

# **Instrukcja doradcza**

## **nr 4/RD/2020**

### **Rozradzanie szczupaka (*Esox lucius*) w warunkach kontrolowanych**



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**

### **Rozradzanie szczupaka (*Esox lucius*) w warunkach kontrolowanych**

#### **Autorzy:**

dr inż. Sławomir Krejszeff

prof. dr hab. inż. Zdzisław Zakęś

mgr inż. Maciej Rożyński

mgr inż. Marek Hopko

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

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

---

## Spis treści

|                                              |    |
|----------------------------------------------|----|
| 1. Wstęp .....                               | 4  |
| 2. Pozyskiwanie tarlaków .....               | 7  |
| 3. Transport tarlaków .....                  | 8  |
| 4. Przetrzykiwanie tarlaków .....            | 11 |
| 5. Anestezja .....                           | 15 |
| 6. Rozród w warunkach kontrolowanych .....   | 16 |
| 6.1. Ocena stopnia dojrzałości oocytów ..... | 17 |
| 6.2. Stymulacja owulacji .....               | 19 |
| 6.3. Stymulacja spermacji .....              | 22 |
| 6.4. Pozyskanie gamet i zapłodnienie .....   | 23 |
| 6.5. Inkubacja jaj .....                     | 26 |
| 7. Literatura .....                          | 28 |

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.**

## 1. Wstęp



Fot. 1. Portret szczupaka (<https://portal.ct.gov/DEEP/Fishing/Freshwater/Freshwater-Fishes-of-Connecticut/Northern-Pike>).

Szczupak (*Esox lucius*) jest czołowym drapieżnikiem zamieszkującym słodkowodne wody Eurazji i Ameryki Północnej należącym do grupy gatunków ryb o największym znaczeniu w jeziorowej gospodarce rybackiej i wędkarskiej (Fot. 1). Zarybienia tym gatunkiem prowadzone są przez niemalże każdego rybackiego użytkownika wód i stanowią znaczną część ich wartości (Szczepkowski i Szczepkowska 2008).

Zarybienia szczupakiem w Polsce monitorowane są w ramach Programu Badań Statystycznych Statystyki Publicznej (PBSSP) (kwestionariusze RRW-23). Zgodnie z zawartymi w kwestionariuszach danymi w latach 2004-2017 prowadzenie zarybień tym gatunkiem deklarowało średnio 265 podmiotów, stanowiących 74,40% wszystkich podmiotów prowadzących zarybienia wód otwartych. W sumie powierzchnia wód do której wprowadzano materiał zarybieniowy w analizowanym okresie kształtowała się na poziomie 80,99% zarybianej w Polsce powierzchni, liczącej średnio 383 717,33 ha (Mickiewicz i in.

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.**

---

2006, 2007, 2008, 2009, 2010, 2011, 2012, 2013, 2014, 2015, 2016, 2017, 2018, Mickiewicz i Wołos 2019).

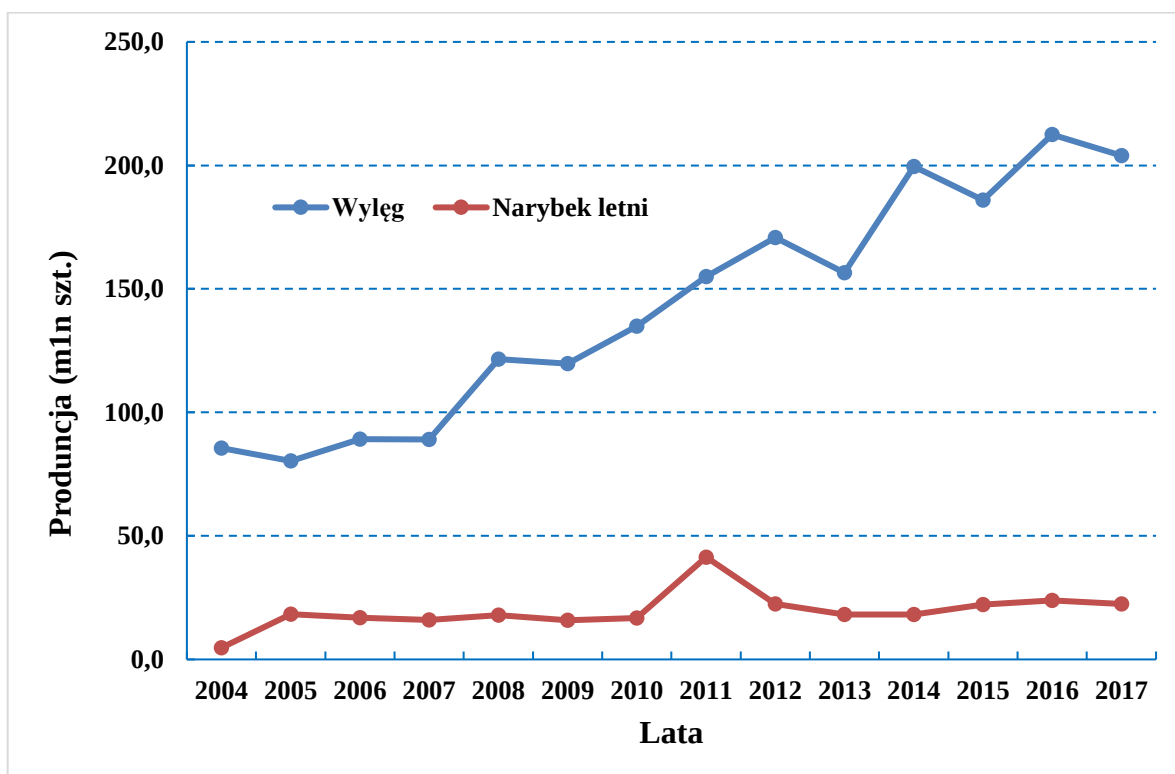
W analizowanym okresie prowadzono zarybiania wylęgiem, narybkiem letnim, narybkiem jesiennym, narybkiem 1+, krocziem, handlówką oraz selektami i tarlakami. Średnia ilość wpuszczanego do wód otwartych wylęgu i narybku letniego mierzona w mln. sztuk kształtowała się na poziomie 143,18 i 19,66 (rys. 1). W przypadku pozostałych sortymentów znacznie dominował narybek jesienny. Jego ilość średnio wynosiła 107,82 tony rocznie, stanowiąc 87,24% wszystkich sortymentów z wyłączeniem wylęgu i narybku letniego. Średnia masa narybku 1+, krocza, handlówki oraz selektów i tarlaków w analizowanym okresie wahała się na poziomie 15,77 tony rocznie (rys. 2) (Mickiewicz i in. 2006, 2007, 2008, 2009, 2010, 2011, 2012, 2013, 2014, 2015, 2016, 2017, 2018, Mickiewicz i Wołos 2019).

Po przeliczeniu danych zawartych w kwestionariuszach RRW-23 na pieniądze, np. zgodnie z cennikiem materiału zarybieniowego dla obszaru działania Dyrektora RZGW Wód Polskich w Poznaniu (<https://poznan.wody.gov.pl/images/Cennik-2021.pdf>), w analizowanym okresie średnio rocznie wody śródlądowe Polski były zarybiane narybkiem letnim o wartości 4,92 mln zł, wylęgiem o wartości 3,15 mln zł oraz narybkiem jesiennym o wartości 2,59 mln zł. Wartość pozostałych sortymentów nie przekroczyła 0,29 mln zł.

