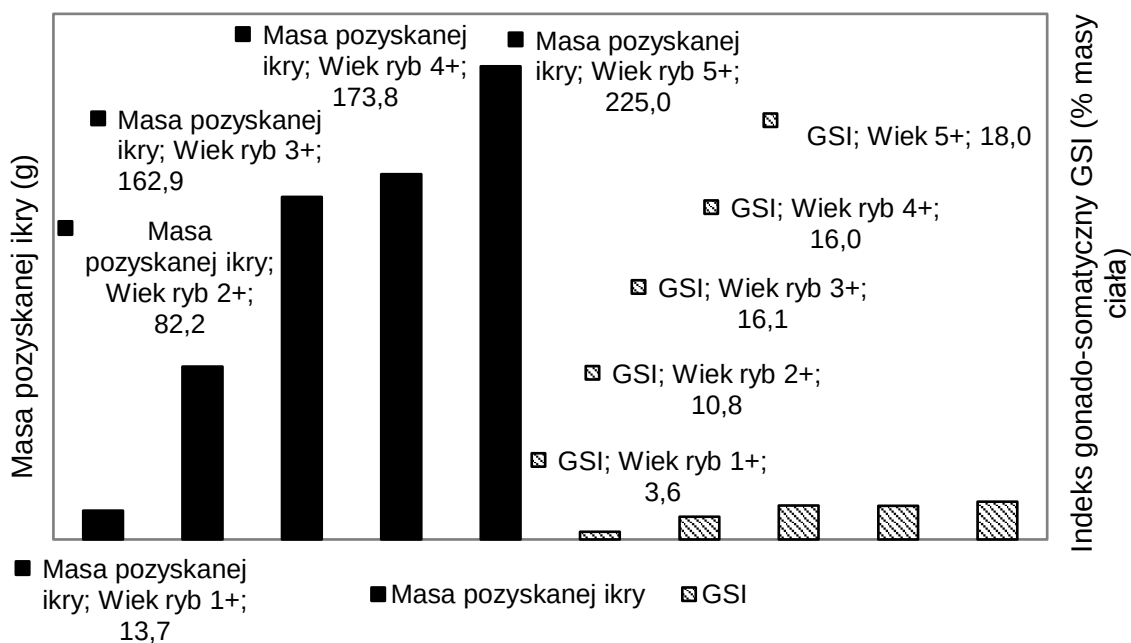
Fot. 3. Sieje podczas żywienia paszą pływającą (fot. M. Szczepkowski).

Zaobserwowano również inne różnice zachowań pokarmowych siei w stawach o różnej przezroczystości wody: w stawach o wodzie przezroczystej żeruje ona praktycznie przez cały okres w ciągu doby, natomiast w stawach o mętnej wodzie zdecydowanie lepiej w godzinach wieczornych i wczesnych rannych. Nie do końca jest jasne, co powoduje takie różnice zachowania się ryb.

### **1.5. Wskaźniki hodowlane**

Samice wykazują szybszy wzrost w porównaniu z samcami (rys. 1). U tarlaków siei pochodzących z jeziora Gaładuś i utrzymywanych w stawach masa ciała samic w wieku 1+ była większa o 28% w porównaniu do samców, a w wieku 4+ już o ponad 42% (Szczepkowski i in. 2010).





Rys. 1. Masa pozyskanej ikry (w g i % masy ciała) u samic siei w różnym wieku.

W warunkach kontrolowanych sieje dojrzewają szybciej niż w wodach naturalnych. Jednocześnie samce szybciej osiągają dojrzałość płciową niż samice: w wieku 1+ pozyskano mlecz od 80,8% ogólnej liczby samców, w tym samym wieku ikrę oddało tylko 29,4% samic. W naszych warunkach samice z jezior osiągają najczęściej dojrzałość w wieku 3+ (Szczerbowski 2000), natomiast w warunkach hodowlanych w wieku 2+ (Kuźmiński i Dobosz 2007, Szczepkowski i in. 2010,).

Ilość pozyskiwanej ikry u siei zależy od wieku tarlaków. Od samic w wieku 1+ z populacji z jeziora Gaładuś pozyskiwano przeciętnie około 14 g ikry, a w wieku 4+ już ponad 170 g ikry. Z wiekiem ryb wzrasta również wielkość jaj: u samic w wieku 1+ z tej populacji w 1 kg mieściło się ponad 168 tys. jaj, a w wieku 4+ 148 tys. jaj. Również jakość ikry zmieniała się z wiekiem ryb. Podczas pierwszego rozrodu (w wieku 1+) przeżywalność była znikoma, nieznacznie przekraczając 0%. W kolejnych sezonach uzyskiwano przeżywalność do stadium zaoczkowania odpowiednio 58,5% (w wieku 2+), 62,0% (3+) i 64,4% (4+).

## **1.6. Eksploatacja stada tarłowego**

Maksymalna wielkość stada tarłowego jest wynikiem potrzeb obiektu rybackiego oraz istniejących warunków do jego przetrzymywania. Stado liczące 100 – 200 tarlaków pozwala na uzyskanie około 10 – 20 kg ikry w sezonie. Samice mogą być utrzymywane przez wiele kolejnych sezonów, a wysokiej jakości ikrę pozyskuje się do osiągnięcia wieku nawet 9-10 lat. Zdecydowana większość ryb oddaje ikrę corocznie. W przypadku samców zaleca się eliminację ze stada starszych osobników (po 4-5 sezonie), w celu oszczędności miejsca.

Przeżywalność pomiędzy kolejnymi rozrodami jest znacznie wyższa u samców, przy czym obserwuje się dwa okresy zwiększonej śmiertelności: bezpośrednio po tarle oraz w okresie letnim, przy wysokich temperaturach wody (powyżej 20°C). W okresie pierwszych czterech rozrodów, od wieku 1+ do 4+ przeżywalność całkowita wynosiła 79,6% samców oraz 59,6% samic. Większa śmiertelność samic wynika z faktu, że podczas sztucznego rozrodu są one narażone na bardziej inwazyjne manipulacje niż samce.

W miarę potrzeb należy uzupełniać stado tarłowe selektami wychowanymi z narybku, przy czym wskazane jest używanie do tego celu ryb pochodzących w miarę możliwości od dzikich tarlaków. Pozwala to powiększyć pulę genową stada i zachować w niej geny ryb dzikich, najlepiej przystosowanych do aktualnego stanu środowiska naturalnego. Jest to istotne w przypadku hodowania materiału przeznaczonego do zarybień.

