

Instrukcja doradcza

nr 3/RD/2020

Rozradzanie dzikiego sandacza **(*Sander lucioperca*) 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 dzikiego sandacza (*Sander lucioperca*) w warunkach kontrolowanych

Autorzy:

Prof. dr hab. inż. Zdzisław Zakęś

Dr inż. Sławomir Krejszeff

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. Pochodzenie tarlaków sandacza, odłów i rozróżnianie płci	4
3. Transport tarlaków	7
4. Postępowanie z tarlakami sandacza po dostarczeniu do dojrzewalni	8
5. Sortowanie ryb pod kątem płci, a samic po kątem dojrzałości oocytów	9
6. Stymulacja hormonalna dzikiego sandacza	13
7. Tarło basenowe dzikiego sandacza	14
8. Sztuczne tarło dzikiego sandacza.....	16
9. Pobieranie produktów płciowych, zapładnianie, odklejanie i inkubacja ikry	16
10. Klucie się larw i odbieranie wylęgu ze słoików inkubacyjnych.....	21
11. Literatura	23

1. Wstęp

Problematyka kontrolowanego rozrodu sandacza inspirowała ichtiologów już od dawna. Pierwsze informacje o próbach pozyskiwania produktów płciowych tego gatunku pochodzą z początków XX wieku (Sakowicz 1928). Jednak do tej pory celem pozyskania materiału zarybieniowego stosuje się zazwyczaj metodę tarła naturalnego lub półsztucznego przeprowadzanego w stawach ziemnych (Kiełczewski 1939, Deelder i Willemsen 1964, Korycki 1974, Wojda i in. 1994a, 1994b, Schlumberger i Proteau 1996, Steffens i in. 1996, Wojda 2006, Zakęś 2009). Zapłodnioną ikrę tego gatunku pozyskuje się zakładając różnego rodzaju krześliska z substratem w miejscach naturalnego rozradzania się tego gatunku (Korycki 1976, Horváth i in. 1984). Innym sposobem pozyskania ikry jest przeprowadzenie rozrodu sandacza w stawach ziemnych. W metodzie tej wykorzystuje się gniazda tarłowe wykonane z różnych materiałów. Czasami stosowana jest stymulacja hormonalna, przeważnie samic (Horváth i in. 1984, Wojda i in. 1994a, 1994b, 2009, Cieśla i in. 1996, Schlumberger i Proteau 1996, Wojda 2006, Rónyai 2007). Sandacza rozradza się też w tzw. sadzach jeziorowych. Również i w tym przypadku ryby składają ikrę na gniazdo tarłowe (np. Terlecki 1955, Korycki 1976, Antila i in. 1988, Salminen i in. 1992, Ruuhijärvi i Hyvärinen 1996, Craig 2000, Demska-Zakęś i Zakęś 2002, Zakęś 2017).

Poznanie procesu dojrzewania tarlaków sandacza, szczególnie samic tego gatunków, a także opracowanie procedur środowiskowej i hormonalnej stymulacji jego rozrodu pozwoliło znacząco wzbogacić zasób wiedzy o sztucznym rozrodzie (Zakęś i Demska-Zakęś 2001, 2005, 2006, 2009, Zakęś i in. 2001, 2013, 2016a, 2016b, 2019, Zakęś i Szczepkowski 2004, Zakęś 2007, 2009, 2012, 2017). Szersze wdrożenie metod kontrolowanego rozrodu sandacza umożliwiła implementacja technologii systemów recyrkulacyjnych (RAS) w obiektach akwakultury (Zakęś i in. 2015, Zakęś i Rożyński 2015, Zakęś 2017, 2020).

2. Pochodzenie tarlaków sandacza, odlów i rozróżnianie płci

Wyniki wieloletnich badań prowadzonych w Instytucie Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza w Olsztynie (IRS w Olsztynie) wskazują, że do sztucznego

rozradzania sandacza można wykorzystywać ryby przetrzymywane w stawach, tzw. tarlaki stawowe (źródło I), tarlaki dzikie pozyskane z jezior w czasie jesiennych odłowów (źródło II) lub reproduktory odłowione z jezior w okresie naturalnego rozradzania się tego gatunku (kwiecień-maj) (źródło III) (np. Zakęś 2009, 2017).

Korzystniejsze efekty tarła uzyskuje się dysponując rybami pochodzącymi ze źródła I i II, i taki materiał należy rekomendować do kontrolowanego rozrodu. Wykazano, że tarlaki stawowe są mniej podatne na stres niż sandacz z jezior. Warto też pokreślić, że ryby stawowe przebywają w tych samych warunkach środowiskowych, co synchronizuje dojrzewanie ryb, a w rezultacie istotnie skraca czas akcji tarłowej. Podobnych korzyści można się spodziewać rozradzając ryby ze źródła II. Jednak tego rodzaju tarlaki są bardziej podatne na stres związany z manipulacjami. Ryby pochodzące ze źródeł I i II powinny zostać odłowione i przewiezione do dojrzewalni (warunków kontrolowanych), gdy temperatura wody osiągnie 8,0°C (Zakęś 2017).

W przypadku ryb ze źródła III polecać należy jedynie sandacze odłowione sprzętem pułapkowym (żaki, kozaki). Tak pozyskane osobniki są w zdecydowanie lepszej kondycji, niż osobniki pozyskane sprzętem zastawnym (np. wontonami). W przypadku, gdy użycie sprzętu zastawnego jest jednak konieczne, należy zadbać o to by wontony były sprawdzane co kilka godzin (np. co 4 h), a uwięzione w nich ryby delikatnie uwalniane i umieszczane w dreblu lub pojemnikach z dobrze natlenioną wodą.

Przy odbiorze i załadunku ryb można już przeprowadzić wstępną selekcję ryb pod względem płci. Chociaż u tego gatunku nie obserwujemy wyraźnego dymorfizmu płciowego, to jednak już wczesną wiosną (źródło I i II) rozróżnienie płci nie powinno sprawiać większych problemów. Po pierwsze, samice sandacza charakteryzują się zdecydowanie bardziej powiększonymi powłokami brzuszными. Po drugie, brodawka płciowa samic jest bardziej wypukła (większa) i zazwyczaj jaśniejsza. Samce u ryb ze źródła III często już ciekną i mlecz pojawia się nawet przy lekkim masażu powłok brzusznych. Często mają też wyraźną szatę godową (są ciemniejsze od samic), ale ten symptom nie ma charakteru uniwersalnego.

