



Instrukcja doradcza

nr 10/RD/2022

**Podchów materiału zarybieniowego
sandacza (*Sander lucioperca*) w
systemach recykulacyjnych (RAS)**



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

INSTRUKCJA DORADCZA

Podchów materiału zarybieniowego sandacza (*Sander lucioperca*) w systemach recykulacyjnych (RAS)

Autorzy:

prof. dr hab. inż. Zdzisław Zakęś

dr inż. Maciej Rożyński

dr inż. Sławomir Krejszeff

mgr inż. Marek Hopko

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



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

Spis treści

1. Wstęp.....	4
2. Etapy w rozwoju larw sandacza wpływające na efekty ich podchowu w RAS	4
3. Jakość wody w RAS w czasie podchowu larw sandacza	6
4. Obsadzanie basenów podchowowych larwami sandacza.....	8
5. Żywienie larw sandacza	12
6. Oddzielanie ryb z wypełnionym pęcherzem pławnym	15
7. Zabiegi sanitarne i profilaktyka w czasie podchowu larw w RAS.....	17
8. Sortowanie larw sandacza	18
9. Transport materiału zarybieniowego sandacza wyprodukowanego w RAS	20
10. Literatura	22



1. **Wstęp**

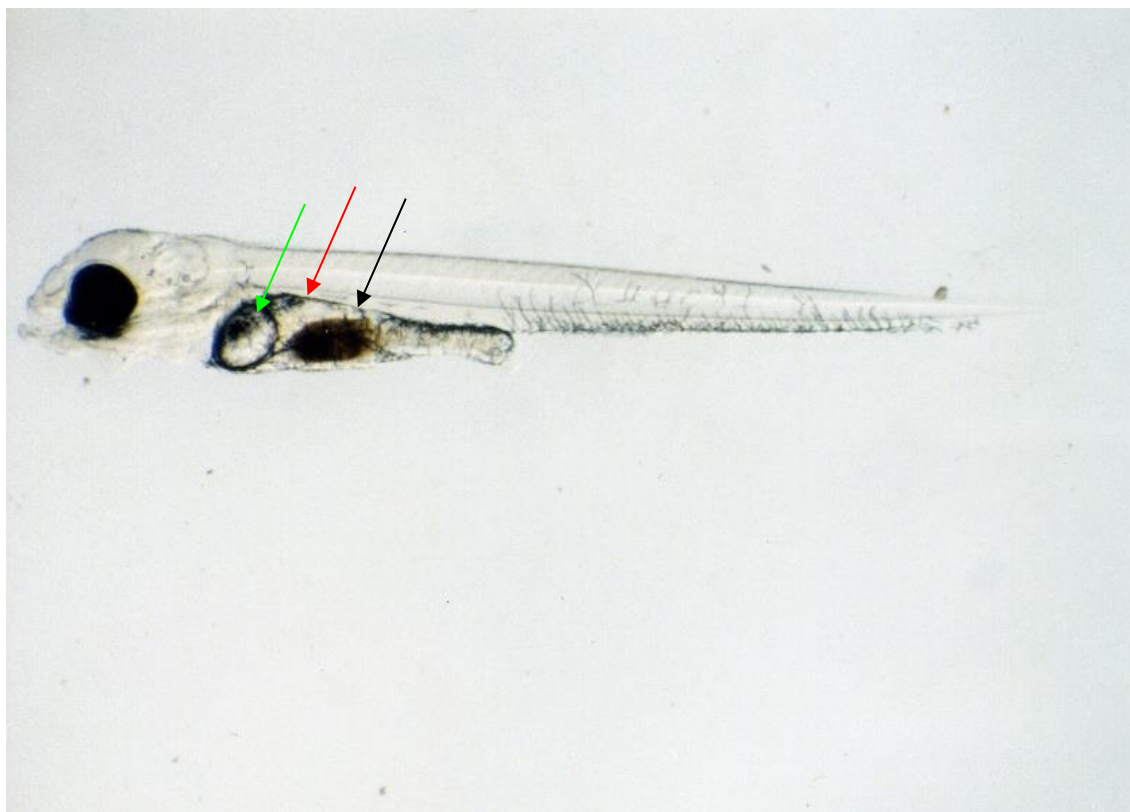
Opanowanie kontrolowanego rozrodu sandacza w systemach recyrkulacyjnych (RAS) umożliwiło produkcję wylęgu tego gatunku w tych urządzeniach (Zakęś i Partyka 2013, Zakęś i Rożyński 2015, Zakęś 2017, 2020, Zakęś i Rożyński 2021). Pozyskany wylęg może być przeznaczony do zarybiania odpowiednio przygotowanych stawów ziemnych lub też podchowwany w RAS (Zakęś 2017). Ryby podchowywane w RAS mogą być wykorzystane do dalszego podchowu i tuczu sandacza do ryby towarowej, czy też jako materiał zarybieniowy wsiedlane do wód otwartych (Zakęś i in. 2015b). Materiał zarybieniowy sandacza musi być podchowany minimum przez 4 tygodnie, do momentu kiedy osobniki bez wypełnionego pęcherza pławnego można skutecznie i bezpiecznie oddzielić od tzw. pełnowartościowych ryb, z wypełnionym pęcherzem pławnym (Zakęś 2017) (*patrz rozdział 6.*).