Dotychczasowe obserwacje wskazują, że w odniesieniu do siei tworzenie stad tarłowych w warunkach kontrolowanych jest zasadne. Eksploatację stada tarłowego można rozpocząć w warunkach kontrolowanych już w wieku 2+. Jak wspomniano w tym wieku praktycznie wszystkie samce i samice były już dojrzałe płciowo. Przy prawidłowym planowaniu i przeprowadzaniu czynności związanych ze sztucznym rozrodem ryby mogą być utrzymywane bardzo długo i co istotne, nie wiąże się to z obniżeniem jakości 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.**

### 1.7. Odłowy przedtarłowe

Tarlaki ze stad hodowanych w warunkach stawowych należy odławiać tuż przed okresem rozrodu, gdy temperatura wody spadnie do 6-7°C. U ryb powinny być już widoczne oznaki dojrzałości w postaci wysypki tarłowej, szczególnie widoczne u wcześniej dojrzewających samców (fot. 4).



Fot. 4. Tarlaki z widoczną wysypką tarłową na bokach ciała (fot. M. Szczepkowski).

Należy jednak zwrócić uwagę, że populacje pochodzące z różnych obszarów (jezior) mogą się różnić pod względem optymalnych temperatur tarłowych, co skutkuje różnymi terminami ich rozrodu. Różnice te mogą sięgać w praktyce 2-3 tygodni. W zależności od rodzaju basenów (stawów) – miejsca przetrzymywania tarlaków, odłowy przeprowadza się za pomocą włózków lub brodni i kasarów (fot. 5). Następnie,

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 mniejszych ilościach ryby są transportowane ręcznie w wanienkach, zaś w większych w basenach umieszczonych na środku transportu.



Fot. 5. Odłowy tarlaków w stawie betonowym za pomocą brodni (fot. M. Szczepkowski).

Po odłowieniu przedtarłowych ryb należy rozdzielić wg płci i umieścić oddzielnie w basenach lub małych stawkach. Należy unikać nadmiernych manipulacji, w szczególności zbyt dużego zagęszczenia podczas przenoszenia, które mogą powodować silny stres u ryb. Niekorzystny wpływ mają również gwałtowne zmiany warunków, stwierdzono np. że po przeniesieniu ryb ze stawu do dojrzwalni pracującej w systemie recyrkulacyjnym samice nie dojrzewały pomimo utrzymywania optymalnych temperatur tarłowych (3-4°C). Wskazuje to, również że nie tylko sama temperatura jest czynnikiem stymulującym finalnie dojrzewanie siei. Przy panujących niesprzyjających warunkach meteorologicznych i wolnym dojrzewaniu ryb, przyspieszenie dojrzewania



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.**

---

samic w basenie można uzyskać po umieszczeniu w nim kilku samców. W okresie po odłowieniu, bezpośrednio przed tarłem ryb nie karmimy, ponieważ odchody ryb utrudniają później pozyskiwanie ikry i proces jej zapłodnienia.



## 2. Kontrolowany rozród ryb siejowatych

*Prof. dr hab. inż. Zdzisław Zakęś*

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

Pomimo że sieja jest gatunkiem należącym do jednych z pierwszych, od których pozyskiwano produkty płciowe i prowadzono inkubację ikry w aparatach wylęgarniczych, to zasób wiedzy na temat indukowanego hormonalnie rozrodu tego taksonu jest ciągle fragmentaryczny (Szczepkowski 2009, Zakęś i Jarmołowicz 2009). W Polsce problematyka stymulacji hormonalnej rozrodu siei miała/ma charakter *stricte* poznawczy i nie wyszła poza obiekty doświadczalne. Przyczyną tego zjawiska jest fakt, że pozyskiwanie materiału zarybienowego siei oparte jest na dzikich tarlakach odławianych z wód otwartych w okresie naturalnego tarła tego gatunku. Co prawda istnieją gospodarstwa rybackie dysponujące hodowlanymi stadami tarłowymi siei, ale należą one do naprawdę nielicznych i stosują tradycyjną metodę pozyskiwania produktów płciowych (bez stymulacji hormonalnej). Drugi istotny dla polskiego rybactwa i akwakultury gatunek należący do koregonidów, tj. sielawę rozradza się tylko metodami tradycyjnymi, wykorzystując dzikie reproduktory (Zakęś i Jarmołowicz 2009).

### 2.1. Wskaźniki reprodukcyjne

Nieodpowiednie warunki przetrzymywania tarlaków siei obniżają efektywność jej rozrodu kontrolowanego. Przenoszenie tarlaków do basenów o niewielkiej objętości (do 2 m<sup>3</sup>) nie jest zalecane. Sieja jest bowiem bardzo płochliwa i ryby przetrzymywane w zbiornikach tej wielkości uderzają w ich ściany, czego skutkiem są mechaniczne uszkodzenia ciała. W przypadku prowadzenia prac hodowlanych, np. tworzenia stada tarłowego siei, niezbędna jest znajomość podstawowych wskaźników reprodukcyjnych tego gatunku. Można przyjąć, że płodność gospodarcza siei w przeliczeniu na 1 kg masy ciała wynosi ok. 30 tys. ziaren ikry (Kuźmiński i Dobosz 2007). Płodność absolutna siei w warunkach naturalnych kształtuje się na poziomie od 47 tys. do 155 tys. jaj. U siei

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.**

hodowlanej nie stwierdzono obniżenia jakości ikry do wieku 7+ (M. Szczepkowski, mat. niepublik.). Średnica jaj siei wynosi od 2,0 do 3,0 mm (Kuźmiński i Dobosz 2007), a w 1 g ikry mieści się 120-170 ziaren (Brylińska 2000, Kuźmiński i Dobosz 2007, Szczepkowski i in. 2010). Po napęcznieniu ikra siei zwiększa swoją objętość o 50% i w rezultacie w 1 litrze ikry mieści się ok. 60 tys. ziaren.

## 2.2. Sortowanie tarlaków i określanie stadiów dojrzałości ryb

Tarło kontrolowane przeprowadza się w terminie od drugiej połowy listopada do początku grudnia, gdy temperatura wody obniża się do 2-6°C (Kuźmiński i Dobosz 1996, Brylińska 2000). Za optymalne dla rozrodu siei należy uznać niskie, ustabilizowane temperatury wody, na poziomie 4-5°C (Szczepkowski i in. 2008). Przed tarłem ryby należy rozdzielić według płci i przetrzymywać w oddzielnych basenach manipulacyjnych (fot. 1).