Podczas analizy danych dotyczących produkcji materiału zarybieniowego szczupaka, szczególną uwagę należy zwrócić na produkcję wylęgu. Wielkość zarybień tym sortymentem od samego początku gromadzenia danych wykazuje tendencję wzrostową (rys. 1). Natomiast wielkość zarybień pozostałymi sortymentami utrzymuje się na tym samym poziomie. Systematyczny wzrost zapotrzebowania na wylęg szczupaka pociąga za sobą wzrost zapotrzebowania na tarlaki. Ponieważ zasób ten nie jest niewyczerpywalny, możliwość zapewnienia podaży materiału zarybieniowego będzie się wiązała ze zwiększeniem efektywności tarła prowadzonego w warunkach kontrolowanych. Na przykład poprzez

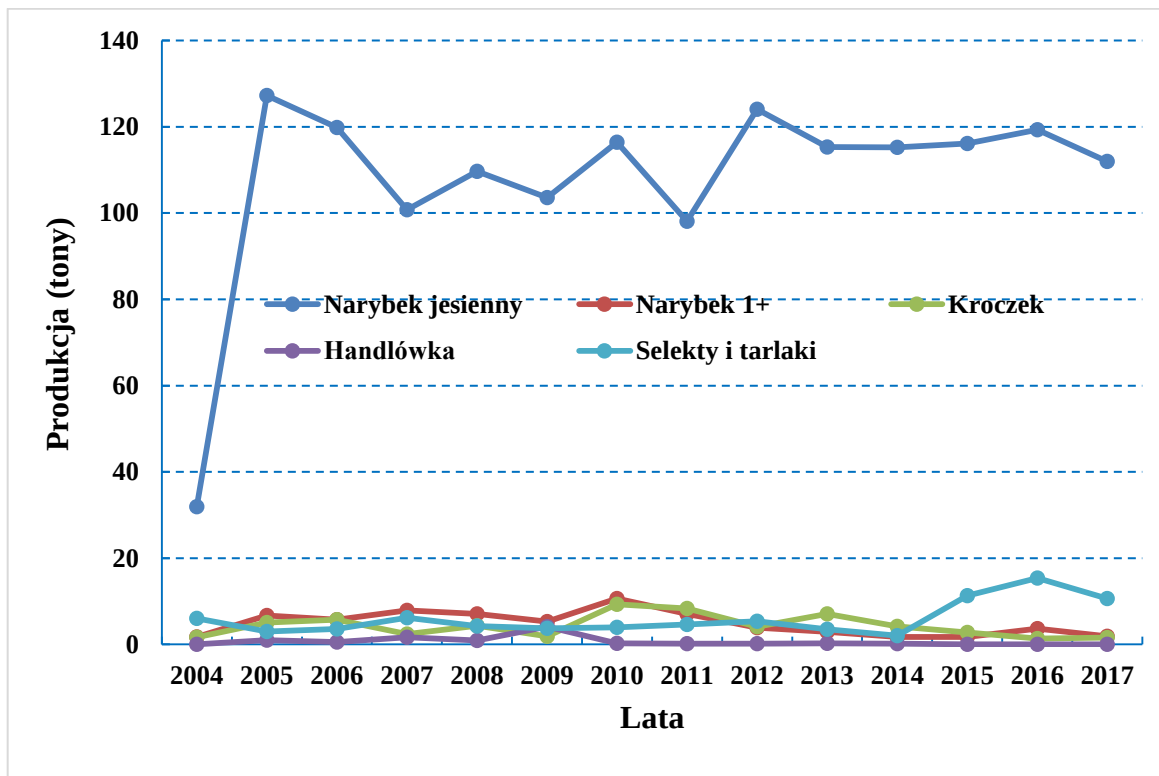
Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP I; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

stosowanie wspomaganie hormonalnego i uwzględnienie w procedurze zapłodnienia płynów zapładniających.



Rys. 1. Krajowa produkcja wylęgu i narybku szczupaka w latach 2004 – 2017 (Mickiewicz i in. 2006, 2007, 2008, 2009, 2010, 2011, 2012, 2013, 2014, 2015, 2016, 2017, 2018, Mickiewicz i Wołos 2019).

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. 2. Krajowa produkcja narybku jesiennego, narybku 1+, krocza, handlówki oraz selektów i tarlaków w latach 2004 – 2017 (Mickiewicz i in. 2006, 2007, 2008, 2009, 2010, 2011, 2012, 2013, 2014, 2015, 2016, 2017, 2018, Mickiewicz i Wołos 2019).

## 2. Pozyskiwanie tarlaków

Tarlaki szczupaka pozyskiwane są zazwyczaj z wód otwartych, w trakcie naturalnego tarła. Do ich połowu stosuje się narzędzia pułapkowe (żaki, mieroże, kozaki) oraz sprzęt zastawny (głównie wontony). W zależności od strategii przyjętej przez danego użytkownika rybackiego, ryby traktowane są na dwa sposoby. Gospodarstwa, które nie posiadają własnej infrastruktury wylęgarniczej połowią wyłącznie ciekące samice, pozyskują i zapładniają ikrę w warunkach polowych. Następnie transportują ją do wylęgarni, która świadczy usługi z zakresu inkubacji ikry. Gospodarstwa, które zajmują się produkcją materiału zarybieniowego zazwyczaj pozyskują wszystkie dojrzałe płciowo osobniki i transportują je

do wylęgarni. Bezpośrednio po przewiezieniu od tzw. ciekących samic pozyskuje się ikrę, natomiast tzw. twarde samice przetrzymywane są aż do momentu osiągnięcia finalnej dojrzałości oocytów. W tym przypadku na efektywność tarła duży wpływ ma kondycja tarlaków. Dlatego do ich połowu należy używać narzędzi, które nie kaleczą ryb, na przykład różnego rodzaju sprzęt pułpkowy.

Kolejnym źródłem reproduktorów szczupaka są gospodarstwa stawowe typu karpiego. Ryby pozyskiwane są już jesienią podczas odłowu stawów towarowych i zimowane do wiosny. W trakcie okresu zimowania ważne jest, żeby zapewnić tarlakom odpowiednią ilość pokarmu w postaci niewielkich ryb (okoń, płóc, karaś).

### **3. Transport tarlaków**

Przeznaczone do transportu ryby powinny cechować się odpowiednią żywotnością, zdrowotnością, budową ciała i kondycją. W wodzie powinny przyjmować prawidłową pozycję ciała i naturalnie reagować na bodźce zewnętrzne. Poza tym ryby powinien cechować brak zewnętrznych objawów chorobowych, pleśniawki i pasożytów widocznych „gołym okiem”. Powinny też posiadać prawidłową budowę ciała, pyska, pokryw skrzelowych i płetw. Oprócz tego powinny się cechować brakiem objawów wychudzenia i uszkodzeń mechanicznych ciała, w szczególności pyska (Tab. 1).