2. **Etapy w rozwoju larw sandacza wpływające na efekty ich podchowu w RAS**

Do krytycznych okresów w rozwoju larwalnym sandacza, wpływających na efektywność ich podchowu w systemach RAS należy zaliczyć:

- okres przejścia na pobieranie pokarmu egzogenego. W momencie wyklucia larwy sandacza są bardzo drobne, a ich przewód pokarmowy jest niezróżnicowany anatomicznie i funkcjonalnie. Ma on postać prostej, niezróżnicowanej rurki. Co istotne, po wykluciu otwór gębowy jest niedrożny (Zakęś 2017). Przyjmuje on położenie końcowe i jest otwarty/drożny po ok. 4 dniach po wykluciu (temperatura wody 18°C). W tym czasie wyczerpaniu ulegają zapasy woreczka żółtkowego. Ostatnim zapasem energii są te zawarte w kropli tłuszczu. W momencie, gdy zaobserwujemy, że larwy posiadają jedynie szczątkowy woreczek i kroplę tłuszczu konieczne jest rozpoczęcia podawania pokarmu egzogenego (fot. 1).

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



Fot. 1. Wylęg sandacza w końcowym etapie resorpcji woreczka żółtkowego (strzałka czerwona). W przewodzie pokarmowym widoczny pierwszy pokarm egzogenny (strzałka czarna). Występuje jeszcze kropla tłuszczu (strzałka zielona) (wiek larwy – 5 dni po wykluciu, temperatura wody – 20°C) (fot. Z. Zakęś).

- okres wypełniania pęcherza pławnego. Sandacz należy do gatunków ryb zamkniętopęcherzowych. Jeśli w odpowiednim czasie nie wypełni pęcherza powietrzem atmosferycznym zaczerpniętym z powierzchni wody, wówczas w wyniku zmian zachodzących w przewodzie pokarmowym, wynikających z normalnego rozwoju osobniczego, proces ten jest już niemożliwy (larwy nie wypełniają pęcherza pławnego i w zasadzie są nieprzydatne do dalszego podchowu). Czas napełnienia pęcherza pławnego przypada na 5-12 dzień po wykluciu (Zakęś 2017). Pod mikroskopem pierwsze osobniki z wypełnionym pęcherzem pławnym można zaobserwować w 7-8 dniu po wykluciu (temperatura wody ok. 20°C) (fot. 2).

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



Fot. 2. Wylęg sandacza w początkowej fazie napęnlania pęcherza pławnego (wiek – 8 dni po wykluciu, temperatura wody – 20°C). Pod mikroskopem pęcherz pławny jest widoczny w postaci srebrzącej się kulki (strzałka). W późniejszym okresie rozwoju larwy przybiera ona kształt workowaty (fot. Z. Zakęś).

- okres wzmożonego kanibalizmu. Pierwsze kanibale można zaobserwować już w drugim tygodniu podchowu (długość ciała 1,0-1,4 cm). Kanibalizm narasta w trzecim tygodniu, gdy larwy osiągną długość ciała 2,0 cm. Kanibalizm nasila się w przypadku, gdy te same baseny obsadzamy: (a) larwami pochodzącymi od samic o różnej wielkości (skutkuje to różną wielkością larw), (b) wylęgiem pozyskanym w różnym czasie (różnice w rozwoju osobniczym), (c) stosujemy nieodpowiednie żywienie (w kontekście ilościowym i/lub jakościowym).

3. Jakość wody w RAS w czasie podchowu larw sandacza

Larwy sandacza są wymagające odnośnie jakości wody w czasie podchowu w RAS. Należy przyjąć, że koncentracja tlenu mierzona na odpływie z basenów

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

podchowowych nie powinna spadać poniżej 60% nasycenia (upraszczając, w temperaturze wody 20-22°C musi wynosić > 5,0 mg O₂/l; tab. 1). Z kolei na dopływie należy utrzymywać wysokie nasycenie tlenem (100-120% nasycenia).

Tabela 1. Koncentracja tlenu w wodzie słodkiej przy 100% nasyceniu

Temperatura wody (°C)	Koncentracja tlenu (mg O ₂ /l)	Temperatura wody (°C)	Koncentracja tlenu (mg O ₂ /l)
18,0	9,54	23,0	8,68
19,0	9,35	24,0	8,53
20,0	9,17	25,0	8,38
21,0	8,99	26,0	8,22
22,0	8,83	27,0	8,07