Stosunek płci stada tarłowego sandacza zależy od metody tarła. W przypadku tarła basenowego, gdy ryby składają ikrę na gniazda tarłowe umieszczone w basenach

tarlowych stosunek samców do samic powinien wynosić średnio 1,5:1,0 (nie wszystkie samce podchodzą do tarła). Z kolei, gdy produkty płciowe pozyskujemy sztucznie (masaż powłok brzusznych) wówczas liczba samców może być mniejsza od liczby samic i te relacje mogą wynieść nawet 0,7-0,8:1,0.

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

W czasie odbioru/załadunku tarlaków należy zwrócić uwagę na:

- stan kondycyjny ryb, szczególnie wygląd powłok brzusznych samic. Gdy są one „słabo nabrane”, tzn. stopień powiększenia powłok brzusznych samic nie różni się znacząco od samców, wówczas liczbę samic należy zwiększyć o 30%. Wśród ryb pochodzących ze źródeł I i II fakt ten może świadczyć o słabym odżywieniu ryb (niedostateczna baza pokarmowa w stawie), a samice ze źródła III mogą być już po tarle naturalnym (ryby wytarte);
- stan zdrowotny ryb, tj. obecność otarć skóry i/lub uszkodzeń mechanicznych ciała. Szczególną uwagę należy zwrócić na trzon ogonowy, płetwę ogonową i głowę. Rozród tego rodzaju osobników jest utrudniony, często też nie przystępują one do tarła. Tego rodzaju osobników nie należy przeznaczać do tarła sztucznego;
- wielkość ryb. Ze względów biologicznych (jakość nasienia, podatność na stres) i ergonomicznych (łatwość manipulacji rybami) do rozrodu należy rekomendować samce o masie ciała od 0,7 do 2,0 kg. Z kolei samice powinny mieć masę ciała w zakresie 1,5-3,5 kg (optymalna wielkość 2,0-2,5 kg). Jakość ikry samic o masie ciała < 1,0 kg bywa często gorsza (mniejszy odsetek wyklucia larw). Natomiast manipulacje większymi

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.**

samicami, o masie ciała $\geq 4,0$ kg są zdecydowanie trudniejsze, a ryby zdecydowanie bardziej podatne na uszkodzenia ciała.

3. Transport tarlaków

Biorąc pod uwagę wyjątkową wrażliwość sandacza, a szczególnie tarlaków na stres związany z odłowem i wszelkiego typu manipulacjami należy zalecać transport w workach polietylenowych z tlenem. W 1 worku przewozimy po 1 tarlaku. W przypadku umieszczenia w worku np. dwóch tarlaków istnieje duże prawdopodobieństwo wzajemnego okaleczenia się ryb twardymi promieniami płetw, czy też ostrymi krawędziami wieczka skrzelowego. Rozmiar worków powinien być dopasowany do wielkości ryb, temperatury wody i czasu transportu (tab. 1).

Tabela 1. Parametry transportu tarlaków sandacza w workach polietylenowych (1 ryba na worek) (Berka 1986)

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

W celu zminimalizowania wpływu stresu, na transportowane ryby rekomendować należy użycie środków antystresowych. W przypadku sandacza godna polecenia jest sól kuchenna (chlorek sodu; NaCl) w stężeniu 5 g NaCl/l wody (100 g NaCl/20 l wody). Zastosowanie tego środka działa nie tylko antystresowo, ale pobudza również komórki śluzowe skóry do produkcji śluzu stanowiącego pierwszą, bardzo istotną barierę ochronną ryby. Ryby zachowują się też spokojniej, gdy przebywają w zaciemnieniu. Dlatego też należy rekomendować przykrycie worków transportowych

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.**

nieprzezroczystym materiałem (np. czarną folią lub tkaniną z włókien syntetycznych lub naturalnych). Bezpieczny czas transportu tarlaków sandacza zależy od ich wielkości i temperatury wody (tab. 2).

Tabela 2. Maksymalny czas transportu, bezpieczny dla tarlaków sandacza w zależności od temperatury wody i masy ciała ryb

Masa ciała (kg)	Czas transportu (h)											
	Temperatura wody (°C)											
	≤ 5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16
≤ 1,0	114	98	85	76	68	62	57	55	51	47	46	44
1,0-2,0	55	48	42	37	33	30	28	27	25	23	22	22
2,0-3,0	36	31	27	24	22	20	18	17	16	15	14	14
3,0-4,0	31	26	23	20	18	17	15	15	14	13	12	12

Tarlaki sandacza można też transportować w specjalistycznych basenach transportowych. Tę metodę transportu można stosować raczej w przypadku krótkiego czasu transportu (≤ 2 godzin) i niskiej temperatury wody ($\leq 8^{\circ}\text{C}$). W takich warunkach w basenie transportowym można przewozić maksymalnie do 60 kg tarlaków sandacza w 1 m³ natlenianej wody.

4. Postępowanie z tarlakami sandacza po dostarczeniu do dojrzewalni

Po transporcie ryby powinny być poddane kąpeli profilaktycznej w wodnym roztworze soli kuchennej (stężenie 2%, czas kąpieli 5 min). W przypadku zauważenia otarć na ciele sandacza należy je zdezynfekować 2% wodnym roztworem fioleto gencjanowego. Zabieg ten należy przeprowadzić z należytą ostrożnością. Gencjanę na zmienione miejsce наносimy za pomocą gazika (nie wcieramy) (fot. 1). Przed zastosowaniem tej procedury ryby należy wprowadzić w stan znieczulenia ogólnego, za pomocą MS-222 (100 mg/l wody).

