

Instrukcja doradcza

nr 1/RD/2020

Podchów materiału zarybieniowego
szczupaka (*Esox lucius*)
w systemach recyrkulacyjnych (RAS)

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

Podchów materiału zarybieniewego szczupaka (*Esox lucius*) w systemach recykulacyjnych

Autorzy:

Prof. dr hab. inż. Zdzisław Zakęś¹

Dr hab. inż. Mirosław Szczepkowski, prof. IRS²

Dr inż. Bożena Szczepkowska²

Dr inż. Sławomir Krejszeff¹

¹ Zakład Akwakultury, Instytut Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza w Olsztynie

² Zakład Hodowli Ryb Jesiotrowatych, 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. Przygotowania do podchowu (przetrzymywanie larw po wykluciu)	5
3. Środowiskowe i techniczne warunki podchowu	9
5. Sortowanie ryb	16
6. Kontrolne pomiary ryb.....	18
7. Efekty podchowu szczupaka w RAS	20
8. Kontrola stanu zdrowia ryb i jakości wody w czasie podchowu szczupaka w RAS	20
9. Przygotowanie ryb do transportu	23
10. Literatura	24

1. Wstęp

Szczupak (*Esox lucius*) ma duże znaczenie dla gospodarki rybacko-wędkarskiej. Wyrazem tego jest m.in. dominujący udział materiału zarybieniowego tego gatunku w całkowitych zarybieniach polskich wód otwartych (Mickiewicz 2015). Podstawowymi sortymentami materiału wprowadzanego do wód są: wylęg żerujący i narybek pochodzący ze stawów ziemnych. W obydwu przypadkach liczba, a tym samym dostępność materiału zarybieniowego szczupaka podlega dość dużym fluktuacjom i jest uzależniona głównie od warunków meteorologicznych panujących w danym roku (Zakęś i in. 2015a). Przeprowadzone badania wykazały, że materiał zarybieniowy szczupaka można produkować w systemach recyrkulacyjnych (RAS), żywiąc go paszami komponowanymi (np. Kucska i in. 2005, Bondarenko i in. 2013, Zakęś i Partyka 2013, Zakęś i in. 2015b, 2018, Zakęś i Szczepkowski 2015, Szczepkowski i in. 2016, Zakęś 2020). Na przeszkodzie szerszej implementacji tej metody produkcji materiału zarybieniowego szczupaka stoi m.in. dość powszechne przekonanie, że podchów szczupaka jest niezwykle trudny, a to głównie z powodu zachowań kanibalistycznych. Prace badawcze prowadzone w Instytucie Rybactwa Śródlądowego w Olsztynie (IRS Olsztyn) wykazały, że materiał zarybieniowy szczupaka można z powodzeniem produkować w RAS, a zjawisko kanibalizmu można w pewnym zakresie kontrolować (np. Szczepkowski 2009, Szczepkowski i Szczepkowska 2013, Szczepkowski i in. 2016).

Produkcja szczupaka w RAS ma kilka zalet, a do podstawowych należy zaliczyć:

- zwiększenie efektywności przeprowadzanych zarybień, w porównaniu do materiału stawowego (Zakęś i in. 2015b, 2018, Szczepkowski i in. 2016). Utrzymując ryby w basenach mamy możliwość przeprowadzenia zarybienia w optymalnych warunkach środowiskowych, unikając wprowadzania ryb np. w okresach gwałtownych wiosennych spadków temperatury wody (wystąpienie niekorzystnych warunków pokarmowych). Dodatkowo, ryby podchowane w RAS mają znacznie większe zapasy energetyczne, co pozwala im dłużej przetrwać niesprzyjające okresy po zarybieniu;
- dzięki podchowom ryb w RAS można znacznie obniżyć zapotrzebowanie na ikrę szczupaka, a tym samym liczbę poławianych dzikich tarlaków tego gatunku. Jest