Poziom całkowitego azotu amonowego (CAA = NH₄⁺-N + NH₃-N) mierzony w wodzie pobranej z odpływów basenów podchowowych nie może przekraczać 0,4 mg CAA/l, azotynów (NO₂-N) 0,20 mg NO₂-N/l, dwutlenku węgla (CO₂) 20 mg CO₂/l. Bardzo istotny jest odczyn wody pH w RAS; warunkuje on toksyczność wyżej wymienionych związków. Bezpieczny dla sandacza odczyn wody pH mieści się w przedziale 6,7-8,2. Monitoring temperatury wody, amoniaku, azotynów, pH i dwutlenku węgla należy prowadzić codziennie, a uzyskane dane archiwizować. Należy pamiętać, że w celu porównywania uzyskanych wyników próby wody trzeba pobierać o tej samej godzinie. Należy też uwzględnić fakt, że na metabolizm ryb (zapotrzebowanie tlenowe, wydalanie amoniaku, dwutlenku węgla) istotnie wpływa ich żywienie. Dlatego próby wody należy pobierać co najmniej 3 godziny po rozpoczęciu żywienia. Wtedy tempo metabolizmu narybku osiąga wartości maksymalne (Zakęś 2017). W efekcie koncentracja tlenu może istotnie się obniżyć, a amoniaku i dwutlenku węgla wzrastać.

Należy też pamiętać, że systemy RAS możemy obsadzać wylęgiem sandacza w momencie, kiedy w pełni funkcjonują w nim filtry biologiczne. Muszą one zapewniać



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

aktywny proces nityfikacji, czyli przekształcania wydalanego przez ryby amoniaku do azotynów, a następnie do azotanów. Wpracowywanie biofiltra tradycyjnymi metodami (z niewielką lub bez obsady ryb) trwa 40-60 dni, a nawet dłużej. W takim przypadku źródłem azotu dla bakterii nityfikacyjnych jest zadawana w niewielkich ilościach pasza. W komercyjnych podchowalniach częstokroć dąży się do skrócenia tego czasu. Za najbardziej efektywne można uznać zaszczepienie złoża biologicznego bakteriami nityfikacyjnymi i jednoczesne dostarczenie do RAS mineralnych związków azotu. Stosując takie rozwiązanie czas technologicznego rozruchu filtra biologicznego wchodzącego w skład RAS można skrócić do dwóch tygodni (Zakęś i in. 2015a, 2022).

4. **Obsadzanie basenów podchowowych larwami sandacza**

Podchów larw sandacza należy prowadzić w basenach rotacyjnych o objętości 0,2-1,0 m³. Głębokość zalewu powinna wynosić 0,5-1,0 m. Konieczne jest by w basenach można było uzyskać cyrkulację wody przy niewielkich przepływach wody, zapewniających jej wymianę z częstotliwością 0,5-1,0 wymiany/godz. Rekomendowana temperatura wody - 20°C, natężenie oświetlenia mierzone nad powierzchnią basenów podchowowych - 80-100 lx. Odpływ wody z basenu podchowowego powinien być umieszczony centralnie, co zapewnia odpowiednią cyrkulację wody. W czasie podchowu larw sandacza odpływ musi być osłonięty zabezpieczeniem wykonanym z rury PCV (φ 10 cm). W rurze należy wyciąć prostokątne okienka, które zabezpieczamy siatką z gazy młyńskiej (fot. 3). Przez pierwsze 2 tygodnie rekomendować należy siatkę o boku oczka 0,2 mm, a w kolejnych dwóch można już stosować zabezpieczenia wykonane z siatki o boku oczka 0,4 mm. Stosowanie zabezpieczeń uniemożliwia ucieczkę larw z basenu, a także wynoszenie z basenu zadawanego pokarmu. Konieczne jest bieżące kontrolowanie poziomu wody w basenach podchowowych, a w sytuacji zaobserwowania wzrostu poziomu wody (zatykania się siatek w zabezpieczeniach odpływów) niezbędne jest jego oczyszczenie (udrożnienie).

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



Fot. 3. Basen podchowowy po obsadzeniu wylęgiem sandacza. W centrum widoczne zabezpieczenie odpływu (strzałka) (fot. Z. Zakęś)

Zalecane jest obsadzanie basenów wylęgiem sandacza w wieku 4-5 dni po wykluciu. Larwy w tym wieku pływają już aktywnie, w pozycji horyzontalnej. Co prawda odżywiają się jeszcze zapasami pokarmu endogennego (woreczek żółtkowy i kropla tłuszczu), ale chwytają już pierwszy pokarm egzogenny. Tę fazę odżywiania nazywamy endogenno-egzogenną. Baseny należy obsadzić larwami „pod liczbę”. Jak już wspomniano powyżej, larwy sandacza są bardzo drobne, tak więc użycie tradycyjnej metody objętościowej może być obciążone sporym błędem. Metoda ta polega na tym, że z danego pojemnika (np. o objętości 20 litrów) pobieramy minimum trzy próby ryb (np. naczynie miarowe o objętości 0,1 litra). Oczywiście przed pobraniem należy delikatnie zamieszać dłonią zawartość pojemnika, tak aby larwy przed zaczerpnięciem były w miarę równomiernie rozproszone w wodzie. Pobrane próby należy przeliczyć. Dla ułatwienia

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

tej procedury możemy wodę z naczynia miarowego pobierać za pomocą białej, plastikowej łyżki. Białe tło łyżki znakomicie poprawi widoczność bardzo drobnych larw sandacza. Po przeliczeniu prób określamy ile larw znajduje się w jednym litrze wody. Kolejnym krokiem jest przeniesienie larw do basenu podchowowego za pomocą naczynia miarowego o objętości 1 litra. Znając liczbę larw w 1 litrze i liczbę „naczyń 1 litrowych” łatwo określić liczbę larw w basenie. Metoda ta nie jest jednak zbyt dokładna (błąd szacunku $\pm 20\%$).