Do przewozu należy rekomendować zbiorniki wykonane z materiałów nie wywierających szkodliwego wpływu na transportowane ryby. Ich krawędzie i ściany powinny być gładkie, aby nie powodować obrażeń mechanicznych powłok ciała. Baseny powinny być też wyposażone w otwory i rękawy spustowe. Urządzenia napowietrzające lub natleniające wodę powinny być wyposażone w węże o gładkich powierzchniach. Rozpylacze powietrza powinny zapewnić równomierne napowietrzanie całej objętości wody. W ciągu jednej godziny transportu przez jeden 1 m<sup>3</sup> wody powinno przechodzić od 1,5 do 2,0 m<sup>3</sup> powietrza w postaci pęcherzyków o średnicy nie większej niż 2 mm. Sprzęt pomocniczy powinien być odkażony. Woda używana do transportu ryb nie powinna być chlorowana. Do



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.**

przewozu ryb najlepiej jest używać wodę ze zbiornika (basen, staw, jezioro), w którym ryby przebywały przed transportem. Różnice temperatur pomiędzy wodą ze zbiornika, w którym przebywały ryby, a wodą w zbiorniku transportowym nie mogą być większe niż 2 °C (BN-70/9147-13).

Tabela 1. Zewnętrzne cechy jakości tarlaków szczupaka (według BN-86/9147-12).

| Cecha                   | Wymagania                                                                            |                                                                                                                                        | Tolerancja                                                               |
|-------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------|
|                         | tarlak                                                                               | tarlak pełny                                                                                                                           |                                                                          |
| Stadium rozwoju         | Ryba dojrzała płciowo, brzuszna partia ciała twarda                                  | Ryba w pełnej gotowości do tarła, brzuszna część ciała miękka, u samic ikra wycieka swobodnie przy lekkim naciśnięciu części brzusznej | Do 5% osobników wśród tarlaków pełnych, o twardej brzusznej części ciała |
| Żywotność               | Prawidłowa pozycja ciała ryb w wodzie, naturalne reakcja na bodźce zewnętrzne        |                                                                                                                                        | Niedopuszczalna                                                          |
| Zdrowotność             | Brak zewnętrznych objawów chorobowych, pleśniawki i pasożytów widocznych gołym okiem |                                                                                                                                        |                                                                          |
| Budowa                  | Prawidłowa budowa ciała, pyska, pokryw skrzelowych i płetw                           |                                                                                                                                        |                                                                          |
| Kondycja                | Brak objawów wychudzenia                                                             |                                                                                                                                        |                                                                          |
| Uszkodzenia mechaniczne | Bez objawów uszkodzeń mechanicznych ciała, a zwłaszcza pyska                         |                                                                                                                                        | Do 5% osobników nie odpowiadających wymaganiom                           |
| Odpicie i czystość      | Ryby odpite bez zanieczyszczeń zewnętrznych                                          |                                                                                                                                        | niedopuszczalna                                                          |

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.**

Generalnie, liczba ryb jaką można bezpiecznie przewozić zależy od gatunku, wieku i wielkości, dojrzałości płciowej, temperatury wody, pory roku, czasu transportu oraz stopnia wypełnienia przewodu pokarmowego (Szczerbowski i Mamcarz 1985). W zależności od zastosowanej metody transportu dobiera się masę ryb w przeliczeniu na jednostkę objętości wody lub ilość wody na jednostkę masy ryb. Masa ryb lub objętość wykorzystanej wody zależy również od przewidywanego czasu transportu oraz tego, czy woda jest napowietrzana lub natleniana. Gdy planowany czas transportu nie przekroczy 20 godzin, a temperatura wody 15 °C, tarlaki szczupaka można przewozić w zbiornikach bez napowietrzania lub natleniania wody (Tab. 2). Chcąc wydłużyć czas transportu lub zwiększyć ilość przewożonych ryb należy zastosować napowietrzanie lub natlenianie wody (Tab. 3).

Tabela 2. Zapotrzebowanie wody w litrach, przypadające na 1 kilogram masy ciała ryb, przy przewożeniu szczupaka w zbiornikach bez napowietrzania (według BN-86/9147-05).

| Materiał<br>zarybieniowy   | Temperatura<br>wody (°C) | Czas trwania<br>przewozu (h) |      |       | Zalecenia                                                                                                                                               |
|----------------------------|--------------------------|------------------------------|------|-------|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
|                            |                          | do 4                         | 4-10 | 10-20 |                                                                                                                                                         |
|                            |                          | Ilość wody (l)               |      |       |                                                                                                                                                         |
| Tarlaki i<br>tarlaki pełne | do 5                     | 5                            | 10   | 12    | Zachować ostrożność przy<br>wymianie wody i<br>schładzaniu jej ze względu<br>na dużą wrażliwość ryb na<br>zmianę zawartości tlenu i<br>temperatury wody |
|                            | 5-10                     | 5                            | 15   | 20    |                                                                                                                                                         |
|                            | 10-15                    | 5                            | 20   | 25    |                                                                                                                                                         |

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.**

Tabela 3. Zapotrzebowanie wody w litrach, przypadające na 1 kilogram masy ciała ryb, przy przewożeniu szczupaka w zbiornikach z napowietrzaniem (według BN-86/9147-05).

| Materiał zarybieniowy   | Temperatura wody (°C) | Czas trwania przewozu (h) |            | Zalecenia                                                                                                                                |
|-------------------------|-----------------------|---------------------------|------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
|                         |                       | do 20                     | powyżej 20 |                                                                                                                                          |
| Tarlaki i tarlaki pełne | do 5                  | 5                         | 10         | Zachować ostrożność przy wymianie wody i schładzaniu jej ze względu na dużą wrażliwość ryb na zmianę zawartości tlenu i temperatury wody |
|                         | 5-10                  | 7                         | 12         |                                                                                                                                          |
|                         | 10-15                 | 10                        | 15         |                                                                                                                                          |

#### 4. Przetrzykiwanie tarlaków

W przypadku, gdy finalne dojrzewanie oocytów będzie wywoływane wyłącznie stymulacją czynnikami środowiskowymi (temperatura, fotoperiod), tarlaki szczupaka należy przetrzymać w sadzach umiejscowionych w strefie przybrzeżnej jeziora lub stawie w zagęszczeniu nie przekraczającym 20 kg/m<sup>3</sup> (Fot. 2). Osobniki obu płci powinny być przetrzymywane oddzielnie (Szczepkowski i Szczepkowska 2008).

W przypadku, gdy reproduktory poddane będą stymulacji hormonalnej, ryby należy przenieść do rozrodowego systemu recyrkulacyjnego (RAS). RAS rozrodowy przeznaczony dla szczupaka powinien być zbudowany z basenów rozrodowych oraz górnego i dolnego zbiornika retencyjnego. Wyposażenie systemu powinna stanowić pompa obiegowa, instalacja grzewcza, instalacja chłodząca, oświetlenie, instalacja UV oraz układ sterujący (Rys. 3). Opcjonalnie system może być wyposażony w system dozowania i kontroli poziomu tlenu rozpuszczonego w wodzie.

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. 2. Sadze do przetrzymywania tarlaków szczupaka (fot. Z. Zakęś).