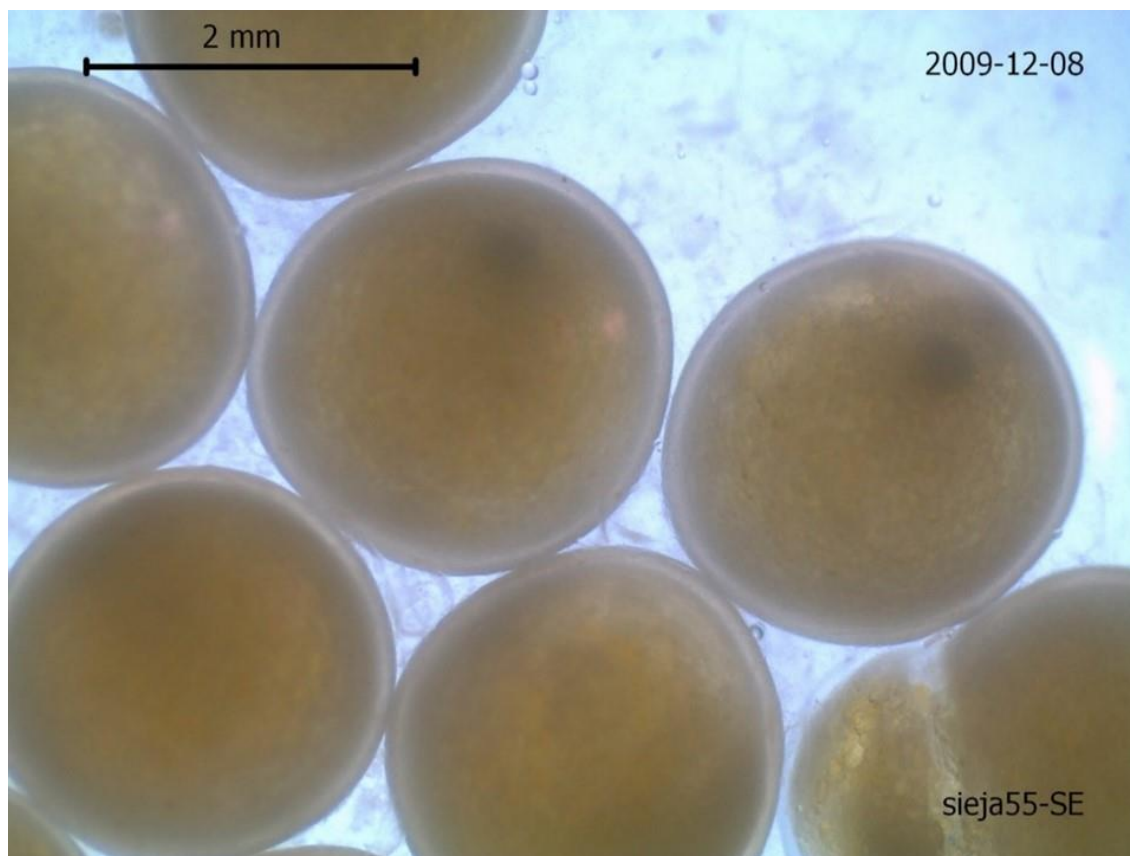
Fot. 1. Przegląd tarlaków (fot. M. Szczepkowski).

Można sprawdzić stadium dojrzałości samic stosując cewnik o średnicy zewnętrznej 4 mm, a wewnętrznej 2,2 mm. Cewnik wprowadza się do otworu płciowego na głębokość ok. 5 cm i za pomocą strzykawki zasysa próbkę, kilkudziesięciu oocytów (fot. 2; Hliwa i in. 2010). Do prześwietlania jaj najlepiej sprawdza się płyn Serra (alkohol etylowy 96%, formaldehyd 40% i lodowaty kwas octowy; v/v 6:3:1). Po pobraniu oocyty przenosi się do szklanej lub plastikowej probówki i zalewa płynem Serra. Po zalaniu płynem delikatnie się je miesza, a po 4 minutach przenosi na szklaną szalkę i prowadzi obserwacje pod lupą binokularową. Wyróżnia się 4 stadia dojrzałości oocytów: stadium I - oocyty z jądrem położonym centralnie, stadium II - oocyty z jądrem migrującym (znajdującym się między centrum komórki a osłonką jajową), stadium III - oocyty z jądrem przesuniętym na obwód komórki (fot. 3), stadium IV - oocyty bezjadrzaste (IV<sub>1</sub> - po rozpadzie morfologicznej struktury jądra lub IV<sub>2</sub> – oocyty atrezyjne) (Hliwa i in. 2010). Przed pobraniem oocytów, jak i przed innymi manipulacjami należy uspić ryby w anestetyku (MS-222; 50 mg/l wody).



Fot. 2. Pobieranie oocytów za pomocą cewnika (fot. P. Hliwa).

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



Fot. 3. Oocyty siei prześwietlone w płynie Serra (stadium III; fot. P. Hliwa).

### 2.3. Stymulacja hormonalna

Do tej pory w przypadku stymulacji hormonalnej rozrodu siei prowadzono jedynie testy o charakterze *stricte* doświadczalnym. Wykazano np., że zbyt wczesne iniekcje hormonalne mogą prowadzić do resorpcji oocytów. Stymulacji hormonalnej powinny być poddawane ryby w II i/lub III stadium dojrzałości. Zalecać należy stymulację dootrzewnową. Stosowano różne preparaty hormonalne, w tym m.in. preparat Gonazon (Intervet International B.V., Boxmeer, Holandia) (tab. 1). Był on z powodzeniem wykorzystywany w rozrodzie ryb łososiowatych: pstrąga tęczowego (*Oncorhynchus mykiss*), łososia (*Salmo salar*) i golca zwyczajnego (*Salvelinus alpinus*) (Haffray i in. 2005). Jego skuteczność została pozytywnie zweryfikowana również w przypadku siei (Mikołajczyk i in. 2007).



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. Wpływ zastosowania różnych preparatów hormonalnych na efekty sztucznego tarła siei (Kozłowski i in. 2012; zmodyfikowane).

| Preparat        | Dawka             | Sposób dawkowania                                                     | Temperatura wody (°C) | Czas latencji (dni) | Odsetek wytartych samic (%) | Przeżywalność ikry (%) | Źródło                          |
|-----------------|-------------------|-----------------------------------------------------------------------|-----------------------|---------------------|-----------------------------|------------------------|---------------------------------|
| Gonazon         | 16 µg/kg m.c.     | jedna dawka                                                           | 1 - 7,1               | 6 - 16              | 88                          | 82**                   | Mikołajczyk i in. (2007)        |
|                 | 32 µg/kg m.c.     | jedna dawka                                                           | 1 - 7,1               | 16                  | 64                          | 67**                   | Mikołajczyk i in. (2007)        |
| Ovopel          | 1granulka/kg m.c. | dwie dawki (pierwsza 10%, druga 90% całkowitej dawki) w 12 h odstępie | 3,9 - 8,7             | 1 - 3               | 100                         | 27,7*                  | M. Kozłowski, (dane niepublik.) |
| CPE             | 4 mg/kg m.c.      | dwie dawki (pierwsza 10%, druga 90% całkowitej dawki) w 12 h odstępie | 3,9 - 8,7             | 1                   | 100                         | 36,0*                  | M. Kozłowski, (dane niepublik.) |
| hCG             | 500 IU/kg m.c.    | dwie dawki (pierwsza 10%, druga 90% całkowitej dawki) w 12 h odstępie | 3,9 - 8,7             | 1 - 5               | 100                         | 37,5*                  | M. Kozłowski, (dane niepublik.) |
| Grupa kontrolna | -                 | -                                                                     | 3,9 - 8,7             | 1 - 5               | 100                         | 17,4*                  | M. Kozłowski, (dane niepublik.) |
|                 | -                 | -                                                                     | 1,0 - 7,1             | 16                  | 4                           | 64**                   | Mikołajczyk i in. (2007)        |

\* przeżywalność ikry w momencie zaoczkowania; \*\* przeżywalność ikry 2 dni po zapłodnieniu; Ovopel (Horváth i in. 1997); CPE – przysadka mózgowa karpia; hCG - ludzka gonadotropina kosmówkowa.