(a)



(b)

Fot. 4. Licznik do wylęgu używany do liczenia drobnych larw sandacza firmy JenSorter (widok ogólny) (a). Liczenie wylęgu sandacza za pomocą licznika do wylęgu (b) (fot. Z. Zakęś).

Wskazane jest stosowanie specjalistycznych liczników do wylęgu. Liczniki takie pozwalają w ciągu 1 godziny policzyć do 1 mln wylęgu, a błąd liczenia jest zdecydowanie mniejszy niż w metodzie objętościowej, wynosi bowiem $\pm 2\%$. Do liczenia wylęgu sandacza zalecać należy stosowanie licznika firmy JenSorter (fot. 4a, b). Larwy odławiamy z sadzika po ich zagęszczeniu i przenosimy w misce do licznika. W celu zweryfikowania precyzji liczenia larw przez licznik konieczne jest przeprowadzenie kilku prób. Manualnie odliczamy np. 100 larw i tę próbę „przepuszczamy” przez licznik. Precyzja wskazań urządzenia powinna być przynajmniej w 98% zgodna z obliczeniami



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

„ręcznymi”. Oczywiście kolejność walidacji wskazań licznika można odwrócić. Przez licznik przepuszczamy małą partię larw (kilkadziesiąt osobników), a zebrane w miseczce (najlepiej białej) larwy przeliczamy manualnie i sprawdzamy wiarygodność wskazań licznika.

Początkowe zagęszczenie obsad powinno wynosić 70 larw sandacza w 1 l, czyli 1 basen (objętość zalewu $0,7 \text{ m}^3$) zostanie obsadzony ok. 50 tys. wylęgu sandacza. W pierwszych dwóch tygodniach można stosować większe obsady (do 100 osobników/l). Jednak w takim przypadku, po tym czasie należy rozrzedzić zagęszczenie obsad (np. z 1 basenu stworzyć obsadę 2 basenów podchowowych). Stosowanie większych zagęszczeń obsady zmniejsza pracochłonność całego podchowu larw, jednak dłuższe podchowywanie larw sandacza w takich warunkach technologicznych (ponad 10-14 dni) negatywnie wpływa na ich tempo wzrostu i efektywność podchowu.

W zasadzie od początku podchowu larw sandacza baseny podchowowe powinny być wyposażone w systemy do zraszania wody. Mogą one być wykonane z dwóch rur PCV ($\varnothing 50 \text{ mm}$) (fot. 5) lub z czterech rur PCV (wówczas mają postać krzyża). Rury PCV powinny mieć rząd otworów nawierconych wiertłem o średnicy 1 mm. Celem instalacji systemu zraszania jest rozbijanie tworzącej się na powierzchni wody błony powierzchniowej, powstającej z mikroorganizmów, resztek rozkładającego się pokarmu, odchodów i martwych ryb. Rozwiązanie to ma ułatwić zaczerpnięcie powietrza atmosferycznego przez larwy sandacza i wypełnienie przez nie pęcherza pławnego. Natrysk należy używać przez pierwsze 10 dni podchowu (temperatura wody 20°C). Jest to czas, w którym larwy napełniają pęcherz pławny powietrzem atmosferycznym. Po tym okresie należy zastosować tradycyjny, odgórny dopływ wody. Wielkość natrysku należy tak ustawić by częstotliwość wymiany wody w basenie podchowowym nie przekraczała wartości 1,0 wymiany na godzinę. Należy też pamiętać o codziennym czyszczeniu rur natryskowych, zapewnieniu drożności otworów natryskowych.

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



Fot. 5. System zraszający wodę w basenach do podchowu larw sandacza (strzałki) (fot. Z. Zakęś)

5. Żywienie larw sandacza

W dniu, w którym obsadzamy baseny podchowowe larw sandacza nie żywimy. W tym czasie korzystają one jeszcze z endogennych zapasów energetycznych (woreczek żółtkowy i krople tłuszczu). Przez pierwsze 2-3 tygodnie podchowu larwy sandacza można żywić wyłącznie pokarmem żywym, świeżo sklutymi naupliusami solowca (*Artemia* sp.). Biorąc pod uwagę aspekt ekonomiczny zalecać jednak należy stosowanie w tym okresie pokarmu mieszanego, tj. naupliusów solowca i paszy komponowanej (Zakęś 2017). Aplikowanie takiej procedury żywienia zapewnia uzyskiwanie satysfakcjonującej przeżywalności, szybkiego tempa wzrostu ryb i niższych jednostkowych kosztów żywienia larw. Podawanie pokarmu mieszanego, przy stosowaniu temperatury podchowu 20°C, trwa 14 dni (wiek larw 18-19 dni po wykluciu).