Z praktycznego punktu widzenia (duża podatność na uszkodzenie gonad) nie zaleca się przetrzymywania ryb większych niż 3 kg. Dlatego pojemność basenów rozrodowych powinna oscylować w granicach 1 m<sup>3</sup>. Ponieważ w trakcie tarła przeprowadzanego w warunkach kontrolowanych samce i samice należy przetrzymywać oddzielnie, każdy taki system powinien być wyposażony w minimum dwa baseny rozrodowe. W przypadku gospodarstw stawowych typu karpiego systemy recyrkulacyjne wykorzystywane do rozrodu szczupaka powinny być wyposażone w minimum trzy baseny rozrodowe. Po jednym na samce i samice przygotowywane do rozrodu oraz jeden na ryby będące po tarle. To ze względu na fakt, że szczupaki hodowlane dobrze znoszą manipulacje przewidziane w protokołach rozrodczych dla tego gatunku i mogą być wykorzystywane wielokrotnie. Oprócz

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.**

---

tego każdy zbiornik powinien być wyposażony w szczelną pokrywę. Tarlaki szczupaka, szczególnie samce, po stymulacji hormonalnej wykazują tendencję do wyskakiwania z wody i w celu uniknięcia strat należy się zabezpieczyć przed ich ucieczką.

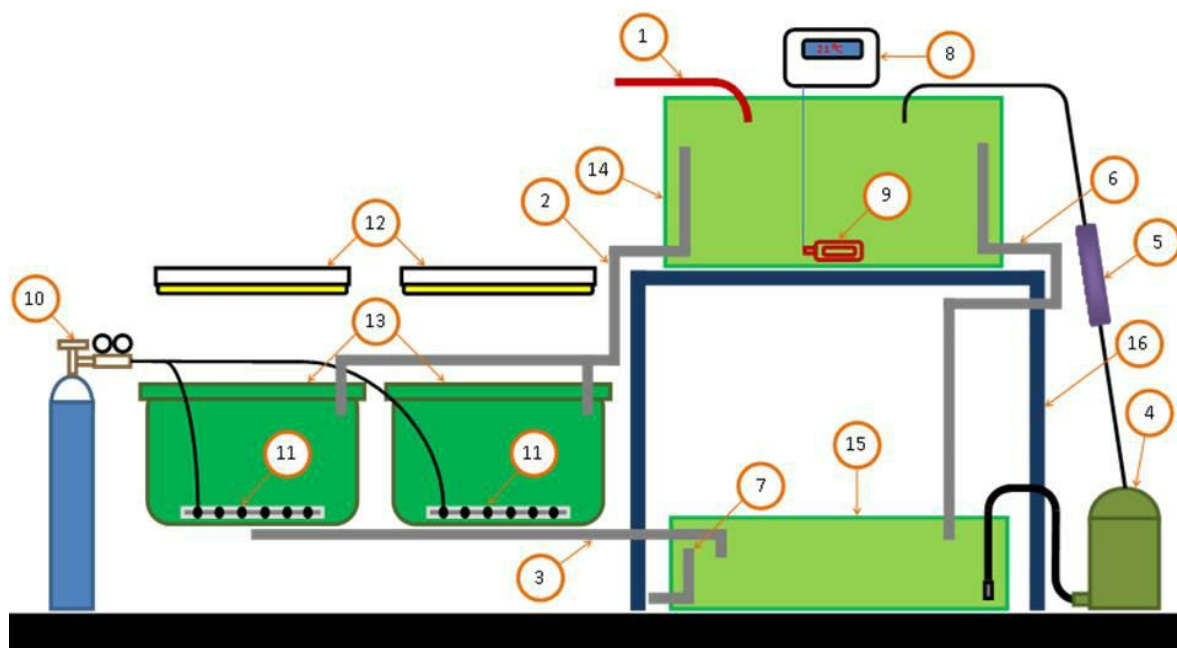
Prawidłowo skonstruowany RAS rozrodowy przeznaczony dla szczupaka powinien funkcjonować w następujący sposób. Zmagazynowana w **górnym zbiorniku retencyjnym** woda jest podawana grawitacyjnie na **baseny rozrodowe**. Wielkość przepływu wody przez basen rozrodowy jest regulowana za pomocą zaworu zamontowanego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

RAS przeznaczony do rozrodu szczupaka powinien być posadowiony w pomieszczeniu wyposażonym w stoły manipulacyjne, wagę laboratoryjną o zakresie ważenia do 10 kg (pomiar mas tarlaków i robienie naważek odczynników chemicznych), wagę laboratoryjną o precyzji ważenia 0,001 g (robienie naważek przysadki mózgowej), zlew i lodówkę. Oprócz tego system powinien być dodatkowo wyposażony w kasar rozrodowy, lewar rozrodowy, zestaw misek, ręczniki do osuszania powłok ciała ryb i plastikowe łyżki.

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

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.**

szczupak pozyskany zarówno z jezior oraz stawów jest gatunkiem, który źle toleruje warunki niewoli, a ewentualne uszkodzenia mogą prowadzić do śnięć lub, w najlepszym przypadku, braku owulacji.



Rys. 3. Uproszczony schemat recykulacyjnego systemu akwakulturowego służącego do rozrodu szczupaka (Żarski i Krejszeff 2014): 1 – dopływ wody; 2 – odpływ z górnego zbiornika retencyjnego do basenów rozrodowych; 3 – odpływ z basenów rozrodowych; 4 – filtr zewnętrzny (mechaniczno-biologiczny) poprzez który woda z basenu z rybami jest odprowadzana do górnego zbiornika retencyjnego; 5 – sterylizator UV; 6 – przelew awaryjny; 7 – odpływ wody z systemu; 8 – termoregulator; 9 – grzałka, spirala chłodząca lub inny wymiennik ciepła; 10 – butla z tlenem; 11 – rozpylacz (dyfuzor) gazów; 12 – oświetlenie; 13 – baseny rozrodowe; 14 – zbiornik górny retencyjny; 15 – zbiornik dolny retencyjny; 16 – stelaż pod zbiornik górny retencyjny.



## 5. Anestezja

Wszystkie manipulacje na tarlakach, tj. pobieranie oocytów za pomocą katetera, przeprowadzenie iniekcji hormonalnych, pozyskiwanie gamet, dezynfekcję ran, pomiary masy ciała oraz znakowanie należy prowadzić po uprzednim wprowadzeniu ryb w stan znieczulenia ogólnego (Rodríguez–Gutiérrez i Esquivel–Herrera 1995, Soto i Burhanuddin 1995, Gomułka i Antychowicz 1999, Gomułka 2008). Anestetyk najlepiej jest podawać przez imersję (w kąpeli). W tym celu rybę należy umieścić w wodzie z rozpuszczonym preparatem i przetrzymać do czasu osiągnięcia znieczulenia ogólnego.

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

Podczas rozrodu szczupaka zaleca się stosowanie preparatów produkowanych na bazie estru metylosulfonowego kwasu 3-aminobenzoowego (MS-222, TMS), np. Finquel. W przypadku szczupaka należy go stosować w stężeniu 0,10-0,15 g substancji czynnej na 1 litr wody. Oprócz preparatów produkowanych na bazie MS-222 do wprowadzania w stan znieczulenia ogólnego można stosować również Propiscin w stężeniu 0,3-0,7 ml/l (Szczepkowski i Szczepkowska 2008), olejek goździkowy w stężeniu 60 mg/l i wodorowęglan sodu w stężeniu 2,66 g/l (Peake 1998). Po przeprowadzeniu manipulacji ryby należy umieścić w odpijalniku wyposażonym w system napowietrzania lub natleniania wody i po wybudzeniu oraz odzyskaniu równowagi przenieść je z powrotem do basenu rozrodowego.