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.**



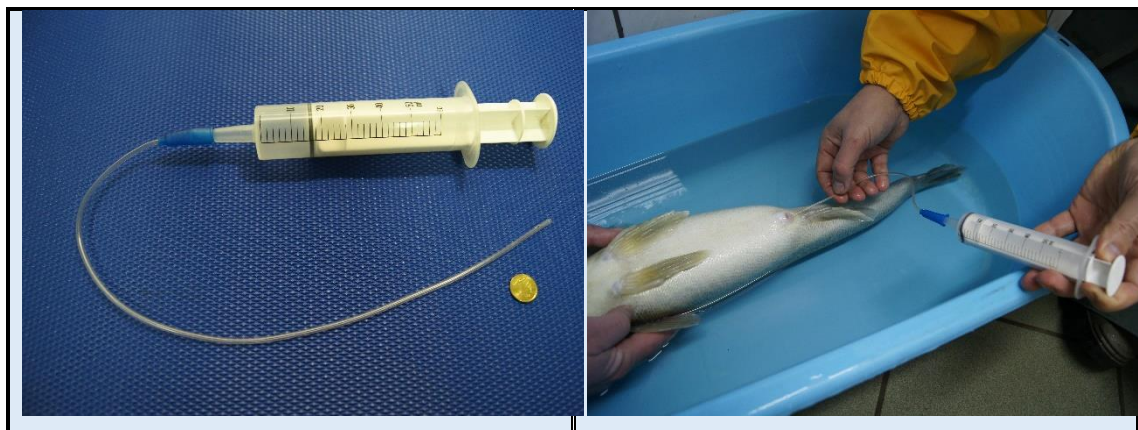
Fot 1. Opakowanie gencjany i gazik do dezynfekcji. Dezynfekcja uszkodzeń trzonu ogonowego sandacza przy użyciu gencjany.

Należy też pamiętać, że różnica między temperaturą wody podczas transportu ryb i temperaturą kąpeli profilaktycznej nie może przekraczać 2°C. Po kąpeli ryby należy przenieść do basenów kwarantanny (temperatura wody taka sama jak temperatura kąpeli). Niezbędne jest przeprowadzenie badań parazytologicznych ryb, z czym należy się zwrócić do odpowiednich służb weterynaryjnych. Lekarz weterynarii może zalecić zastosowanie stosownych kąpeli leczniczych. W kwarantannie można stopniowo podnosić temperaturę wody do temperatury docelowej, tj. 12°C, w tempie do 2,2°C/doba. Z kwarantanny należy ryby przenieść do pomieszczenia/basenu, w którym będzie prowadzone tarło.

5. Sortowanie ryb pod kątem płci, a samic po kątem dojrzałości oocytów

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

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. Strzykawka i cewnik używany do pobierania oocytów sandacza. Pobieranie próbki oocytów za pomocą cewnika.

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

Kolejne etapy procedury prześwietlania pobranej próbki oocytów:

- po przeniesieniu próbki oocytów do probówki zalewamy ją płynem Serra, tak aby płyn przykrywał jaja warstwą co najmniej 1 cm. Probówkę zamykamy korkiem;
- ostrożnie mieszamy próbkę oocytów z płynem obracając zamkniętą probówkę o 180°;
- kiedy zaobserwujemy, że oocyty są rozproszone równomiernie w płynie Serra (ok. 30 s), próbkę oocytów wraz z płynem przenosimy na szklaną lub plastikową szalkę o średnicy 4-5 cm;

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.**

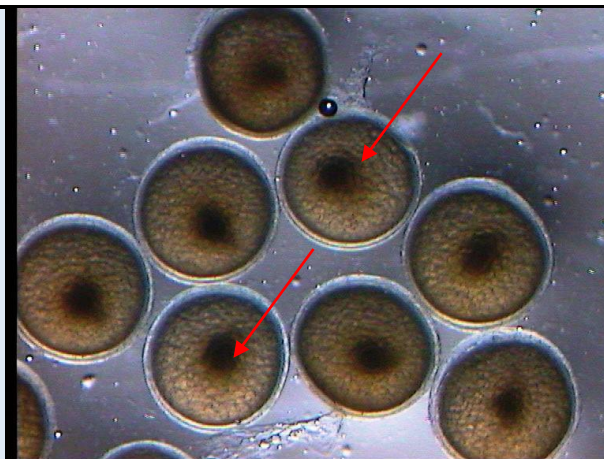
- oocyty obserwujemy pod mikroskopem i określamy stadium dojrzałości oocytów (komórki jajowe sandacza prześwieczone płynem Serra są przezroczyste przez ok. 30 min).

Kryteria określania stadium dojrzałości oocytów

U sandacza stosuje się dwa zasadnicze kryteria oceny dojrzałości oocytów, pierwszym jest położenie jądra, a drugim stopień rozproszenia krople tłuszczu (np. Zakęś 2017; fot. 3). Na podstawie tych wyznaczników wyróżnia się 4 stadia dojrzałości:

Stadium I

Jądro (ciemna struktura - strzałka) widoczne jest w centralnej części komórki. Krople tłuszczu są drobne i wypełniają całe wnętrze oocytu.



Stadium II

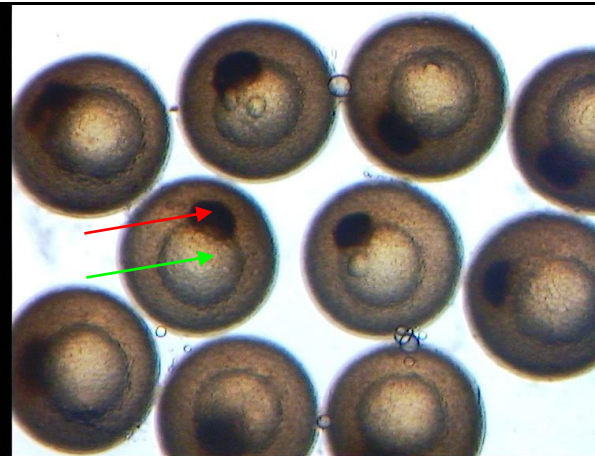
Widoczna migracja jądra w kierunku jednego z biegunów komórki (animalnego). Przesunięcie jądra do połowy promienia średnicy jaja. Krople tłuszczu zlewają się ze sobą tworząc większe struktury.