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

Pokarm żywy (solowiec) pełni funkcję „diety rozkarmiającej”. Oprócz funkcji energetycznej jest on również źródłem egzogennych enzymów ułatwiających trawienie podawanej równolegle paszy komponowanej. Można przyjąć, że dawka naupliusów solowca powinna się kształtować na poziomie ok. 100 naupliusów solowca/larwa sandacza/doba (z 1 g cyst solowca uzyskuje się 300 000 naupliusów). Przez pierwsze 4-5 dni podchowu podajemy mniejsze dawki solowca (np. 40-50 g na basen o kubaturze 1 m³). Wskazane jest prowadzenie codziennej obserwacji larw sandacza pod kątem ich żerowania. W sytuacji stwierdzenia intensywnego pobierania solowca konieczne jest zwiększenie ilości zadawanego solowca. Oględziny takie najlepiej przeprowadzić obserwując larwy pod mikroskopem (w szalce z wodą). Wypełnione pokarmem larwy sandacza są też dobrze widoczne w słupie światła latarki. Obserwacje te prowadzone są w basenie podchowowym, a partie brzuszne wylęgu są wyraźnie rozdęte i intensywnie pomarańczowe. W drugim tygodniu podchowu dobową dawkę naupliusów solowca należy zwiększyć do wielkości podawanej powyżej, tj. 100 naupliusów solowca/larwa sandacza/doba. Do żywienia 1 mln larw sandacza, przez 14 dni, potrzebne jest ok. 2,0-2,5 kg solowca.

Inkubację cyst solowca prowadzimy w zestawie słoików wyposażonych w system grzania, napowietrzania wody i oświetlenia aparatów inkubacyjnych. Zagęszczenie cyst solowca w aparacie inkubacyjnym nie powinno przekraczać 3,5 g/l. Informacje dotyczące temperatury wody podczas inkubacji, zasolenia wody i warunków oświetlenia znajdują się na opakowaniach tego produktu. Zalecić należy podział dobowej racji pokarmowej solowca na dwie części, a ich inkubację przesunąć w czasie. Inkubację pierwszej partii rozpocząć np. o godz. 09.00, a drugiej np. 10 godzin później. Pierwszą porcję sklutych naupliusów solowca podajemy rybom następnego dnia o godz. 09.00-19.00), a drugą część o 20.00-08.00. Taka procedura pozwala podawać najdrobniejsze naupliusy solowca. Solowca należy podawać minimum cztery razy na dobę (np. co 4-5 godzin). Należy mieć na względzie, że naturalnym środowiskiem bytowania tego organizmu są wody słone. W wodzie słodkiej RAS żyje on do 1 godziny, co oczywiście implikuje częstotliwość jego podawania larwom sandacza. Zakładając, że pokarm żywy będzie podawany 4-6 razy na dobę, można go podawać ręcznie, małymi porcjami wzdłuż ścian



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

basenów podchowowych, za pomocą małego naczynia miarowego, wężyka lub pipety (np. 10 ml). Na rynku są już dostępne karmniki do podawania tego pokarmu.

W pierwszych 10-14 dniach podchowu, równoległe z podawaniem naupliusów solowca, larwom sandacza należy podawać paszę o granulacji 0,1-0,3 mm (może być to np. pasza Skretting Perla 6.0). Musi to być pasza o wysokiej zawartości białka (> 60%), niskiej koncentracji tłuszczu (10-12%) i niskiej zawartości związków bezazotowych wyciągowych (węglowodanów) (NFE; < 10%). W składzie komponentowym muszą figurować głównie produkty pochodzenia rybiego (mączka rybna i tran). W pierwszych 14 dniach podchowu wielkość dobowej dawki paszy może wynosić 40 g na basen o objętości zalewu 1 m³; zagęszczenie obsad 70 tys. larw/basen. W trzecim tygodniu podchowu larwom sandacza należy podawać paszę o granulacji 0,2-0,4 mm (np. Skreting Perla 5.0), a w czwartym 0,3-0,5 mm (np. Skretting Perla 4.0 lub pasza HP 0.3). Zalecana jest stopniowa, 3-dniowa zmiana granulacji pasz. Pierwszego dnia 75% dawki stanowi pasza dotychczas stosowana w podchowcie, a 25% pasza wprowadzana do żywienia, o większej granulacji. Drugiego i trzeciego dnia udział tych pasz powinien wynosić, odpowiednio 50:50 i 25:75. Czwartego dnia stosujemy już wyłącznie paszę o większej granulacji. Paszę należy podawać przez 22-23 godziny na dobę (w czasie czyszczenia basenów podchowowych ryb nie karmimy). Stosowanie krótszego czasu żywienia (np. 16 godzin) wpływa niekorzystnie na tempo wzrostu ryb i ich przeżywalność. W czasie żywienia ryb drobiny paszy powinny być cały czas widoczne w toni wodnej. Do zadawania drobnych pasz, szczególnie o granulacji 0,1-0,3 i 0,2-0,4 mm należy polecić np. karmniki wstrząsowe/wibracyjne (fot. 6). Rozwiązaniem alternatywnym jest ręczne podawanie paszy za pomocą pędzla malarskiego, co zapewnia równomierne „rozpraszenie” granul paszy na powierzchni basenu podchowowego. W tym przypadku pasza powinna być podawana co 1 godzinę.