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.**

Zastanawiać może wysoka skuteczność preparatów testowanych przez Kozłowskiego i in. (2012). Biorąc pod uwagę fakt, że w tym teście ikrę pozyskano również od 100% ryb z grupy kontrolnej, wydaje się, że bezpośredni wpływ stymulacji hormonalnej na uzyskane wyniki może budzić pewne wątpliwości. W badaniach tych rozradzane były tzw. pierwiastki, czyli ryby po raz pierwszy podchodzące do tarła, co dodatkowo może utrudniać interpretację uzyskanych wyników.

#### **2.4. Pozyskiwanie produktów płciowych**

Ikrę pozyskuje się stosując delikatny masaż powłok brzusznych (fot. 4). Mlecz najlepiej pobierać za pomocą strzykawki (fot. 5). Można przyjąć, że koncentracja plemników tego gatunku wynosi ok. 12 mld/ml (Nynca i in. 2010).



Fot. 4. Wycieranie samicy siei (fot. M. Kozłowski).



Fot.5. Pobieranie nasienia za pomocą strzykawki (fot. M. Kozłowski)

Po zaplemnieniu (dodaniu mleczu) ikrę z mleczem delikatnie mieszamy piórem. Ikrę pozyskaną od 1 samicy zaleca się zapładniać mleczem pobranym od 1 samca (Kuźmiński i Dobosz 1996). Po czym dodajemy wodę, lejąc ją delikatnie po ściankach naczynia. Można przyjąć, że grubość warstwy wody nad ikrą powinna wynosić ok. 1 cm (fot. 6).

Po ok. 2 minutach należy zlać wodę i przeprowadzić procedurę odklejania ikry (kilkakrotne przepłukanie wodą). W celu skrócenia czasu odklejania można zastosować odklejanie ikry za pomocą taniny (10 litrów wody i 5 g taniny; czas procedury 45 sekund). Metoda ta daje wyniki porównywalne do notowanych w przypadku tradycyjnego odklejania ikry przepłukiwanej wodą (fot. 7; Szczepkowski i in. 2009). Po odklejeniu zlewamy roztwór rozklejający znad ikry, kilkakrotnie przepłukujemy ikrę wodą i przenosimy ją do słoików inkubacyjnych.



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



Fot. 6. Zapłodnienie ikry siei (fot. M. Kozłowski).



Fot. 7. Ikra siei odklejona metodą tradycyjną (pierwsze dwa słoje) i za pomocą taniny (słoje 3-5; ikra ciemniejsza) (fot. M. Kozłowski).

### 3. Wylęgarnictwo ryb siejowatych

*Dr inż. Bożena Szczepkowska*

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

#### 3.1. Warunki inkubacji ikry

W początkowym okresie po zapłodnieniu optymalna temperatura wody powinna wynosić około 3-4°C (Terlecki i Kempieńska 1956). W tym czasie zarówno zbyt niskie temperatury (poniżej 1°C), jak i zbyt wysokie (powyżej 7°C) wpływają niekorzystnie na rozwój ikry. W dalszym okresie inkubacji (po około 2 tygodniach) temperatura wody optymalna do rozwoju ikry powinna być niższa, tj. w zakresie od 1 do 3°C.

Bezpośrednie działanie światła słonecznego jest szkodliwe dla ikry, dlatego usytuowanie aparatów inkubacyjnych powinno wyeliminować niekorzystny wpływ tego czynnika. W szczególności należy unikać bezpośredniego światła słonecznego padającego na ikrę (okna umieszczone powyżej aparatów). Z drugiej strony, w czasie prowadzenia prac związanych z obsługą wylęgarni i inkubacją ikry jest wymagany odpowiedni poziom oświetlenia. W okresie nocnym wylęgarnia może być całkowicie zaciemniona.

Ikra koregonidów jest wrażliwa na zawartość związków azotowych: azotu amonowego i azotynów. Podczas inkubacji w systemie recyrkulacyjnym stwierdzono, że większą wrażliwość wykazuje ikra sielawy, przy długotrwałym utrzymywaniu się poziomu całkowitego azotu amonowego (CAA) w zakresie 0,4-0,9 mg/l, a azotynów 0,4-0,6 mg/l przeżywalność sielawy była o około 35% niższa, a straty występowały w okresie przed samym zaoczkowaniem, po okresie wzrostu koncentracji tych związków. Wydaje się, że bezpiecznym poziomem dla ikry koregonidów jest zawartość całkowitego azotu amonowego i azotynów poniżej 0,3 mg/l.

Niekorzystny wpływ na rozwój ikry ma również duża ilość zawiesiny w wodzie oraz pęcherzyków powietrza (Terlecki i Kempieńska 1956). W praktyce problem ten dotyczy głównie obiegów otwartych. Rozwiązaniem tego problemu mogą być filtry

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.**

mechaniczne, obecnie są to najczęściej filtry bębnowe (mikrosita). W niektórych ośrodkach, w celu wyłapywania zawiesiny z wody zasilającej aparaty, wykorzystuje się różnego rodzaju filtry wymienne wykonane z gąbki lub różnego rodzaju chłonnych tkanin, które umieszcza się zarówno na dopływie wody do wylęgarni, jak i przy osadnikach.

### 3.2. Wylęgarnie ryb siejowatych

Obecnie najczęściej stosowanymi rozwiązaniami są wylęgarnie działające w systemach o otwartym przepływie wody, w których woda ze źródeł naturalnych (jezior, rzek lub małych cieków wodnych) po przejściu przez aparaty inkubacyjne uchodzi poza obiekt wylęgarniczy (fot. 1,2). Obiekty tego typu zapewniają zazwyczaj optymalne warunki do rozwoju ikry.



Fot. 1. Wylęgarnia koregonidów w Doliwach: widok na budynek od strony ujęcia wody. (z lewej) i halę inkubacyjną (z prawej) (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.**



Fot. 2. Wylęgarnia koregonidów w Doliwach: hala inkubacyjna (fot. M. Szczepkowski).