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.**

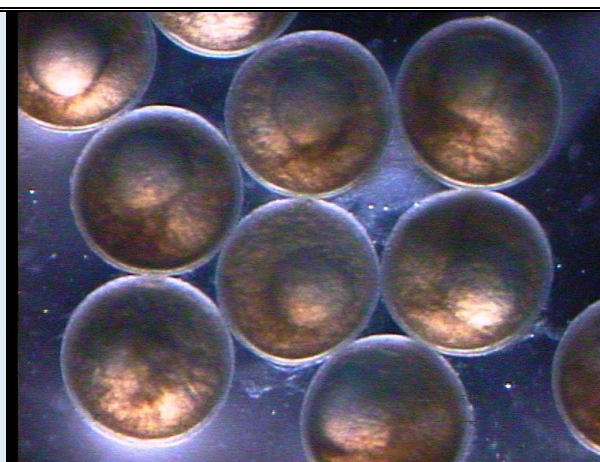
Stadium III

Jądro komórkowe jest przesunięte na obwód komórki, znajduje się przy błonie komórki (czerwona strzałka). Natomiast krople tłuszczu zlewają się w jedną dużą, centralnie umieszczoną kulę (zielona strzałka).



Stadium IV

Następuje rozbiecie anatomicznej struktury jądra komórkowego (oocyty bezjądrzaste). Centrum komórki zajmuje kula tłuszczu.



Fot. 3. Stadia dojrzałości oocytów sandacza.

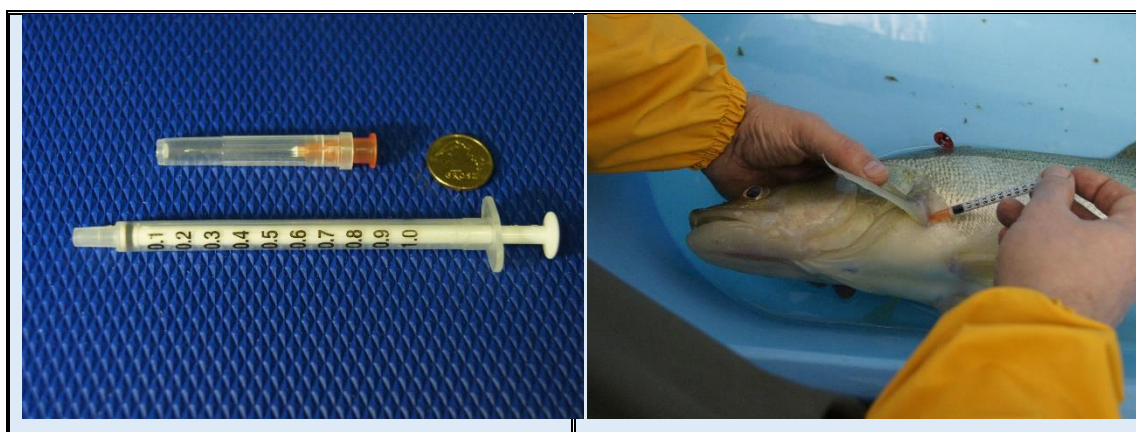
O stopniu dojrzałości oocytów w pewnym stopniu mówi nam już sam kolor pobranej próbki oocytów (w cewniku). Oocyty w I stadium są biało-żółte i mętne; w stadium II – mają barwę słomkową, w stadium III – są już bardziej przezroczyste niż w stadium II, a w IV są zupełnie przezroczyste i mają kolor bursztynowy.

Różny jest też czas prześwietlania. Oocyty w I stadium umieszczone w płynie Serra prześwietlają się po 120-180 s, w II stadium po 90-110 s, w III stadium po 60 s, a w IV stadium już po 20 s (Demska-Zakęś i Zakęś 2002, Zakęś 2007, 2017).

6. Stymulacja hormonalna dzikiego sandacza

W przypadku sandacza doskonale sprawdza się ludzka gonadotropina kosmówkowa (hCG). W akwakulturze jest stosowany preparat o nazwie Chorulon®. Można go nabyć w centralach weterynaryjnych na podstawie recepty wystawionej przez powiatowego lekarza weterynarii. Składa się on z liofilizatu i rozpuszczalnika (roztwór fizjologiczny) przeznaczonego do sporządzania roztworu do wstrzykiwań. W tradycyjnym kartonowym opakowaniu znajduje się pięć fiolek z liofilizatem i tyleż samo z rozpuszczalnikiem. Jedna fiołka liofilizatu zawiera 1500 j.m. hCG, a fiołka z rozpuszczalnikiem 5 ml płynu fizjologicznego. Dla sandacza zaleca się przygotowanie roztworu hCG w koncentracji 200 j.m. w 0,1 ml. W przypadku preparatu Chorulon® do 1 ampułki zawierającej 1500 j.m. hCG należy dodać 0,75 ml rozcieńczalnika. W przypadku całego opakowania, tj. 7500 j.m. hCG dysponować należy 3,75 ml płynu fizjologicznego. Podczas przygotowywania roztworu należy przestrzegać zasad aseptyki.

Do iniekcji należy użyć strzykawki 1 ml z podziałką o dokładności 0,01 ml, co umożliwia precyzję dawkowania hormonu na poziomie 20 j.m. Stosować należy cienkie i raczej krótkie igły, np. 0,5 × 25 mm. Rekomendować należy iniekcję dootrzewnową, a dobrym miejsca wkłucia jest nasada płetwy piersiowej (fot. 3). Rekomendowana dawka hCG to 300 j.m./kg masy ciała (zarówno samice, jak i samce).



Fot. 3. Strzykawka i igła do iniekcji tarlaków sandacza. Dootrzewnowa iniekcja hCG samicy sandacza

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

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

7. Tarło basenowe dzikiego sandacza

Należy rekomendować gniazda tarłowe wykonane z substratu naturalnego, tj. słomy ryżowej (Zakęś 2017). Dla samic o masie ciała 1,5-2,5 kg gniazda te powinny mieć kształt kwadratu o wielkości $0,60 \times 0,60$ m, a dla ryb o masie ciała 2,6-3,5 kg $0,7 \times 0,7$ m. Stosowanie większych gniazd może istotnie utrudniać manipulacje nimi. W naturze średnica naturalnego gniazda sandacza nie przekracza 0,5 m, tak więc rekomendowane wielkości są zupełnie wystarczające. Istotna jest nie tylko powierzchnia gniazd, ale również wysokość (miąższość substratu). W przypadku słomy ryżowej powinna ona wynosić ok. 20 cm. Gwarantuje to równomierne rozłożenie ikry nie tylko na powierzchni gniazda, ale również na całej wysokości gniazda. Równomierne rozłożenie ikry na/w gnieździe zapewnia lepsze warunki tlenowe (ikra nie jest złożona w grubej warstwie), a przez to korzystnie wpływa na rozwój embrionów i odsetek wyklucia larw sandacza. Do konstrukcji gniazd można wykorzystać różne materiały, ale rekomendować można konstrukcję, której zasadniczymi elementami są metalowy płaskownik i siatka plastikowa o wielkości boku oczka 5 mm (Zakęś 2017). Przygotowanie gniazd jest dość pracochłonne, jednak ich odpowiednia konserwacja po akcji tarłowej (wyczyszczenie, odfekowanie, wysuszenie) i przetrzymywanie w suchym, przewiewnym i ciemnym pomieszczeniu gwarantuje ich wieloletnie użytkowanie.