Po 14 dniach podchowu ryby żywimy już wyłącznie paszą komponowaną (wiek larw 18-19 dni po wykluciu). Dobową dawkę paszy zwiększamy do 60 g/basen 1 m³ (początek 3-go tygodnia podchowu) i 80 g/basen o kubaturze 1 m³ (koniec 3-ego tygodnia podchowu/początek 4-ego tygodnia).

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



Fot. 6. Karmnik wstrząsowy (strzałka) stosowany w czasie podchowu larw sandacza w RAS (fot. Z. Zakęś)

6. Oddzielanie ryb z wypełnionym pęcherzem pławnym

Proces napełniania pęcherza pławnego u larw sandacza jest możliwy do 10-12 dnia podchowu (wiek 14-16 dni po wykluciu; temperatura wody 20°C). Teoretycznie po tym okresie można by już spróbować oddzielić osobniki z wypełnionym pęcherzem pławnym od larw z niewypełnionym pęcherzem. Jednak obecnie nie ma metod, które byłyby bezpieczne dla larw sandacza i zapewniały ich wysoką przeżywalność na tym etapie rozwoju osobniczego. Do odsortowywania ryb z wypełnionym pęcherzem pławnym rekomendować należy stosowanie wodnego roztworu soli kuchennej i anestetyku. Zalecane stężenie uzyskuje się rozpuszczając w 1 l wody 10 g soli i 20 mg anestetyku (MS-222). Do sporządzenia roztworu używamy wody pobranej z dopływów do basenów podchowowych. Ryby odławiamy kasarkiem i przenosimy do naczynia z



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

roztworem soli kuchennej i anestetyku. Delikatnie mieszamy (końcem kasarka). Po kilkunastu-kilkudziesięciu sekundach uśpione ryby z wypełnionym pęcherzem pławnym są wynoszone na powierzchnię wody. Z kolei ryby „bezpęcherzowe” opadają na dno naczynia (fot. 7). Ryby „pęcherzowe” zlewamy przez kasarek i umieszczamy w sadzyku z dopływem świeżej wody, w którym przebywają do odpicia się (aktywnego, horyzontalnego poruszania się). Z rybami, które opadły na dno naczynia całą procedurę powtarzamy jeszcze dwa razy. Ryby bez wypełnionego pęcherza pławnego z punktu widzenia hodowcy są nieprzydatne do dalszego podchowu. Po oddzieleniu należy je uśpić, np. poprzez umieszczenie na lodzie, a następnie poddać utylizacji.

Stosowanie zabiegu masowego odsortowywania ryb z wypełnionym pęcherzem pławnym musi być poprzedzone kilkoma testami/próbkami. Z basenu pobieramy ok. 100 larw, które umieszczamy w roztworze soli i anestetyku. Po odsortowaniu, ryby z wypełnionym pęcherzem pławnym umieszczamy np. w misce ze świeżą wodą i określamy odsetek ryb, które wybudziły się z anestezji. Ryby, które opadły na dno sprawdzamy pod mikroskopem i badamy, czy w próbie znajdują się wyłącznie ryby „bezpęcherzowe”. W przypadku, gdy odsetek wybudzonych ryb z wypełnionym pęcherzem pławnym przekracza 95%, a w próbie ryb pobranych „z dna” naczynia liczba larw „bezpęcherzowych” wynosi $\geq 98\%$ można przeprowadzić masowe sortowanie wylęgu sandacza. Podchowując larwy sandacza w wodzie o temperaturze 20°C procedurę sortowania ryb zazwyczaj należy przeprowadzić pod koniec 3 tygodnia lub w 4 tygodniu podchowu.

Osobniki z wypełnionym pęcherzem pławnym należy umieścić w basenach pochwowych celem odpicia się. Przed zarybianiem, w celu uzyskania pełnej witalności zalecany jest jeszcze co najmniej kilkudniowy podchów tego materiału.