Przy braku odpowiedniej ilości miejsca aparaty mogą być w rzędach na różnych poziomach, jedno nad drugim (fot. 3). Niestety coraz częściej barierą dla funkcjonowania takich wylęgarni jest pogarszająca się jakość wody, a nawet jej brak, związany z obniżaniem się poziomu wody. Coraz częściej zdarza się również występowanie ciepłych zim, wówczas temperatury wody podczas inkubacji są zbyt wysokie w stosunku do zalecanych, co skutkuje szybkim pojawianiem się wylęgu i wpływa na jego jakość. W skrajnych przypadkach wylęg następował nawet pod koniec stycznia. Rodzi to problemy z późniejszą alokacją materiału do zarybień lub dalszego podchowu.

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



Fot. 3. Aparaty inkubacyjne wylęgarni koregoniów ustawione w dwóch rzędach (fot. M. Szczepkowski).

W wylęgarnictwie koregonidów możliwe jest również zastosowanie systemów recyrkulacyjnych. Kluczowe znaczenie dla wysokiej efektywności inkubacji (wysokiej przeżywalności larw oraz niskiego zużycia mediów) w systemach zamkniętych ma możliwość utrzymania niskich temperatur oraz odpowiedniej jakości zawracanej wody. Obydwa te czynniki wymagają zapewnienia odpowiednich warunków technicznych. Zapewnienie odpowiednio niskich temperatur wody w całym okresie inkubacji najczęściej wymaga zastosowania układów schładzania, zaś do uzdatniania wody niezbędne są biofiltry (fot. 4,5).

W praktyce w wylęgarniach, jak również w systemach, które służą do przetrzymywania tarlaków, stosuje się filtry biologiczno-mechaniczne z wypełnieniem piaskowo-żwirowym lub z tworzywa sztucznego. Biofiltry te zapewniają zarówno pełne

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.**

biologiczne uzdatnianie wody przez większość okresu inkubacji, jak i mechaniczne usuwanie zawiesiny, co jest szczególnie istotne w okresie klucia. Wyposażone są w zawory wielodrożne oraz napowietrzanie, dzięki czemu mogą być łatwo czyszczone w czasie pracy.



Fot. 4. Wymiennik ciepła z układu schładzania wody umieszczony w dolnym zbiorniku retencyjnym (z lewej) oraz biofiltr z zaworem wielodrożnym (z prawej) stosowane w wylęgarni koregonidów (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.**



Fot. 5. Wymiennik ciepła z układu schładzania wody umieszczony w dolnym zbiorniku retencyjnym (z lewej) oraz biofiltr z zaworem wielodrożnym (z prawej) stosowane w wylęgarni koregonidów (fot. M. Szczepkowski).

Przy stosowaniu biofiltrów należy zwrócić uwagę, że w trakcie inkubacji obciążenie systemu recyrkulacyjnego bardzo silnie się zmienia, co ma wpływ na efektywność oczyszczania wody. Największe obciążenie występuje w okresie, gdy następuje rozkład dużej ilości materii z obumierającej ikry, zazwyczaj po pierwszych dwóch tygodniach inkubacji aż do zaoczkowania. Biofiltry nie są wówczas w stanie zapewnić pełnego uzdatnienia wody i niezbędna jest zwiększona wymiana wody z zewnątrz. Jednocześnie, aby ten okres maksymalnie skrócić i nie dopuścić do



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.**

podwyższenia poziomu związków azotowych konieczne jest szybkie odseparowanie i usunięcie obumarłej ikry. Proces ten jest znacznie ułatwiony w aparatach inkubacyjnych o odpowiedniej konstrukcji.

Obecnie najczęściej w wylęgarnictwie koregonidów stosuje się aparaty inkubacyjne Weissa, o pionowym przepływie wody (fot. 6, 7). W celu równomiernego rozprowadzenia strumienia wody, a także jako zabezpieczenie przed cofaniem się ikry ze słoików w sytuacjach awaryjnych, np. podczas braku przepływu, w dolnej części aparatu stosuje się różnego rodzaju krążki z trzonkiem, tzw. grzybki, wykonane z perforowanej blachy lub tworzywa sztucznego. Stwierdzono, że przy ich braku w początkowym okresie inkubacji często dochodzi nawet do całkowitego obumarcia ikry, co jest związane z wzajemnym obijaniem się ziaren w dolnej części aparatu.



Fot. 6. Aparaty inkubacyjne typu Weissa (z lewej) i Mc Donalda w modyfikacji Falko (z prawej) stosowane do inkubacji ikry koregonidów (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.**



Fot. 7. Aparaty inkubacyjne typu Weissa (z lewej) i Mc Donalda w modyfikacji Falko (z prawej) stosowane do inkubacji ikry koregonidów (fot. M. Szczepkowski).

W aparatach typu Weissa często występuje problem z usuwaniem martwej ikry. Jej część stopniowo gromadzi się w górnej części aparatu, skąd musi być na bieżąco usuwana za pomocą lewarowania. Jednak całkowite usunięcie obumarłej ikry jest możliwe dopiero po jej zaoczkowaniu. W systemach o otwartym przepływie wody taka sytuacja nie ma istotnego znaczenia, ponieważ woda po przejściu przez aparaty wypływa na zewnątrz wylęgarni. W systemie recyrkulacyjnym, gdzie woda jest zawracana, sytuacja wygląda inaczej. Powstające w wyniku rozkładu martwej ikry produkty metaboliczne, szczególnie azotowe, wpływają negatywnie na rozwój pozostałej ikry i mogą prowadzić do jej nieprawidłowego rozwoju, a nawet do jej obumierania (Szczepkowski 2001). Jednocześnie są one trudne do usunięcia w drodze nityfikacji

w biofiltrze, ponieważ bakterie odpowiedzialne za ich przemiany namnażają się bardzo wolno w niskich temperaturach wody.

Z tego powodu w wylęgarniach pracujących w systemie zamkniętym znacznie lepiej sprawdzają się aparaty typu Mc Donalda. Są to również aparaty o pionowym przepływie wody (jednakowa średnica słoja w całej wysokości, z zaokrągloną dolną częścią), ale ich konstrukcja umożliwia samoistnie bardzo równomierny przepływ wody w całej jego objętości. Dzięki temu martwa ikra gromadzi się znacznie szybciej w górnej części aparatu, skąd można ją łatwo zlewarować. Zaletą aparatów typu Mc Donalda jest również zabezpieczenie ikry (a potem wylęgu) przed niekontrolowanym wypływem. Obecnie są one coraz powszechniej stosowane (Szczepkowski 2015), z nowymi modyfikacjami. W aparatach typu Falko dodatkowo przy odpływie zastosowano kilkucentymetrowe pierścienie (krążki) wykonane z rury perforowanej umieszczone na górze w kołnierzu słoja, ułatwiające wszelkie manipulacje, np. podczas obsadzania ikry.