Kolejne etapy procedury basenowego rozradzania sandacza:

- umieszczenie gniazd tarłowych w basenach tarłowych (rekomendować należy baseny tarłowe o powierzchni dna 4 m^2 ($2,0 \times 2,0$ m)). Gniazda instalujemy w basenach 1-2 dni

przed obsadzeniem kompletów tarłowych. Temperaturę wody w RAS rozrodowym stabilizujemy na poziomie 12°C. W basenie tej wielkości maksymalnie można umieścić 2 gniazda tarłowe. Do rozrodu można użyć mniejsze baseny o powierzchni dna 1 m² (1,0 × 1,0 m). W takiej sytuacji umieszczamy w nim 1 gniazdo tarłowe i mniejsze samice, o masie ciała 1,5-2,5 kg;

- obsadzenie basenów tarłowych samcami. W przypadku 1 gniazda w basenie obsadzamy go 2 samcami, a 2 gniazd 3 samcami. Niedojrzałe samce (niecieknące) należy poddać stymulacji hormonalnej (300 j.m. hCG/kg masy ciała). Ciekących samców nie iniekujemy. Po zajęciu gniazda tarłowego przez danego samca drugiego odławiamy i przenosimy do basenu manipulacyjnego lub obsadzamy nim kolejny basen tarłowy;

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

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

- po obsadzeniu basenów tarłowych samicami należy zastosować stymulację termiczną. W pierwszym dniu podnieść temperaturę wody z 12,0 do 14,0°C, w następnym o kolejne 2 stopnie (z 14,0 do 16,0°C);

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.**

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

8. Sztuczne tarło dzikiego sandacza

Kolejne etapy procedury tarła sztucznego samic sandacza posortowanych po kątem ich dojrzałości:

- pierwszego dnia stymulujemy hormonalnie wszystkie niecieknące samce (300 j.m. hCG/kg masy ciała). Pozyskujemy ikrę od samic najbardziej dojrzałych (IV stadium – osobniki nie stymulowane hormonalne). Przeprowadzamy stymulację hormonalną samic z oocytami w I i III stadium (300 j.m./kg masy ciała). Pod koniec tego dnia można pozyskać ikrę od części samic posiadających w momencie iniekcji oocyty w III stadium;
- drugiego dnia pozyskujemy ikrę od pozostałych samic z III stadium. Przeprowadzamy stymulację hormonalną grupy samic posiadających w momencie przeglądu oocyty w II stadium. Iniekcje realizujemy dokładnie 24 godziny po przeprowadzeniu stymulacji samic z oocytami w I stadium;
- trzeciego dnia należy przeprowadzić kontrolę dojrzałości samic posiadających oocyty w I stadium dojrzałości (iniektowanych pierwszego dnia; dojrzałość samic sprawdzamy po 48 godzinach od zastosowania stymulacji hormonalnej). Należy pobrać od nich próbkę oocytów i ocenić ich dojrzałość (patrz pkt. 5). W sytuacji braku postępu w dojrzewaniu oocytów (stadium I lub I/II) należy zastosować drugą dawkę hormonu (300 j.m./kg masy ciała);
- oprócz stymulacji hormonalnej przeprowadzamy stymulację termiczną tarlaków sandacza na zasadach analogicznych do stosowanych w tarle basenowym.

9. Pobieranie produktów płciowych, zapładnianie, odklejanie i inkubacja ikry

Pozyskanie ikry – do pobierania ikry konieczne są dwie osoby. Przed pobraniem jaj samice należy dokładnie osuszyć za pomocą tkaniny bawełnianej (łatwo wchłaniającej

wodę). Można też zastosować dobrze chłonne ręczniki papierowe. Ryby powinny być osuszane, a nie wycierane, czyli materiał chłonny należy tylko przykładać do boków ciała ryby (nie wycieramy ryby, gdyż łatwo w ten sposób usunąć z powłok brzusznych śluz, stanowiący jej istotną barierę ochronną). Po osuszeniu powłok brzusznych poprzez delikatny masaż powłok brzusznych (kierunek masażu od płetw brzusznych do brodawki płciowej) pozyskujemy ikrę do podstawionej miski plastikowej (średnica 20-25 cm). Pozyskaną ikrę należy w pierwszej kolejności zważyć ($\pm 1,0$ g). Płodność gospodarcza samic (% masy ciała) zazwyczaj wynosi ok. 10% (zakres 7,0-15,0% masy ciała). Ikrę po pobraniu możemy od razu zaplemnić i poddać dalszym czynnościom wylęgarniczym (zapłodnienie, odklejanie, obsadzanie aparatów inkubacyjnych) lub poczekać z tymi czynnościami maksymalnie do 1 godziny. W takiej sytuacji miskę z ikrą należy przykryć suchym ręcznikiem (zabezpieczenie przed dostaniem się wody) i odstawić w suche, chłodne i ciemne miejsce.