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



(a)



(b)

Fot. 7. Odsortowywanie wylęgu sandacza z wypełnionym pęcherzem pławnym w naczyniu z wodnym roztworem soli kuchennej i anestetyku. Ryby z wypełnionym pęcherzem są wynoszone ku górze naczynia - początkowa faza procedury (a). Zlewanie wylęgu sandacza z wypełnionym pęcherzem z naczynia z roztworem soli i anestetyku do kasarka (b) (fot. Z. Zakęś)

7. Zabiegi sanitarne i profilaktyka w czasie podchowu larw w RAS

W tej fazie podchowu, przez ok. dwa początkowe tygodnie, stosowane są natryski. Codziennie należy czyścić wewnątrz rur natryskowych, np. za pomocą okrągłej plastikowej szczotki. Konieczna jest też codzienna kontrola drożności otworów natryskowych. Codziennie też muszą być czyszczone zabezpieczenia odpływów wykonane z rur PCV i gazy młyńskiej. Czyszczenie zabezpieczeń (za pomocą rurki z końcówką wykonaną z miękkiego wężyka) należy rozpoczynać od dolnej, dennej części, w strefie gdzie przebywa mniej wylęgu. Zapobiega to nagłemu gwałtownemu zwiększeniu przepływu wody przez siatkę w górnej części toni zbiornika (miejsce gromadnego przebywania ryb) i przysysaniu drobnych larw sandacza do siatki zabezpieczenia. Larwy sandacza są na tyle delikatne, że przyssane do siatki w krótkim czasie sną.

Oczyszczanie basenów z resztek paszy, odchodów i martwych ryb przeprowadza się codziennie, jeden raz (dno basenów). Zabieg ten należy przeprowadzić przed podaniem pierwszej, porannej porcji solowca. W czasie czyszczenia nie powinna być też



podawana pasza komponowana. Dno basenu czyści się wężykiem, lewarując zanieczyszczenia do plastikowych pojemników. Najlepiej sprawdzają się białe, plastikowe pojemniki. Dobrze jest je zaopatrzyć w prostokątne otwory zabezpieczone kawałkiem gazy młyńskiej. Takie rozwiązanie zapobiega ryzyku przelania się wody z pojemników, a gaza uniemożliwia wydostawanie się z nich larw sandacza. Po oczyszczeniu basenu pojemnik należy odstawić na kilkanaście minut. Zanieczyszczenia osadzają się na jego dnie, a pobrane przypadkowo w czasie czyszczenia larwy sandacza gromadzą się w wierzchniej warstwie czystszej wody, skąd w prosty sposób (lewarowanie) możemy je przenieść z powrotem do basenu podchowowego. W sytuacji, gdy stwierdzimy, że są to osobniki słabsze, mniejsze i odbiegające kondycyjnie i/lub wielkościowo od przeciętnych larw, przenosimy je do pustego basenu, gdzie gromadzony będzie tego rodzaju materiał. Taka procedura wpływa na zwiększenie efektywności podchowu larw sandacza w RAS.

W czasie podchowu larw do wody pracującej w RAS można profilaktycznie dodawać preparat o nazwie Chloramina T (zalecana dawka 10 g/m³). Podawanie tego specyfiku do systemu należy rozpocząć od 10 dnia podchowu larw. Stosować go należy co 5-7 dni, do 30-35 dnia podchowu, czyli do zakończenia podchowu larw sandacza w podchowalni. Profilaktyka tego rodzaju zapobiega rozwojowi chorób o etiologii bakteryjnej.

8. **Sortowanie larw sandacza**

Wielkościowe sortowanie larw sandacza zapobiega stratom powodowanym przez kanibalizm. Manipulację tą przeprowadza się w miarę potrzeb, ale najczęściej zabieg ten należy zastosować już po pierwszym tygodniu podchowu. Symptodem pojawienia się zachowań kanibalistycznych jest obecność, często na powierzchni wody, martwych osobników z pokaleczonymi trzonami ogonowymi (najlepiej to stwierdzić obserwując takie larwy pod mikroskopem). Są to ofiary tzw. kanibalizmu I typu. Osobniki takie zostają zaatakowane przez inne bardziej agresywne larwy, chwyczone najczęściej za część ogonową, jednak z uwagi na problemy z połknięciem zostają one po pewnym czasie odrzucone. W drugim tygodniu podchowu pojawia się kanibalizm II typu. O tym

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

zjawisku mówimy, kiedy kanibale są już w stanie połknąć larwę sandacza. W drugim tygodniu podchowu przeważają straty powodowane kanibalizmem I typu, a począwszy od trzeciego tygodnia nasila się kanibalizm II typu. Obecnie dostępne są już na rynku sortownice, którymi można sortować wylęg sandacza.

Zabieg sortowania, począwszy od początku drugiego tygodnia podchowu, należy przeprowadzać z częstotliwością co 7 dni (tab. 2). W przypadku stosowania sortownicy o wielkości szczeliny 2,1 mm może być wskazane stosowanie podwójnego sortowania materiału. Mniejsze ryby przechodzą przez określoną sortownicę (np. 2,1 mm). Większe zatrzymywane przez tę sortownicę są przenoszone do sortownicy o większym rozmiarze szczeliny (np. 2,5 mm). Umożliwia to odsortowanie największych ryb (potencjalnych kanibali). Po każdym sortowaniu wskazane jest określenie biomasy ryb w poszczególnych basenach, celem obliczenia wielkości dobowej racji pokarmowej. Larwy odławia się z basenów i przenosi do sortownic za pomocą kasarków lub poprzez zlewarowanie obsady z jednego basenu i jej przesortowanie przez sortownicę umieszczoną w drugim basenie.