## 6. Rozród w warunkach kontrolowanych

W zdecydowanej większości przypadków rozród szczupaka odbywa się bez wspomagania hormonalnego. Ryby łowione są w trakcie sezonu tarłowego. Od ciekących samic ikra pobierana jest tuż po złowieniu i transportowana jest do wylęgarni. W takim przypadku zaleca się transportowanie ikry metodą „na sucho”. W związku z tym ikrę należy pobrać do szczelnie zamykanych pojemników, nasienie do strzykawek i przetransportować do miejsca docelowego. W wylęganiu należy dokonać zapłodnienia i obsadzić ikrę do słoików inkubacyjnych. Nie zaleca się transportowania zapłodnionej ikry, ponieważ jest ona wrażliwa na wstrząsy. Natomiast występująca kleistość jaj powoduje, że problemem staje się utrzymanie odpowiedniej koncentracji tlenu (Łuczyński i in. 2008).

Twarde samice zazwyczaj przetrzymywane są w sadzach, gdzie zachodzi u nich proces finalnego dojrzewania oocytów. Przeglądów tarlaków należy dokonywać co 3-4 dni. Ponieważ ilość dojrzewających samic jest największa w pierwszym tygodniu, okres przetrzymywania ryb nie powinien być dłuższy niż 10-14 dni. Nie należy też w tym czasie, jeśli nie mamy zamiaru poddać ryb stymulacji hormonalnej, przenosić ich do RAS, ponieważ w takich warunkach dojrzewają tylko nieliczne samice (Szczepkowski i Szczepkowska 2008).

W polskich gospodarstwach rybackich wspomaganie hormonalne, mające na celu wywołanie i synchronizację owulacji, stosowane jest między innymi w przypadku takich gatunków ryb jak: karp (Brzuska i Bieniarz 1977), ryby jesiotrowate (Szczepkowski 2013), sandacz (Zakęś 2017), lin (Żarski i Krejszeff 2014), jaź (Krejszeff 2014), karaś pospolity (Targońska 2014). W przypadku szczupaka, ze względu na możliwość pozyskiwania ze środowiska naturalnego ciekących samic oraz spontaniczne dojrzewanie ryb przetrzymywanych w sadzach nie stosuje się stymulacji hormonalnej. Tego typu zabieg jest mało praktyczny w przypadku gospodarstw jeziorowych. Dysponują one niemalże nieograniczonym dostępem do dzikich tarlaków i w związku z tym nie mają problemu z wyprodukowaniem materiału zarybieniowego w ilości pokrywającej ich zapotrzebowanie.



Gospodarstwa stawowe typu karpiego nie mają takiego komfortu. Posiadając ograniczoną ilość tarlaków i chcąc jednocześnie zapewnić wysoki poziom produkcji materiału zarybieniowego muszą uwzględnić w procedurach kontrolowanego rozrodu stosowanie terapii hormonalnej również u szczupaka. Takie podejście nie tylko pozwala na optymalne wykorzystanie posiadanych zasobów tarlaków, ale również na racjonalne wykorzystanie posiadanej infrastruktury. Część gospodarstw stawowych typu karpiego posiadających wylęgarnie specjalizuje się w produkcji materiału zarybieniowego wielu gatunków ryb. Dlatego skrócenie w czasie, dzięki synchronizacji owulacji, akcji tarłowej szczupaka może pozwolić na sprawniejszy przebieg tarł kolejnych gatunków, tj. jazia, bolenia, świnki, karasia pospolitego, karpia, brzany, klenia, lina, suma europejskiego, amura i tołpygi. Tego typu podejście do rozrodu szczupaka mają na przykład gospodarstwa stawowe na Węgrzech, które bazują na wiedzy zdobytej przez Szabo (2001, 2003, 2008). W latach 1993-2006 prowadził on zakrojone na szeroką skalę badania z zakresu wspomagania hormonalnego rozrodu szczupaka. Ich wynikiem są wystandaryzowane procedury, które mogą być z powodzeniem przetransferowane do polskich gospodarstw rybackich.

### **6.1. Ocena stopnia dojrzałości oocytów**

Dokonywanie oceny stopnia dojrzałości oocytów w celu określenia momentu wystąpienia owulacji jest procedurą standardowo stosowaną u wielu gatunków ryb. Między innymi u karpia (Brzuska i Bieniarz 1977), ryb jesiotrowatych (Szczepkowski 2013), sandacza (Zakęś 2017), okonia (Żarski i in. 2017), jazia (Krejszeff 2014), lina (Żarski i Krejszeff). W tym celu stosuje się mniej lub bardziej rozbudowane skale opisujące stadia dojrzałości oocytów. W przypadku szczupaka, skala dedykowana dla tego gatunku nie została opracowana. Chociażby ze względu na fakt, że samice osiągają dojrzałość poprzez stymulację warunkami środowiskowymi (temperatura, fotoperiod). Mimo to ocena zaawansowania rozwojowego komórek jajowych u szczupaka nie sprawia większych

problemów, ponieważ dokonywana jest na podstawie takich samych wskaźników i przy użyciu takich samych metod, jak np. w przypadku karpia.

Oceny dojrzałości stadium oocytów dokonuje się prześwietlając je w płynie Serra, który sporządza się z 96% alkoholu etylowego, formaldehydu (36-38%) i lodowatego kwasu octowego. Odczynniki łączy się w proporcji 6:3:1. Procedurę przeprowadza się w następujący sposób. Samicę należy umieścić w roztworze anestetyku i wprowadzić w stan znieczulenia ogólnego. Znieczuloną rybę należy umieścić na stole manipulacyjnym i do otworu płciowego wprowadzić cewnik podłączony do strzykawki (pojemność 5 lub 10 ml), na głębokość nie większą niż położenie nasady płetw brzusznych. Następnie odciągnąć tłoczek strzykawki i zassać próbkę liczącą kilkadziesiąt oocytów. Zalecany model katetera to cewnik o średnicy zewnętrznej 3,3 mm, używany do karmienia niemowląt (Fot. 3). Po pobraniu próbek oocytów samicę należy niezwłocznie umieścić w odpijalniku, a gdy się wybudzi i odzyska równowagę przenieść z powrotem do basenu rozrodowego.

Pobrane oocyty należy umieścić na szalce Petriego i zalać płynem Serra. Po upływie około 2-3 minut można przystąpić do oceny stadium dojrzałości komórek jajowych. W tym celu szalkę należy umieścić pod mikroskopem stereoskopowym (powiększenie 20x). Samice, których oocyty mają jądro w położeniu peryferyjnym, należy poddać procedurze hormonalnej stymulacji (Szabo 2001, 2003). W przypadku samic, których oocyty mają jądro w położeniu centralnym należy kontynuować stymulację fototermalną.

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. 3. Pobieranie próbki oocytów za pomocą cewnika (fot. Z. Zakęś).

## 6.2. Stymulacja owulacji

Jako pierwsze stymulacji hormonalnej należy poddać samice. Według Szabo (2001, 2003, 2008) u szczupaka niemalże w 100% przypadków po przeprowadzeniu stymulacji hormonalnej owulacja zachodzi po 4 dniach. Przy czym należy podkreślić, że kluczową rolę, obok wspomagania hormonalnego, odgrywa prawidłowo przeprowadzona ocena stadium dojrzałości oocytów. Jak już wspomniano wcześniej, do tarła należy przeznaczyć tylko te samice, których oocyty znajdują się w położeniu peryferyjnym (Szabo 2001, 2003). Stymulacja hormonalna samic „mniej dojrzałych” może skutkować wydłużeniem czasu latencji (czasu jaki upłynie od podania preparatu do wystąpienia owulacji) o 1-2 dni.