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

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

Zapłodnienie – do miski z zaplemnioną ikrą dodajemy wody wylęgarnianej o temperaturze odpowiadającej temperaturze ikry. Można też zastosować tzw. płyn Woynarovicha (3 g mocznika + 4 g NaCl rozpuszczone w 1 l wody destylowanej). Wodę/płyn dodajemy delikatnie po ścianie miski, do momentu aż przykryje ikrę warstwą ok. 1 cm. Ostrożnie, kilkakrotnie mieszamy i zostawiamy w spokoju na ok. 3 minuty. W

tym czasie następuje zapłodnienie jaj (w ciągu 120 sekund od dodania wody). W sytuacji, gdy zapładniamy porcję ikry o masie do 200 g wówczas procedurę zapłodnienia i odklejania ikry można przeprowadzić w misce, do której pozyskano ikrę (średnica 20-25 cm). Gdy odklejamy większą porcję ikry wskazane jest jej przeniesienie do miski o średnicy wewnętrznej 30-35 cm. Wskazane jest, aby miski używane do zapłodnienia i odklejania ikry były w kolorze białym. Znakomicie ułatwia to obserwację ikry i wszelkich organicznych zanieczyszczeń.

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

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

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

- **metoda I** – najstarsza i najbardziej czasochłonna procedura. Używa się w niej roztworu talku technicznego i soli kuchennej (10 g talku + 2,5 g soli + 1 l wody) (Zakęś 2017). Ikrę odklejamy, mieszając ją za pomocą gęsiego pióra, przez czas do 60 minut. W czasie tego zabiegu 2-3 krotnie należy zlać znad ikry roztwór odklejający i dodać jego nową porcję. Można przyjąć, że efektywność tej metody, wyrażona procentem wyklucia larw, wynosi

około 50%. Wadą tej metody jest z pewnością jej czasochłonność, a zaletą niewielkie koszty. Możemy ją stosować, gdy rozradzamy niewielką liczbę samic sandacza;

- **metoda II** – odklejanie za pomocą wodnego roztworu talku technicznego i mleka (Zakęś 2017). Do 100 g mleka w proszku (zawartość tłuszczu ok. 25%) dodajemy 10 g talku technicznego i jeden litr wody. Czas odklejania, zalety i wady tej metody podobne do metody I;

- **metoda III** – w metodzie tej stosowana jest tanina (Demska-Zakęś i in. 2005, Zakęś i in. 2006, Żarski i in. 2015). Rekomendowane stężenie 0,5-1,0 g taniny na 1 l wody. Czas odklejania 5 minut. Minusem tej metody jest to, że skutkuje ona istotnym obniżeniem odsetka wyklucia larw (zazwyczaj ok. 35%). Poza tym czas klucia larw jest zdecydowanie bardziej rozciągnięty w czasie. Przyczyny tych zjawisk należy łączyć z tym, że tanina jest naturalnym garbnikiem i jej stosowanie skutkuje utwardzeniem osłonek jajowych. Prawdopodobnie wpływa również na aktywność enzymu wyklucia – chorionazy. W efekcie część embrionów nie jest w stanie rozerwać otoczki jajowej i wydostać się na zewnątrz.

Poprawę wartości wskaźnika wyklucia się larw sandacza można uzyskać stosując trochę zmodyfikowaną metodę odklejania ikry sandacza w taninie. W metodzie tej odklejanie podzielone jest na dwie fazy. W pierwszej, trwającej 30 minut, ikrę przepłukujemy tylko samą wodą, dość intensywnie ją mieszając piórem i często wymieniając wodę. W drugiej fazie, wodę zalewamy znad ikry i zalewamy ją roztworem taniny (0,75 g taniny rozpuszczone w 1 l wody; czas odklejania 5 minut);

- **metoda IV** – w metodzie tej wykorzystywany jest wodny roztwór proteazy (Protease from *Bacillus licheniformis*). Optymalne stężenie 0,5% (5 ml proteazy na 1 l wody) (Zakęś i in. 2006, Zakęś 2017). Czas odklejania - 2 minuty. Konieczne jest bardzo rygorystyczne przestrzeganie parametrów odklejania ikry sandacza proteazą, tj. stężenia roztworu i czasu odklejania. Zaletą tej metody jest wysoki wskaźnik wyklucia (zazwyczaj > 80%). Dodatkowo, odklejanie proteazą ogranicza rozwój grzybów i bakterii. W związku z tym nie ma potrzeby stosowania kąpeli profilaktycznych w czasie inkubacji ikry w słojach wylęgarniczych. Osłonki jajowe są na tyle osłabione, że skrócony zostaje

czas wyklucia się larw (przeciętnie o 1 dobę), w porównaniu do inkubacji na gniazdach tarłowych czy też ikry odklejanej innymi metodami.

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

W każdym słoju można umieścić 0,5-3,0 l nienapęczniałej ikry (najlepiej 1,0-1,5 l). Przy obsadzaniu jednego słoja ikrą pozyskaną od kilku samic należy przestrzegać następujących zasad:

- w słoju można umieścić ikrę pozyskaną od samic w podobnym czasie (różnica w pozyskaniu ikry do 2 godziny);
- ikra w tym samym słoju musi pochodzić od samic o zbliżonej masie ciała (dopuszczalna różnica w masie ciała między samicami $\leq 0,5$ kg);
- w tym samym aparacie inkubacyjnym nie wolno umieszczać ikry pozbawianej kleistości różnymi metodami (np. za pomocą taniny, czy też proteazy).

Ikrę złożoną na gniazda tarłowe inkubujemy w basenach inkubacyjnych. W jednym basenie inkubacyjnym (kubatura ok. 3,0 m³) umieścić można do 6 standardowych

gniazd (60 × 60 cm). Gniazda tak mocujemy w basenie, by ich powierzchnia tworzyła z dnem basenu kąt 45°. Taka lokalizacja gniazd z ikrą zwiększa przepływ wody między poszczególnymi żdźbłami substratu, do których przyklejone są ziarna ikry. Należy też pamiętać, by w jednym basenie inkubacyjnym umieścić ikrę złożoną przez samice sandacza w przybliżonym czasie (tego samego dnia). Gniazda z ikrą w danym basenie powinny też pochodzić od samic o zbliżonej wielkości (różnica w masie ciała < 0,5 kg).

10. Klucie się larw i odbieranie wylęgu ze słoików inkubacyjnych

Zalecana temperatura wody w czasie inkubacji to 15-17°C (Kokurewicz 1969, Zakęś 2009). Jest to podstawowy czynnik determinujący rozwój embrionów i czas klucia się larw. Związek między czasem inkubacji ikry sandacza a temperaturą wody jest na tyle ścisły, że można go wyrazić za pomocą wzoru: $t = 30124 \times Tw^{-2,07}$, gdzie: t - czas inkubacji ikry sandacza w godz., Tw – temperatura wody w °C.