Tabela 2. Zalecane wielkości szczelin w sortownicy dla wylęgu sandacza

Wielkość szczeliny (mm)	1,2	1,5	1,8	2,1	2,5	3,5	4,0
Masa ciała larw (mg)	10	10-30	40-80	70-100	100-140	320-500	400-800

W sytuacji, gdy w basenach zaobserwujemy większą liczbę mniejszych osobników, grupujących się np. w rogach basenów lub strefach o najwolniejszym przepływie (charakteryzują się one wyraźnie ciemniejszym ubarwieniem) można je odłowić (np. metodą lewarowania) i umieścić w innym basenie. Może to być np. zbiornik podchowowy, w którym gromadzone są ryby ściągane z dna basenów w czasie codziennej ich pielęgnacji.

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

9. **Transport materiału zarybieniowego sandacza wyprodukowanego w RAS**

Przed transportem należy materiał odpowiednio przygotować. Przede wszystkim przed planowanym załadunkiem musi on zostać przegłodzony. Przy tej wielkości narybku czas głodzenia powinien wynosić ok. 12 godzin. Konieczne jest też przeprowadzenie wstępnej aklimacji termicznej ryb do warunków panujących w danym zbiorniku wodnym. Temperatura wody w RAS w momencie załadunku nie może się różnić od tej w jeziorze nie więcej niż o 2°C. Zmiany temperatury wody w RAS, zazwyczaj jej obniżenie, należy dokonywać w tempie nie większym niż 0,2°C/godz. Do transportu narybku można używać zarówno worków foliowych wypełnionych wodą i tlenem, jak i specjalistycznych basenów transportowych. Przy transporcie należy uwzględnić jego czas i temperaturę wody (tab. 3, 4).

Tabela 3. Normy transportowe narybku sandacza w workach polietylenowych z tlenem (30 l wody + 30 l tlenu; Zakęś 2017)

	Czas transportu (godz.)	Temperatura wody (°C)			
		10	15	20	25
Narybek letni (całkowita długość ciała 30-50 mm) (tys. osob.)	2	5,0	3,0	2,0	1,0
	5	4,0	2,5	1,5	0,8
	10	2,5	1,8	0,8	0,5
	15	2,0	1,2	0,6	0,3

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

Tabela 4. Normy transportowe dla narybku sandacza w zbiornikach transportowych z natlenianiem (Zakęś 2017)

	Czas transportu (godz.)	Zbiornik 120 l (100 l wody + 20 l tlenu)				Zbiornik 1200 l (1000 l wody + 200 l tlenu)			
		Temperatura wody (°C)							
		10	15	20	25	10	15	20	25
Narybek letni (całkowita długość ciała 30-50 mm) (tys. osob.)	2	15	10	6	2,5	180	120	80	25
	5	12	8	4	1,6	130	100	50	16
	10	8	5	2,2	1,2	90	60	25	10
	15	5	3	1,5	0,7	50	30	18	7



10. Literatura

Zakęś Z. 2017 – Chów i hodowla sandacza – Wyd. IRS, Olsztyn, 212 s.

Zakęś Z. 2020 – Systemy recykulacyjne szansą rozwoju akwakultury zachowawczej – W: Innowacyjna i tradycyjna produkcja ryb w Polsce (Red.) A. Kowalska, A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 55-70.

Zakęś Z., Hopko M., Stawecki K. 2022 – Praktyczne informacje dotyczące procesu nityfikacji i wpracowywania złóż biologicznych w systemach recykulacyjnych – Komun. Ryb. 2: 7-12.

Zakęś Z., Partyka K. 2013 - Systemy recykulacyjne – możliwości wykorzystania w produkcji materiału zarybieniowego ryb jeziorowych – W: Zrównoważone korzystanie z zasobów rybackich na tle ich stanu w 2012 r. (Red.) M. Mickiewicz. Wyd. IRS, Olsztyn: 103-115.

Zakęś Z., Rożyński M. 2015 – Systemy recykulacyjne szansą rozwoju akwakultury sandacza – Komun. Ryb. 6: 20-23.

Zakęś Z., Rożyński M. 2021 – Charakterystyka produkcji polskiej akwakultury zachowawczej w latach 2010-2019 – W: Akwakultura jako narzędzie ochrony ichtiofauny (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś. Wyd. IRS, Olsztyn: 11-25.

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

Zakęś Z., Szczepkowski M., Kapusta A., Rożyński M., Stawecki K., Pyka J., Szczepkowska B., Wunderlich K., Kozłowski M., Kowalska A., Hopko M. 2015b – Z akwakultury do natury. Opracowanie alternatywnych metod zarządzania rybołówstwem drapieżnych ryb jeziorowych – Wyd. IRS, Olsztyn, 224 s.