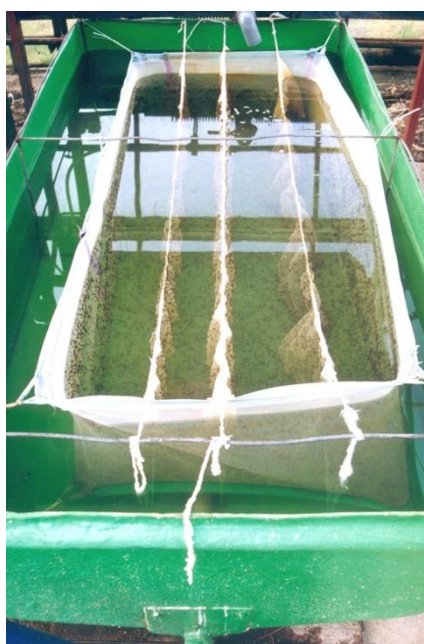
to czynnik, który w ostatnich latach zaczyna nabierać coraz większego znaczenia (Czarkowski i Kapusta 2016) i można przypuszczać, że presja ze strony organizacji ekologicznych i administracji państwowej na ograniczenie odłowów dzikich reproduktorów będzie rosła;

- co istotne, zjawisko kanibalizmu podczas podchowu szczupaka w RAS można kontrolować, stosując odpowiednie zagęszczenia obsad i ich sortowanie (Szczepkowski 2009);
- materiał szczupaka podchowowany w RAS wyłącznie na paszach komponowanych nie traci zachowań drapieżniczych (Szczepkowski i in. 2016). W początkowym okresie życia, np. w stawach, żywi się chwytając dużą liczbę organizmów zooplanktonowych. Z podobną sytuacją mamy do czynienia w basenach RAS, gdzie larwy szczupaka „polują” na pojedyncze cząstki paszy;
- wbrew powszechnej, stereotypowej opinii podchów szczupaka w RAS jest zadaniem relatywnie nieskomplikowanym, co prawda, wymagającym odpowiedniego zaplecza technicznego i sporego nakładu pracy, ale w zasadzie gwarantującym sukces.

2. Przygotowania do podchowu (przetrzymywanie larw po wykluciu)

Przenoszenie zaoczkowanej ikry i larw szczupaka z aparatów inkubacyjnych do sadzyków zainstalowanych w basenach z tworzywa sztucznego lub bezpośrednio do basenów (bez sadzyków) jest krytycznym okresem, często generującym duże straty. Sadzyki mogą być umieszczane w dostępnych w danym obiekcie hodowlanym basenach podchowowych, które służą również do odbierania wylęgu i podchowu innych gatunków ryb: koregonidów, suma europejskiego czy pstrągów. Mogą to być zarówno baseny typu koryta, jak i baseny rotacyjne. W sadzykach lub bezpośrednio w basenach umieszczany jest substrat, do którego larwy szczupaka się przyczepiają. Larwy szczupaka posiadają tzw. gruczoły cementowe, które służą im do przyklejenia się do substratu (np. roślinności). W taki sposób spędzają one czas do rozpoczęcia aktywnego poruszania się, resorbując zapasy odżywcze z woreczka żółtkowego. Taki behavior zabezpiecza larwy szczupaka przed niekorzystnymi warunkami panującymi na dnie zbiorników naturalnych,

a także przed drapieżnikami. W warunkach kontrolowanych jako substratu używa się różnego rodzaju tkaniny (dzianiny, firanki) lub gałęzie drzew iglastych. Substrat tkaninowy przymocowuje się w postaci wielu płatów wewnątrz basenu, aby uzyskać możliwie dużą powierzchnię dostępną do przyklejenia się wyklutych larw (fot. 1). Umieszczenie substratu wewnątrz sadzika znacznie ułatwia odłów już aktywnych larw.



Fot. 1.

Zwykle okres wykluwania się larw trwa od 36 do 48 h. Rozciągnięte w czasie klucie jest niekorzystne, ponieważ podczas przenoszenia larw do sadzyków/basenów później wykluwające się larwy dłuższej przebywają w gorszych warunkach środowiskowych (rozkładające się osłonki i martwe jaja). Może wówczas dochodzić do przyduszania się larw i śnięć. Z takim zjawiskiem możemy mieć też do czynienia, gdy larwy przetrzymujemy w sadzykach. W takiej sytuacji należy zwracać uwagę na to, czy dno sadzyków jest dobrze wyprofilowane (naciągnięte) i wypoziomowane. W przeciwnym wypadku jeszcze nieskluta ikra będzie gromadziła się w dużych ilościach w najniższych położonych miejscach i zagięciach tkaniny. Ryzyko przyduszania się larw wzrasta z zagęszczeniem obsady sadzyków/basenów. Z tego powodu również moment