Wykorzystanie systemów recyrkulacyjnych ma jeszcze jedną bardzo istotną obecnie zaletę – pozwala znacznie zredukować potrzebną ilość wody, nawet o 97,5-98,0% w stosunku do wylęgarni pracującej w systemie otwartym o jednakowej ilości aparatów (Szczepkowski i Szczepkowska 2017). Możliwe jest również połączenie pracy wylęgarni pracujących w systemach otwartych i zamkniętych. Tego typu rozwiązania już od dawna wykorzystywano do inkubacji ikry koregonidów (Kolman i Łuczyński 1976). Ich istotą jest przedłużenie końcowego okresu inkubacji tak, aby wylęganie się larw następowało w okresach korzystnych do zarybień. W takim wypadku wylęgarnię z systemem schładzania wody obsadza się ikrą już zaoczkowaną, w zasadzie krótko przed jej wykluciem.

Inne niezbędne składniki wylęgarni to układy sterylizacji wody (stosowane głównie w systemach zamkniętych) oraz odbieralniki do przetrzymywania wyklutych larw.

### **3.3. Obsadzanie ikry, zabiegi profilaktyczne i prace w wylęgarni**

Ikrę w aparatach obsadzamy bezpośrednio po zapłodnieniu i wstępnym odklejeniu ikry. W aparatach Mc Donalda możemy dokonywać obsady ikry przy

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.**

włączonym przepływie, bez konieczności spuszczenia wody czy zabezpieczania odpływu. W podobny sposób możemy z łatwością dokładać nowe porcje ikry do słoja, np. podczas jej gromadzenia przed wykluciem.



Fot. 8. Ikra sielawy zbrylona w aparacie inkubacyjnym (fot. M. Szczepkowski).

Jeżeli ikra była odklejana przy zastosowaniu taniny (Szczepkowski i in. 2009, Szczepkowski i Szczepkowska 2017), wówczas w początkowym okresie inkubacji wystarczy niewielki przepływ wody (około 2-2,5 l/min). Po odklejaniu polegającym na wielokrotnym przepłukiwaniu wodą początkowy przepływ wody powinien być znacznie większy, nawet do 6-7 l/min. Zapobiegnie to wtórnemu sklejanu się ikry, które



szczególnie uwidacznia się u sielawy (fot. 8). Taki przepływ powinien być utrzymywany maksymalnie przez kilka godzin, ponieważ po tym czasie, aż do zaoczkowania, ikra staje się wrażliwa na silne wstrząsy. Zdarza się często, że część jaj przyklei się do ścianki słoja, wówczas należy je delikatnie odkleić za pomocą pióra. Wskazane jest systematyczne mieszanie całej ikry piórką co jakiś czas, by nie tworzyły się zastoiska, w szczególności dotyczy to słoików Weissa.

W trakcie inkubacji systematycznie pojawia się pewna ilość martwej ikry, którą należy usuwać, w przeciwnym razie pleśniawka może rozprzestrzenić się na całą ikrę. Zwiększenie przepływu wody po zaoczkowaniu sprzyja oddzielaniu się martwych jaj. Odseparowanie jaj żywych od martwych można wykonać również w zabiegu tzw. odsalania w roztworze soli kuchennej, jednak jest to możliwe dopiero po zaoczkowaniu ikry. Proces ten u ryb siejowatych jest znacznie trudniejszy aniżeli w przypadku np. szczupaka. Procedura jego przeprowadzenia jest podobna, przy czym ikra koregonidów jest bardziej wrażliwa na działanie soli, dlatego należy bardzo przestrzegać czasu kąpieli. Zabieg ten najłatwiej jest przeprowadzić w przygotowanym do tego celu zestawie składającym się ze stelaża, w którym jest zamontowany słoik Weissa z zaworem spustowym. Taka konstrukcja pozwala w prosty sposób usunąć martwą ikrę zgromadzoną w dolnej części słoja. Przed zabiegiem należy przygotować dwa roztwory soli kuchennej: o stężeniu 12 i 20%, przy czym roztworu mocniejszego zużywa się około trzykrotnie więcej. Samo odsalanie przeprowadza się w następujący sposób: wlać 12% roztwór soli do około 1/3 objętości słoja, następnie miseczką lub małym kasarkiem dodać ikrę (maksymalnie 2 litry) przeznaczoną do odsalania. Następnie dodajemy mocniejszy 20% roztwór, prawie do napelnienia słoja. Całość należy wymieszać piórem i czekać na rozdzielenie się warstw ikry: martwej opadającej na dno słoja i żywej pływającej na powierzchni roztworu. Ikrę żywą najwygodniej odłowić kasarkiem do przygotowanego aparatu z czystą wodą. Jeżeli po wymieszaniu ikry w ciągu około 1 minuty nie następuje jej rozwarstwienie, wówczas należy jeszcze dolać mocniejszego roztworu (20%), znowu zamieszać i odczekać. Na ogół cały proces od momentu umieszczenia ikry w solance do odłowienia żywych jaj nie powinien przekraczać 5 minut, ponieważ po tym czasie mogą w jajach nastąpić nieodwracalne zmiany prowadzące do obumarcia części zarodków.

Stwierdzono, że efekty odsalania są słabsze w przypadku ikry silnie porośniętej grzybami pleśniowymi. Na ikrę sielawy zarażonej pleśniąwką pozytywny wpływ miały kąpiele przeprowadzane w roztworze nadmanganianu potasu w koncentracji 1:2000. Kąpiele wykonywano poza aparatem inkubacyjnym (po ściągnięciu ikry) przez 5 minut, co 1-2 tygodnie.

Każdorazowo podczas ściągania ikry z aparatów inkubacyjnych należy postępować z nią bardzo delikatnie i lewarować pod niskim ciśnieniem. W tym celu najlepiej podstawić stabilne rusztowanie, na którym umieścimy miskę na wysokości umożliwiającej łagodne spływanie jaj do naczynia.