Prowadzone przez Szabo (2001, 2003, 2008) w ciągu 12 lat badania potwierdziły wysoką skuteczność aplikowania odwodnionej w acetonie przysadki mózgowej karpia. Spośród 335 osobników, poddanych stymulacji zawiesiną przysadki w roztworze soli fizjologicznej, od 304 pozyskano ikrę. Dlatego w pierwszej kolejności w kontrolowanym rozrodzie szczupaka, z wykorzystaniem wspomagania hormonalnego, należy zarekomendować tego typu rozwiązanie.

W przypadku stosowania odwodnionej w acetonie przysadki mózgowej karpia należy postępować w następujący sposób. Do przeprowadzenia iniekcji, roztartą w moździerzu lub homogenizatorze przysadkę należy rozcieńczyć płynem fizjologicznym. Szabo (2001, 2003) zaleca się, żeby w przeliczeniu na 1 kilogram masy ciała podawać 3 mg przysadki roztartej i rozcieńczonej w 0,5 ml płynu fizjologicznego. Z praktycznego punktu widzenia oraz ze względu na precyzję przeprowadzanych iniekcji lepiej jest stosować większe rozcieńczenia. W przypadku stosowania strzykawek o pojemność 2 ml i rozcieńczenia 3 mg na 1 ml preparat można zaaplikować z dokładnością do 100 g masy ciała ryby.

Kolejnym preparatem, który można zarekomendować do kontrolowanego rozrodu samic szczupaka jest Ovaprim. Cechuje się on niższą skutecznością, w porównaniu do przysadki, o około 67%. Należy jednak podkreślić, że badania prowadzone z jego zastosowaniem były realizowane na zaledwie 27 osobnikach, podczas dwóch sezonów rozrodczych (Szabo 2001). W trakcie pierwszego z nich wywołano owulację u 7 z 9 samic (78%). Natomiast w trakcie drugiego ikrę pozyskano od 10 z 18 samic (56%). Dlatego dopiero zastosowanie tego preparatu na szerszą skalę pozwoli na uzyskanie bardziej obiektywnych danych. Bardzo ważne jest też to, że jest on zarejestrowanym preparatem z przeznaczeniem do rozrodu ryb.

Ovaprim w kontrolowanym rozrodzie szczupaka należy stosować zgodnie z zaleceniami producenta (Szabo 2001), czyli 0,5 ml na 1 kg masy ciała ryby. Należy pamiętać o doborze igieł o odpowiedniej średnicy. Ovaprim produkowany jest w postaci gęstej oleistej cieczy, dlatego zaleca się stosowanie igieł o średnicy 0,7 mm.

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.**

Przed przystąpieniem do przeprowadzenia iniekcji samice należy wprowadzić w stan znieczulenia ogólnego, zważyć, umieścić na stole manipulacyjnym i przeprowadzić iniekcję. W przypadku szczupaka preparat hormonalny można podać domięśniowo (Szabo 2001) lub dootrzewnowo (Szabo 2003, 2008) (Fot. 4 i 5). Po przeprowadzeniu zabiegu samice należy niezwłocznie umieścić w odpijalniku, a gdy się wybudzą i odzyskają równowagę przenieść z powrotem do basenu z samicami. Oprócz stymulacji hormonalnej należy również przeprowadzić stymulację termiczną. W przypadku samic szczupaka optymalna temperatura wody to 11-12 °C.



Fot. 4. Domięśniowa iniekcja samicy szczupaka (fot. D. Żarski).



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. 5. Dootrzewnowa iniekcja szczupaka (fot. Z. Zakęś).

### **6.3. Stymulacja spermacji**

Samce, tak samo jak samice źle znoszą przetrzymywanie w RAS. W ich przypadku wiąże się to ze znaczącym, ponad 40%, spadkiem odsetka ryb, od których można pozyskać nasienie po trzech dniach przetrzymywania w basenach rozrodowych. Natomiast nasienie pozyskane od pozostałych ryb charakteryzuje się mniejszą koncentracją plemników (Cejko i in. 2020).

Według Cejko i in. (2020) najlepszej jakości nasienie można uzyskać od samców 48 godzin po stymulacji hormonalnej. Co oznacza, że samcom należy podać preparat dwa dni po przeprowadzeniu stymulacji hormonalnej samic. Podobnie jak w przypadku samic, rekomendowanymi preparatami są Ovaprim i odwodniona w acetonie przysadka mózgowa karpia (Cejko i in. 2020). Przy czym autorzy badań podkreślają większą skuteczność

Ovaprimu. Procedurę podawania preparatu hormonalnego samcom należy przeprowadzić w taki sam sposób jak w przypadku samic. Najpierw należy przygotować roztwór anestetyku i odpijalnik. Po wyłowieniu samców z basenu tarlakowego, należy je umieścić w roztworze anestetyku i wprowadzić w stan znieczulenia ogólnego. Znieczulone ryby należy indywidulanie zważyć i umieścić na stole manipulacyjnym. Iniekcje powinny być przeprowadzane przy dozowaniu preparatu hormonalnego z dokładnością do 100 g masy ciała ryb (dootrzewnowo lub domięśniowo). Po przeprowadzeniu iniekcji samce należy niezwłocznie umieścić w odpijalniku, a gdy się wybudzą i odzyskają równowagę przenieść z powrotem do basenu tarlakowego.

#### **6.4. Pozyskanie gamet i zapłodnienie**

Przed przystąpieniem do pozyskania gamet należy przygotować miski, ręczniki, plastikowe łyżki. Jeśli podczas zapłodnienia planowane jest zastosowanie płynu zapładniającego, należy również zrobić naważki odczynników chemicznych. Pozyskiwanie gamet, tak jak w przypadku każdego zabiegu wykonywanego na rybach, powinno odbywać się w stanie znieczulenia ogólnego. Ryby należy wylawiać z basenu tarlakowego i usypiać niewielkimi partiami, po kilka sztuk. Po wprowadzeniu ryb w stan znieczulenia ogólnego należy za pomocą ręcznika osuszyć zewnętrzne powłoki ciała, zwracając szczególną uwagę na okolice otworu płciowego. Ponieważ nie jest możliwe całkowite osuszenie skrzel, należy je zabezpieczyć przed wydostającą się z nich wodą. Można to zrobić owijając głowę ryby ręcznikiem.

Pozyskiwanie gamet, w przypadku szczupaka, przeprowadza się w klasyczny sposób, czyli poprzez masaż powłok brzusznych (Fot. 6). Ikrę pozyskuje się do misek, nasienie bezpośrednio na ikrę lub do strzykawek. Zalecane jest, aby w pierwszej kolejności pobrać ikrę. Według Szczepkowskiego i Szczepkowskiej (2008) ikrę od każdej samicy należy pobierać oddzielnie do pojedynczej miski, a następnie przenosić do naczynia zbiorczego. Dzięki temu można od razu usunąć ikrę złej jakości. Grubość warstwy ikry w misce nie



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.**

powinna przekraczać 5 cm. Do momentu zapłodnienia należy przetrzymywać ją pod przykryciem nie dłużej niż 3 godziny.