Czas inkubacji ikry zależy też od środka, który użyliśmy do odklejania ikry sandacza. W przypadku proteazy jest on istotnie krótszy, niż w sytuacji, gdy do odklejania ikry stosujemy wodny roztwór taniny. Wykluwanie się danej partii ikry jest rozciągnięte w czasie.

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

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

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

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

Umieszczenie w tym samym słoju lub basenie inkubacyjnym ikry pozyskanej w tym samym czasie i od podobnych wielkościami samic pozwala: po pierwsze zsynchronizować czas klucia larw w słoju/basenie, po drugie pozyskiwać larwy o podobnej wielkości. Larwy sandacza po wykluciu przez pewien czas (zależny od procedury odklejania) przebywają w aparacie inkubacyjnym. Wylęg pozyskany z ikry odklejanej proteazą, w efekcie „nadtrawienia” przez enzym (proteaza) osłonki jajowej, wykluwa się wcześniej. W efekcie jest on słabiej rozwinięty od larw pozyskanych w rezultacie zastosowania nieenzymatycznych metod odklejania ikry (np. za pomocą taniny) i dłużej przebywa w słoju/basenie. Po wydostaniu się z osłonek jajowych wylęg podnosi się w słoju/basenie na wysokość kilku-kilkunastu centymetrów, pływa spiralnie, po czym opada. Posiada on zbyt duży woreczek żółtkowy, by pływać bardziej aktywnie i wydostać się ze słoja/basenu. Dopiero po strawieniu części zapasów zawartych w woreczku jest on w stanie poruszać się bardziej aktywnie. Wówczas, wraz z prądem wody jest on wynoszony do odbieralników.

Sandacz charakteryzuje się tym, że jego larwy należą do najdrobniejszych wśród przedstawicieli naszej ichtiofauny. W momencie wyklucia larwy sandacza są pozbawione pigmentu (nawet w gałce ocznej), a ich masa ciała i długość całkowita wynoszą odpowiednio ok. 0,4-0,5 mg i 4,0-5,5 mm (w zależności od wielkości samicy). W sytuacji, gdy zaobserwujemy zaoczkowaną ikrę sandacza (pigment w oku) bardzo prawdopodobne jest wystąpienie problemów z kluciem się larw. Niewielka wielkość larw implikuje konieczność zastosowania bardzo drobnej tkaniny (gaza młyńska) do konstrukcji odbieralników (sadyków). Aby w swoim wnętrzu zatrzymywać drobne larwy sandacza muszą one być wykonane z gazy młyńskiej o boku oczka $\leq 200 \mu\text{m}$. Wysokość sadyka musi być dostosowana do poziomu wody w odbieralniku, tak aby była o ok. 10 cm wyższa od wysokości zalewu wody w basenie. Sadyk musi być rozpięty na stelażu wykonanym np. z prętów ze stali nierdzewnej (np. pręt $\varnothing 5 \text{ mm}$).

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

11. Literatura

- Antila E., Stenbäck H., Teräsväinen T. 1988 – Artificially improved breeding of captive pike-perch (*Stizostedion lucioperca*) females achieved using a gonadotropin-releasing hormone analogue – Finn. Fish. Res. 7: 75-83.
- Berka R. 1986 – The transport of live fish. A review – EIFAC Tech. Pap., FAO, Rzym, Włochy, Nr 48.
- Cieśla M., Wojda R., Śliwiński J. 1996 – Wychów materiału zarybieniowego sandacza w stawach karpowych – W: *Sandacz, gospodarka rybacka, eutrofizacja* (Red.) A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 65-72.
- Craig J.F. 2000 – Percid fishes, systematics, ecology and exploitation - Blackwell Sciences, Oxford, UK.
- Deelder C.L., Willemsen J. 1964 - Synopsis of biological data of pikeperch, *Lucioperca lucioperca* (Linnaeus) 1758 - FAO Fisheries Synopsis 28.
- Demska-Zakęś K., Zakęś Z. 2002 – Controlled spawning of pikeperch, *Stizostedion lucioperca* (L.) in lake cages – Czech J. Anim. Sci. 47: 230-238.
- Demska-Zakęś K., Zakęś Z., Roszuk J. 2005 – The use of tannic acid to remove adhesiveness from pikeperch, *Sander lucioperca*, eggs – Aquac. Res. 36: 1458-1464.
- Horváth L., Tamás G., Tölg I. 1984 – Special methods in pond fish husbandry – Halver Corporation, Seattle, USA.
- Kielczewski Z. 1939 – Sandacz: produkcja materiału zarybieniowego – Wyd. Zw. Org. Ryb., Warszawa, Nr 10, 50 s.

- Kokurewicz B. 1969 – The influence of temperature on the embryonic development of the perches: *Perca fluviatilis* L. and *Lucioperca lucioperca* (L.) – Zool. Pol. 19: 47-67.
- Korycki A. 1976 – Sandacz – Wyd. PWRiL, Warszawa, 164 s.
- Rónyai A. 2007 – Induced out-of-season and seasonal tank spawning and stripping of pike perch (*Sander lucioperca* L.) – Aquac. Res. 38: 1144-1151.
- Ruuhijärvi J., Hyvärinen P. 1996 – The status of pikeperch in Finland – J. Appl. Ichthyol. 12: 185-188.
- Sakowicz S. 1928 – Sandacz (*Lucioperca sandra* Cuv.) – Prz. Ryb. 6: 175-188.
- Salminen M., Ruuhijärvi J., Ahlfors P. 1992 – Spawning of wild zander (*Stizostedion lucioperca* (L.)) in cages – W: *Proceedings of the scientific conference Fish Reproduction '92 Vodnany, Czechoslovakia* (Red.) Z. Adamek, M. Flajshans: 42-47.
- Schlumberger O., Proteau J.P. 1996 – Reproduction of pikeperch (*Stizostedion lucioperca*) in captivity – J. Appl. Ichthyol. 12: 149-152.
- Steffens W., Geldhauser F., Gerstner P., Hilge V. 1996 – German experiences in the propagation and rearing of fingerling pikeperch (*Stizostedion lucioperca*) – Ann. Zool. Fenn. 33: 627-634.
- Terlecki W. 1955 – Wychów materiału zarybieniowego sandacza – Wyd. PWRiL, Warszawa.
- Wojda R. 2006 – Chów ryb dodatkowych w stawach karpowych - W: *Karp. Chów i hodowla. Poradnik hodowcy*. Wyd. IRS, Olsztyn: 213-252.
- Wojda R., Cieśla M., Ostaszewska T., Śliwiński J. 2009 – Hodowla ryb dodatkowych w stawach karpowych – Wyd. „Hoża”, Warszawa, 158 s.
- Wojda R., Cieśla M., Śliwiński 1994a – Naturalne tarło sandacza w stawach karpowych – Komun. Ryb. 2: 13-16.
- Wojda R., Śliwiński J., Cieśla M. 1994b – Wyniki badań nad sposobami przeprowadzania naturalnego tarła sandacza *Stizostedion lucioperca* (L.) – Rocz. Nauk. Pol. Zw. Węd. 7: 71-80.