Jeżeli planowany jest podchów wylęgu w systemie recyrkulacyjnym z wylęgarni pobierającej wodę rzeczną lub jeziorową, to należy profilaktycznie zabezpieczyć się przed możliwością przeniesienia pasożytów mogących tam występować. Zaleca się wówczas wykonanie kąpeli, którą znacznie łatwiej przeprowadzić na ikrze. W tym celu tuż przed wykluciem ikrę należy poddać w misce krótkotrwałej kąpeli (20 minut) w chloraminie T w stężeniu 20 mg / litr wody, a następnie umieścić w aparacie inkubacyjnym już w systemie recyrkulacyjnym, gdzie będzie wykluwana. Wykorzystanie aparatów Mc Donalda umożliwia sprawne przenoszenie ikry i bezpośrednie klucie w basenach z pominięciem odbieralników (fot. 9). Ponadto daje możliwość uzyskania odpowiedniego zagęszczenia obsady w basenie, odebrania wylęgu najsilniejszego (najlepszej jakości), zgromadzenia oddzielnie słabszych larw. Podczas klucia tradycyjnego do odbieralników wraz z wylęgiem wpływają osłonki jajowe, które zamieniają się w zawiesinę zatykającą oczka sadzyków. Wymaga to zachowania szczególnej uwagi ze względu na możliwość przelania się wody górą i ucieczki larw. Ponadto unika się dodatkowej manipulacji, jaką jest odlów, co może pozytywnie wpłynąć na efekty podchowu (brak stresu związanego z przenoszeniem, ochrona skrzelii przed podrywaną zawiesiną).

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



Fot. 9 Ikra siei przeniesiona do wyklucia w basenie systemu recyrkulacyjnego (fot. M. Szczepkowski).

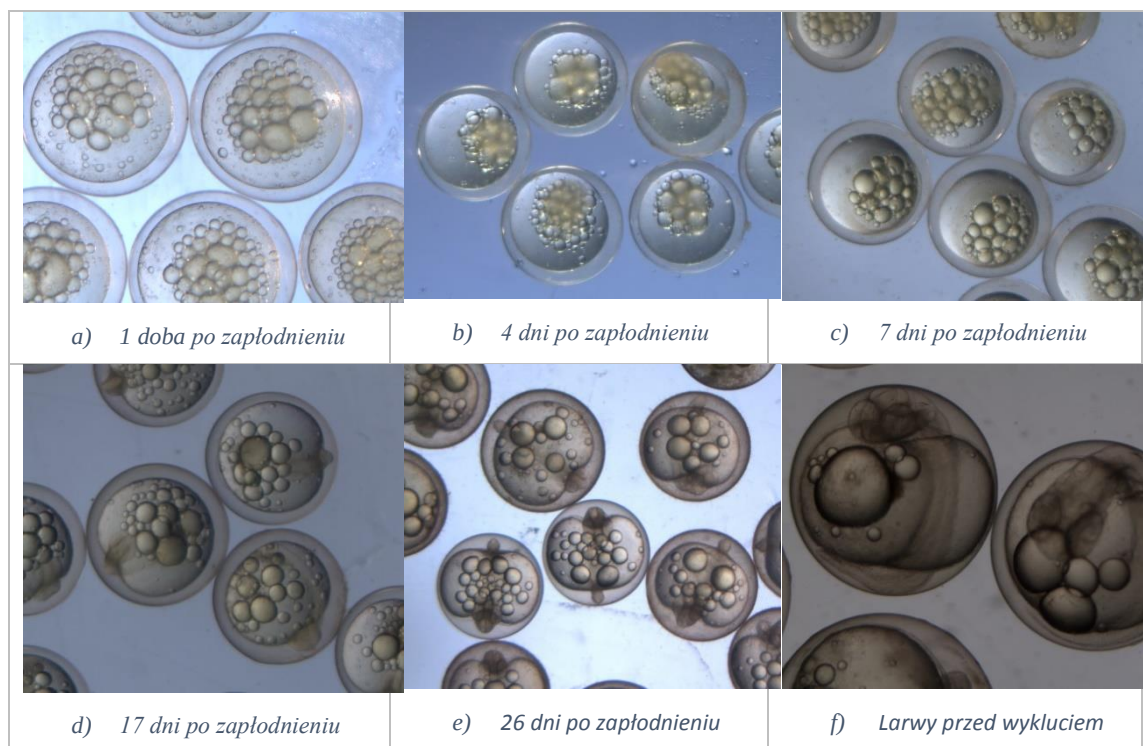
### 3.4. Rozwój ikry i jej wrażliwość

Rozwój zarodkowy siei i sielawy bardzo silnie zależy od temperatury wody. Długość okresu do wyklucia może się wahać w szerokich granicach od około 160°C (Terlecki i Kempieńska 1956) do nawet ponad 330°D (obserwacje własne). Krótszy okres inkubacji ikry jest związany z wyższymi średnimi temperaturami wody. Pierwsze żywotne larwy siei wykluwały się średnio po okresie 214°D, a masowe klucie miało miejsce po 273°D.

Wrażliwość ikry na czynniki zewnętrzne zmienia się w zależności od okresu rozwoju. Bezpośrednio po zapłodnieniu, jeszcze przed pełnym napęczeniu, jest ona stosunkowo odporna na manipulacje i wstrząsy związane np. z transportem. Okres ten trwa wg różnych opracowań do 8 – 24 godzin. Następnie, aż do pojawienia się pigmentu

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 oczach zarodków (zaoczkowaniu), ikra jest bardzo wrażliwa i nie powinna być transportowana, ani poddawana działaniu zbyt dużego przepływu wody.



Fot. 10 a-f. Rozwój embrionalny siei (fot. M. Szczepkowski).

Po zaoczkowaniu (fot. 10e) jej wrażliwość na różne zabiegi spada i wówczas może być poddawana zabiegom np. odsalania w celu rozdzielania martwej i żywej ikry, kąpielom profilaktycznym oraz transportowi. Nie jest wskazane przeprowadzanie transportu tuż przed wykluciem, zwłaszcza gdy pojawiają się pierwsze wyklute larwy. Może wówczas dochodzić do masowego klucia się w czasie transportu, co przy dłuższym jego trwaniu może niekorzystnie wpłynąć na larwy

### 3.5. Wykluwanie larw, obliczanie ilości, transport wylęgu

W wylęgarniach wyposażonych w aparaty inkubacyjne typu Weissa odbieranie wylęgu odbywa się w basenach - odbieralnikach wyposażonych w sadzki. Ponadto gromadzenie ikry przed wykluciem w mniejszej liczbie słoï usprawnia proces odbierania



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.**

---

wylęgu, zwłaszcza gdy spływa on węzami do jednego zbiorczego odbieralnika. Takie rozwiązanie znacznie udrożnia ciąg komunikacyjny i ułatwia poruszanie się w wylęgarni. Należy zwrócić uwagę na odpowiedni przepływ wody w odbieralniku, gdyż zbyt duży może larwy zabijać. W praktyce w okresie masowego klucia się konieczne jest systematyczne odbieranie wylęgu i jego wywożenie na zarybienia. Okres klucia można przyspieszyć poprzez tzw. przyduszanie ikry przy zamkniętym dopływie wody. Dopływ wody zamyka się na okres 2-8 minut, masowy wylęg ma najczęściej miejsce w ciągu 24 godzin po zabiegu. Jest to korzystne w przypadku ryb przeznaczonych do podchowu gdyż można uzyskać bardziej jednorodny materiał.