Fot. 6. Pobór ikry szczupaka (fot. M. Szczepkowski).

Pozyskaną ikrę należy zważyć w celu określenia objętości mleczu potrzebnego do przeprowadzenia zapłodnienia. Ilość mleczu potrzebnego do zapłodnienia nie powinna być mniejsza niż 2 ml na każdy kilogram ikry. W przypadku pozyskania zbyt małej ilości mleczu, samca można uśmiercić, wyciąć gonadę i wycisnąć z niej mlecz przez gazę młyńską (Szczepkowski i Szczepkowska 2008). Taka metoda pozyskiwania mleczu stosowana jest przez Szabo (informacja ustna). Zaleca on, żeby przygotowywane do tarła stado składało się w 20% z samców, które również stymuluje się hormonalnie. Nasienie najlepiej pozyskiwać

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.**

---

do strzykawki, co pozwala na dokładne określenie jego objętości. Do momentu przeprowadzenia zapłodnienia przetrzymać należy je w lodówce.

Zapłodnienie należy przeprowadzić w następujący sposób. Odmierzoną ilość mleczka, będącego mieszaniną nasienia pozyskanego od minimum 3 samców, należy mieszać z ikłą. Następnie mieszaninę ikry z nasieniem należy zalać wodą, przemieszać plastikową łyżką i odstawić na około 1,5 minuty. Następnie zapłodnioną ikłą należy 2-3 krotnie przepłukać wodą. Ikra szczupaka jest kleista, jednak pozbawienie jej kleistości, tak jak na przykład w przypadku karpia, nie wymaga stosowania płynów rozklejających. Pożądany efekt można uzyskać kilkukrotnym przepłukiwaniem zapłodnionej ikry wodą wylęgarniczą przez 15-60 minut. Ikłą szczupaka można też pozbawić kleistości poprzez zastosowanie zwiększonego przepływu wody w aparacie wylęgarniczym, 3-5 l/min przez okres 10-30 min (Szczepkowski i Szczepkowska 2008).

Standardowa procedura zapładniania jaj szczupaka przewiduje wykorzystanie do aktywacji gamet wody. Przy przeprowadzaniu zapłodnienia w terenie jest to woda z jeziora, z którego pozyskano tarlaki. Natomiast przy zapłodnieniu ikry w wylęgarni, tzw. woda wylęgarnicza. W zależności od typu wylęgarni (układy otwarte, systemy recyrkulacyjne) pochodząca ze spływu powierzchniowego lub wodociągu. W przypadku ikry pozyskiwanej od samic stymulowanych wyłącznie temperaturą i fotoperiodem efektywność rozrodu mierzona odsetkiem zapłodnienia i w konsekwencji wykluwalności kształtuje się w przedziale od 0 do 90% (Szczepkowski i Szczepkowska 2008). Dzięki zastosowaniu procedur kontrolowanego rozrodu, opartego na wspomaganiu hormonalnym, odsetek zapłodnienia można utrzymać na powtarzalnym poziomie 50-60% (Szabo 2001, 2003, 2008).

Odsetek zapłodnienia można zwiększyć stosując płyny zapładniające. Chociaż brak jest wyników badań naukowych potwierdzających ich przewagę nad wodą wylęgarniczą w kontrolowanym rozrodzie szczupaka, są one z powodzeniem stosowane w praktyce. Z wywiadu środowiskowego przeprowadzonego przez autorów niniejszej Instrukcji doradczej oraz pracowników naukowych IRS i UWM (Łuczyński i in. 2008) wynika, że dzięki

zastosowaniu płynu Billarda (Billard i in. 1976) i płynu Woynarovicha (Wojnarovich i Horvath 1980) efektywność rozrodu, mierzoną liczbą pozyskanego wylęgu, można poprawić o 15-20%. W związku z tym zalecane jest, aby w kontrolowanym rozrodzie tego gatunku, oprócz hormonalnego wspomagania rozrodu, ikrę zapładniać aktywując gamety wyżej wymienionymi płynami.

Płyn Billarda sporządza się na bazie Tris (2,42 g/l), glicyny (3,75g/l) i NaCl (5,52 g/l) rozpuszczając odczynniki w wodzie destylowanej (Billard i in. 1976). Płyn Woynarovicha na bazie mocznika (3,0 g/l) i NaCl (4,0 g/l), rozpuszczając odczynniki w wodzie wykorzystywanej do zapłodnienia jaj (Wojnarovich i Horvath 1980). Z praktycznego punktu widzenia naważki odczynników najlepiej jest przygotowywać w przeliczeniu na 10 litrów wody. Zapłodnienie jaj z wykorzystaniem płynów zapładniających należy przeprowadzić w takim sam sposób, jak w przypadku użycia wody, z jedną różnicą. Mieszaninę ikry z nasieniem należy zalać płynem zapładniającym, przemieszać plastikową łyżką i odstawić na 10 minut. Następnie przepłukać wodą wylęgarniczą i pozbawić kleistości (Łuczyński i in. 2008, Cejko i in. 2016).

### **6.5. Inkubacja jaj**

Inkubację jaj szczupaka powinno się prowadzić w aparatach inkubacyjnych Weissa (lub innych o pionowym, odwróconym przepływie wody) (Fot. 7 i 8). W trakcie procesu inkubacji temperatura wody nie powinna przekraczać 10-12°C, a zawartość tlenu spadać poniżej 7 mg/l (Craig 1996). Niezbędne jest również wybieranie martwych jaj, które powodują rozwijanie się pleśni oraz infekcje bakteryjne i/lub pierwotniacze. Do oddzielania jaja martwych od żywych należy stosować procedurę „wysalania” ikry.



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 szczupaka w różnych stadiach rozwoju (fot. M. Szczepkowski).



Fot. 8. Ikra szczupaka podczas inkubacji na słojach Weissa. Tuż po zapłodnieniu (po lewej) i po zaoczkowaniu (fot. M. Szczepkowski).

## 7. Literatura

- Billard R., Debrulle M., Gerard J.-P., de Montalembert G. 1976 – L'insemination artificielle du brochet – Bulletin Francais de Pisciculture No. 262.
- Brzuska E., Bieniarz K. 1977 – Metoda przeżyciowego określania dojrzałości płciowej samic karpia w związku z iniekcjami homogenatu przysadki mózgowej karpia – Wyd. IRS, Olsztyn.
- Cejko B.I., Krejszeff S., Judycka S., Targońska K., Kucharczyk D. 2020 – Effect of different treatment agents and post-treatment latency times on spermiation stimulation of northern pike (*Esox lucius*) under controlled conditions – Theriogenology 142: 260-267.
- Cejko B.I., Sarosiek B., Krejszeff S., Judycka S., Szczepkowski M., Szczepkowska B., Kowalski R.K. 2016 – Effects of different stripping methods of female and activation medium on fertilization success in northern pike (*Esox lucius*) – Czech Journal of Animal Sciences 61: 481-486.
- Craig J.F. 1996 – Pike: biology and exploitation – Chapman & Hall, London.
- Gilderhus P.A., Marking L.L. 1987 – Comparative efficacy of 16 anesthetic chemicals on rainbow trout – North American Journal of Fisheries Management 7: 288-292.
- Gomułka P. 2008 – Anestetyki w hodowli ryb jesiotrowatych.– W: *Innowacyjne techniki oceny biologicznej i ochrony cennych gatunków ryb hodowlanych i raków* (Red.) K. Demska-Zakęś. Wyd. IRS, Olsztyn: 109-137.
- Gomułka P., Antychowicz J. 1999 – Anestetyki stosowane u ryb – Medycyna Weterynaryjna 55: 89-93.
- Krejszeff S. 2014 – Kontrolowany rozród jазia - poradnik hodowcy – Wyd. Katedra Rybactwa Jeziorowego i Rzecznego, Olsztyn.
- Łuczyński M.J., Szczerbowski A., Gomułka P., Szkudlarek M., Kucharczyk D. 2008 – Wybrane możliwości doskonalenia rozrodu szczupaka - W: *Elementy nowoczesnej*