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.**

- Zakęś Z. 2007 – Out-of-season spawning of cultured pikeperch (*Sander lucioperca* (L.)) – Aquac. Res. 38: 1419-1427.
- Zakęś Z. 2009 – Sandacz. Chów i hodowla. Poradnik hodowcy – Wyd. IRS, Olsztyn, 203 s.
- Zakęś Z. 2012 – Cultured Aquatic Species Information Programme. *Sander lucioperca*. Cultured Aquatic Species Information Programme – W: *FAO Fisheries and Aquaculture Department*.
http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Sander_lucioperca/eonline, Rzym, Włochy.
- Zakęś Z. 2017 – Chów i hodowla sandacza – Wyd. IRS, Olsztyn, 212 s.
- Zakęś Z. 2020 – Systemy recyrkulacyjne szansą rozwoju akwakultury zachowawczej – W: *Innowacyjna i tradycyjna produkcja ryb w Polsce* (Red.) A. Kowalska, A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 55-70.
- Zakęś Z., Demska-Zakęś K. 2001 – Rozród sandacza w sadzach jeziorowych – Wyd. IRS, Olsztyn, Nr 183, 24 s.
- Zakęś Z., Demska-Zakęś K. 2005 – Sztuczny rozród dzikiego sandacza – efektywność stymulacji hormonalnej ludzką gonadotropiną kosmówkową i Ovopelem – Komun. Ryb. 6: 9-13.
- Zakęś Z., Demska-Zakęś K. 2006 – Efekty sztucznego rozrodu dzikiego sandacza (*Sander lucioperca*) stymulowanego hormonalnie ludzką gonadotropiną kosmówkową (hCG) i końską gonadotropiną łożyskową (PMSG) – W: *Rozród, podchów, profilaktyka ryb karpiowatych i innych gatunków* (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, J. Wolnicki. Wyd. IRS, Olsztyn: 231-237.
- Zakęś Z., Demska-Zakęś K. 2009 – Controlled reproduction of pikeperch *Sander lucioperca* (L.): a review – Arch. Pol. Fish. 17: 153-170.
- Zakęś Z., Demska-Zakęś K., Mucha M., Jelonek Z. 2001 – Efektywność stymulacji hormonalnej w kontrolowanym rozrodzie sandacza w sadzach jeziorowych – W: *Wybrane problemy rybactwa w 2000 r.* (Red.) A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 65-72.

- Zakęś Z., Demska-Zakęś K., Roszuk K., Kowalska A. 2006b – Odklejanie ikry sandacza przy użyciu taniny i protezy – W: *Rozród, podchów, profilaktyka ryb karpiowatych i innych gatunków* (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, J. Wolnicki. Wyd. IRS, Olsztyn: 239-249.
- Zakęś Z., Rożyński M. 2015 – Systemy recyrkulacyjne szansą rozwoju akwakultury sandacza – *Komun. Ryb.* 6: 20-23.
- Zakęś Z., Szczepkowski M. 2004 – Induction of out-of-season spawning of pikeperch, *Sander lucioperca* (L.) – *Aquac. Int.* 12: 11-18.
- Zakęś Z., Szczepkowski M., Frączyk S., Szczepkowska B., Kozłowski M., Piotrowska I., Hopko M., Krejszeff S., Rożyński M. 2019 – Innowacyjna technologia rozrodu i podchowu narybku sandacza a warunkach recyrkulacyjnych - efekty projektu realizowanego w ramach Regionalnego Programu Operacyjnego Województwa Mazowieckiego na lata 2014-2020 – *Komun. Ryb.* 4: 13-16.
- Zakęś Z., Szczepkowski M., Kapusta A., Rożyński M., Stawecki K., Pyka J., Szczepkowska B., Wunderlich K., Kozłowski M., Kowalska A., Hopko M. 2015 – Z akwakultury do natury. Opracowanie alternatywnych metod zarządzania rybołówstwem drapieżnych ryb jeziorowych – Wyd. IRS, Olsztyn, 224 s.
- Zakęś Z., Szczepkowski M., Partyka K., Wunderlich K. 2013 – Effect of gonadotropin hormonal stimulation on out-of-season propagation success of different year classes of indoor-reared pikeperch (*Sander lucioperca* (L.)) – *Aquac. Int.* 21: 801-810.
- Zakęś Z., Wunderlich K., Rożyński M., Szczepkowski M., Hopko M. 2016a – Przedsezonowy rozród stawowego sandacza (*Sander lucioperca* (L.)) – *Komun. Ryb.* 3: 1-6.
- Zakęś Z., Wunderlich K., Szczepkowski M., Rożyński M., Hopko M. 2016b – Nowatorska metoda rozradzania sandacza – przedsezonowe tarło ryb stawowych – W: *Rybactwo i wędkarstwo w 2015 roku* (Red.) M. Mickiewicz, A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 131-140.
- Żarski D., Targońska K., Palińska K., Kucharczyk D., Krejszeff S., Kupren K., Fontaine P., Kestemont P. 2015 - The application of tannic acid to the elimination of egg

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.**

stickiness at varied moments of the egg swelling process in pikeperch, *Sander lucioperca* (L.) – Aquac. Res. 46: 324-334.