#### 4. Literatura

- Brylińska M. 2000 – Ryby słodkowodne Polski – Wyd. PWN, Warszawa, 521 s.
- Haffray P., Enright W.J., Driancourt M.A., Mikołajczyk T., Rault P., Breton B. 2005 – Optimization of breeding of salmonids: Gonazon, the first officially approved inducer of ovulation in the EU – World Aquac. 36: 52-56.
- Horváth L., Szabó T., Burke J. 1997 - Hatchery testing of GnRH analogue-containing pellets on ovulation in four cyprinid species - Pol. Arch. Hydrobiol. 44: 221-226.
- Hliwa P., Martyniak A., Kozłowski J., Gomułka P., Król J., Stańczak K., Lejk A.M., Bockenheimer T., Pobłocki W. 2010 – Przeżyciowa ocena dojrzałości samic siei (*Coregonus f. lavaretus*) z jeziora Łebsko w okresie przedtarłowym – W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb rzadkich i chronionych oraz innych gatunków (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalska. Wyd. IRS, Olsztyn: 73-78.
- Kolman R., Łuczyński M. 1976 – Pełna termoregulacja wody w wylęgarni – Gosp. Ryb. 5: 11-12.
- Kozłowski M., Szczepkowski M., Wunderlich K. 2012 – Rozród siei (*Coregonus lavaretus*) w warunkach kontrolowanych – W: Wylęgarnictwo organizmów wodnych – osiągnięcia, wyzwania i perspektywy (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalsak. Wyd. IRS, Olsztyn: 93-103.
- Kuźmiński H., Dobosz S. 1996 – Produkcja materiału zarybieniowego siei (*Coregonus lavaretus* L.) w oparciu o hodowlane stado tarłowe – Wyd. IRS, Olsztyn, Nr 173, 12 s.
- Kuźmiński H., Dobosz S. 2007 – Wzrost i płodność siei wędrowniej (*Coregonus lavaretus lavaretus*) populacji hodowlanej z ZHRŁ Rutki oraz „dzikiej” z Zatoki Puckiej - W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb jeziorowych i innych gatunków (Red.) J. Wolnicki, Z. Zakęś, R. Kamiński, Wyd. IRS, Olsztyn: 139-145.
- Mikołajczyk T., Kuźmiński H., Dobosz S., Goryczko K., Enright W. J. 2007 – The effects of Gonazon, a commercially available GnRH analogue, on induction of ovulation and egg quality in cultured European whitefish (*Coregonus lavaretus* L.) – Arch. Hydrobiol. Spec. Issues Advanc. Limnol. 60: 187-194.

- Nynca J., Dietrich G. J., Dietrich M. A., Słowińska M., Liszewska E., Karol H., Martyniak A., Ciereszko A. 2010 – Charakterystyka świeżego i kriokonserwowanego nasienia siei łebskiej (*Coregonus lavaretus*) - W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb rzadkich i chronionych oraz innych gatunków (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalska. Wyd. IRS, Olsztyn: 79-90.
- Szczepkowski M. 2001 – Inkubacja ikry szczupaka w obiegach recyrkulacyjnych – Komun. Ryb. 1: 11-12.
- Szczepkowski 2009 – Restytucja siei w jeziorach województwa warmińsko-mazurskiego – W: Diagnoza aktualnego stanu oraz perspektywy rozwoju rybactwa śródlądowego i nadbrzeżnych obszarów rybackich w województwie warmińsko-mazurskim (Red.) A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 205-216.
- Szczepkowski M. 2015 – Praktyczne aspekty funkcjonowania wylęgarni ryb – W: Zrównoważone korzystanie z zasobów rybackich na tle ich stanu w 2014 roku (Red.) M. Mickiewicz, A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 199-209.
- Szczepkowski M., Szczepkowska B. 2012 – Możliwości intensywnego chowu sielawy w systemie recyrkulacyjnym – W: Zrównoważone korzystanie z zasobów rybackich na tle ich stanu w 2011 roku (Red.) M. Mickiewicz. Wyd. IRS, Olsztyn: 143-151.
- Szczepkowski M., Krzywosz T., Stabiński R. 2008 – Wychów stad tarłowych siei w warunkach kontrolowanych – Komun. Ryb. 2: 16-18.
- Szczepkowski M., Szczepkowska B., Krzywosz T., Wunderlich K., Stabiński R. 2010 – Growth rate and reproduction of a brood stock of European whitefish (*Coregonus lavaretus* L.) from Lake Gaładuś under controlled rearing conditions – Arch. Pol. Fish. 18: 3-11.
- Szczepkowski M., Szczepkowska B. 2017 – Inkubacja ikry sielawy w systemie recyrkulacyjnym – W: Działalność gospodarstw rybackich w 2016 roku – uwarunkowania ekonomiczne, prawne i ekologiczne (Red.) M. Mickiewicz, A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 155-164.
- Szczepkowski M., Szczepkowska B., Wunderlich K., Piotrowska I., Kozłowski M. 2009 – Wpływ stosowania taniny na wyniki inkubacji ikry i podchowu larw siei

(*Coregonus lavaretus*) - W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb łososiowatych i innych gatunków (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalska, D. Ulikowski. Wyd. IRS, Olsztyn: 127-132.

Szczerbowski J.A. 2000 – Sieja - W: Ryby słodkowodne Polski (Red.) M. Brylińska. Wyd. PWN, Warszawa: 381-386.

Terlecki W., Kempieńska H. 1956 – Sieja i sielawa – Wyd. PWRiL, Warszawa, 260 s.

Vielma J., Koskela J., Ruuhonen K. 2002 – Growth, bone mineralization, and heat and low oxygen tolerance in European whitefish (*Coregonus lavaretus* L.) fed with graded levels of phosphorus – Aquaculture 212: 321-333.

Wziątek B., Kozłowski J., Teodorowicz M., Kurenda P. 2009 – Effects of producing stocking material of vendace *Coregonus albula* (L.), using spawners reared in captivity – initial studies – Arch. Pol. Fish. 17: 99-102.

Zakęś Z., Jarmołowicz S. 2009 – Stan techniczny budynków i urządzeń służących do prowadzenia gospodarki rybackiej – W: Diagnoza aktualnego stanu oraz perspektywy rozwoju rybactwa śródlądowego i nadbrzeżnych obszarów rybackich w województwie warmińsko-mazurskim (Red.) A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 95-110.

Zakęś Z., Wunderlich K., Szczepkowski M., Rożyński M. 2017 – Efekty znakowania młodocianej siei (*Coregonus lavaretus*) pasywnymi zintegrowanymi transponderami (PIT) – W: Wylęgarnictwo a dywersyfikacja produkcji akwakultury (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś. Wyd. IRS Olsztyn: 249-259.