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.**

---

*akwakultury ryb - rozród, inkubacja ikry i profilaktyka* (Red.) M.J. Łuczyński, A. Szczerbowski, M. Szkudlarek. Wyd. IRS, Olsztyn: 155-163.

Mickiewicz M., Draszkiewicz-Mioduszevska H., Wołos A. 2014 – Gospodarka rybacka w śródlądowych wodach płynących w 2012 roku. Cz. 2. Zarybiania – Komunikaty Rybackie 2: 24-30.

Mickiewicz M., Wołos A. 2019 – Gospodarka rybacka w śródlądowych wodach płynących w 2017 roku. Cz. 2. Charakterystyka zarybień – Komunikaty Rybackie 2: 1-7.

Mickiewicz M., Wołos A., Draszkiewicz-Mioduszevska H. 2007 – Gospodarka rybacka w śródlądowych wodach płynących w 2005 roku. Cz. 2. Zarybiania – Komunikaty Rybackie 2: 5-8.

Mickiewicz M., Wołos A., Draszkiewicz-Mioduszevska H. 2008 – Gospodarka rybacka w śródlądowych wodach płynących w 2006 roku. Cz. 2. Zarybiania – Komunikaty Rybackie 2: 12-16.

Mickiewicz M., Wołos A., Draszkiewicz-Mioduszevska H. 2009 – Gospodarka rybacka w śródlądowych wodach płynących w 2007 roku. Cz. 2. Zarybiania – Komunikaty Rybackie 6: 18-24.

Mickiewicz M., Wołos A., Draszkiewicz-Mioduszevska H. 2010 – Gospodarka rybacka w śródlądowych wodach płynących w 2008 roku. Cz. 2. Zarybiania – Komunikaty Rybackie 3: 18-22.

Mickiewicz M., Wołos A., Draszkiewicz-Mioduszevska H. 2011 – Gospodarka rybacka w śródlądowych wodach płynących w 2009 roku. Cz. 2. Zarybiania – Komunikaty Rybackie 2: 18-22.

Mickiewicz M., Wołos A., Draszkiewicz-Mioduszevska H. 2012 – Gospodarka rybacka w śródlądowych wodach płynących w 2010 roku. Cz. 2. Zarybiania – Komunikaty Rybackie 2: 20-24.



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.**

---

- Mickiewicz M., Wołos A., Draszkiewicz-Mioduszevska H. 2013 – Gospodarka rybacka w śródlądowych wodach płynących w 2011 roku. Cz. 2. Zarybiania – Komunikaty Rybackie 2: 28-32.
- Mickiewicz M., Wołos A., Draszkiewicz-Mioduszevska H. 2015 – Gospodarka rybacka w śródlądowych wodach płynących w 2013 roku. Cz. 2. Zarybiania – Komunikaty Rybackie 2: 14-18.
- Mickiewicz M., Wołos A., Draszkiewicz-Mioduszevska H. 2016 – Gospodarka rybacka w śródlądowych wodach płynących w 2014 roku. Cz. 2. Zarybiania – Komunikaty Rybackie 2: 16-21.
- Mickiewicz M., Wołos A., Draszkiewicz-Mioduszevska H. 2017 – Gospodarka rybacka w śródlądowych wodach płynących w 2015 roku. Cz. 2. Zarybiania – Komunikaty Rybackie 2: 22-27.
- Mickiewicz M., Wołos A., Draszkiewicz-Mioduszevska H. 2018 – Gospodarka rybacka w śródlądowych wodach płynących w 2016 roku. Cz. 2. Charakterystyka zarybień – Komunikaty Rybackie 2: 13-19.
- Mickiewicz M., Wołos A., Mioduszevska H., Wiśniewolski W. 2006 – Gospodarka rybacka w śródlądowych wodach płynących w 2004 roku. Cz. 2. Zarybiania – Komunikaty Rybackie 2: 5-8.
- Peake S. 1998 Sodium bicarbonate and clove oil as potential anesthetics for nonsalmonid fishes – North American Journal of Fisheries Management 18: 919-924.
- Rodríguez-Gutiérrez M., Esquivel-Herrera A. 1995 – Evaluation of the repeated use of xylocaine as anesthetic for the handling of breeding carp (*Cyprinus carpio*) – Aquaculture 129: 431-436.
- Soto C.G., Burhanuddin A. 1995 – Clove oil as a fish anaesthetic for measuring length and weight of rabbit fish (*Siganus lineatus*) – Aquaculture 136: 149-152.
- Szabó T. 2001 – Hormonally Induced Ovulation of Northern Pike via Sustained-Release Vehicles – North American Journal of Aquaculture 63: 137-143.

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.**

---

- Szabó T. 2008 – Use of Carbopol resin for carp pituitary administration improves the fertilization percentage of northern pike (*Esox lucius* Linnaeus) eggs in commercial hatcheries – *Hydrobiologia* 601: 91–97.
- Szczerbowski J.A., Mamcarz A. 1985 – Rybactwo jeziorowe i rzeczne – Przewodnik do ćwiczeń. Wyd. ART, Olsztyn.
- 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, Szczepkowska B. 2008 – Rozród i przetrzymywanie wylęgu szczupaka (*Esox lucius*) – W: *Elementy nowoczesnej akwakultury ryb - rozród, inkubacja ikry i profilaktyka* (Red.) M.J. Łuczyński, A. Szczerbowski, M. Szkudlarek. Wyd. IRS, Olsztyn: 135-153.
- Targońska K. 2014 – Kontrolowany rozród karasia pospolitego - poradnik hodowcy – Wyd. Katedra Rybactwa Jeziorowego i Rzecznego, Olsztyn.
- Wojnarovich i Horvath 1980 – The artificial propagation of warm-water finfishes. A manual for extension – FAO fisheries technical paper No. 201.
- Zakęś Z. 2017 – Chów i hodowla sandacza – Wyd. IRS, Olsztyn.
- Żarski D., Horvath A., Bernath G., Krejszeff S., Radoczi J., Palińska-Żarska K., Bokor Z., Kupren K., Urbanyi B. 2017 – Controlled reproduction of wild Eurasian perch. A hatchery manual – Springer International Publishing Cham.
- Żarski D. Krejszeff S. 2014 – Kontrolowany rozród lina - poradnik hodowcy – Wyd. Katedra Rybactwa Jeziorowego i Rzecznego, Olsztyn.