przenoszenia larw z aparatów inkubacyjnych do sadzyków/basenów ma duże znaczenie. Jest on uzależniony od warunków technicznych, jakimi dysponujemy. W systemach RAS ikrę/larwy należy przenosić do sadzyków/basenów już w momencie, gdy około 20% larw będzie wykłutych. W czasie wykluwania się larw do wody wydzielany jest enzym wykłucia (chorionaza). Wczesne przenoszenie ikry/larw ma na celu przesunięcie tego procesu z RAS wylęgarni (zazwyczaj o mniejszej objętości) do RAS o większej kubaturze (podchowalnia). Jest to o tyle istotne, że w aparatach inkubacyjnych zazwyczaj znajduje się ikra w różnych stadiach rozwoju, a w warunkach RAS zwiększająca się koncentracja chorionazy mogłaby skutkować przedwczesnym, niezalecanym wykluwaniem się embrionów w zbyt wczesnym etapie rozwoju osobniczego. W systemach otwartych larwy można przetrzymywać dłużej w aparatach inkubacyjnych, nawet przez pewien okres po wykłuciu całej obsady.

Poprawę efektu przyklejania się larw i tym samym przetrzymywania wylęgu można uzyskać przez skrócenie okresu (synchronizację) wykluwania się larw. W RAS uzyskuje się to przez stosowanie odpowiedniego gradientu temperatury wody między wylęgarnią a basenami RAS przeznaczonymi do przetrzymania larw. Powinien on wynosić od 2 do 4°C. Dzięki temu okres wykluwania i przyklejania się larw jest skrócony, już po 2-6 h od obsadzenia większość larw znajduje się na firankach. W przypadku dużej liczby larw, a niedostatecznej liczby basenów możliwe jest dwukrotne ich obsadzenie ikrą/larwami w odstępach kilkugodzinnych. Po wykłuciu i przyklejeniu się pierwszej partii larw, do sadzyka/basenu przenosimy pozostałą część ikry, którą umieszczamy przede wszystkim w miejscach, gdzie przyklejonych larw jest mniej. Ten sposób postępowania zmniejsza ryzyko przyduszenia się larw. W systemie otwartym temperatura wody jest wyrównana, dlatego skrócenie okresu wykluwania się larw można osiągnąć przenosząc ikrę, na krótki czas, do wody pochodzącej spoza obiegu wylęgarni, o wyższej temperaturze. Wykazano, że skrócenie okresu klucia się larw ma pozytywny wpływ na efekty ich podchowu z zastosowaniem pasz komponowanych (Wolnicki i Kamiński 1998).

Bezpieczne obsady larw wynoszą ok. 100 tys. larw/m² basenu (sadyka). Tę liczbę larw zazwyczaj uzyskujemy z ok. 2 litrów zaoczkowanej ikry. Ważna jest właściwa

pielęgnacja ikry już w czasie inkubacji i usuwanie martwych ziaren, aby do sadzyków/basenów była obsadzana tylko żywa ikra. Następnego dnia po przeniesieniu i po przyklejeniu się larw do substratu z dna sadzyka/basenu należy zebrać osłonki i martwą ikrę oraz zdeformowany wylęg. W przeciwnym razie w krótkim czasie zostanie on porośnięty grzybami (*Saprolegnia* sp.), co zdecydowanie pogorsza warunki środowiskowe i stwarza zagrożenie chorobowe dla całej obsady. Ponadto tego typu sytuacja epizootyczna może utrudniać późniejszy odłów i transport larw. Do oddzielenia osłonek od żywych larw można użyć węża o odpowiedniej średnicy (10-12 mm), lewarując je do odpowiedniej wielkości miski czy wanienki. Należy uczynić to pod możliwie niskim ciśnieniem wody, by nie dopuścić do zasysania przyklejonych larw. Można postawić miskę na niewielkim podeście i w ten sposób zmniejszyć ciśnienie spływającej wody. Wraz z osłonkami do naczynia może być zassana również część niewyklutych i/lub martwych jaj. Dużo lżejsze osłonki gromadzą się nad larwami i stosunkowo łatwo je zlać. Pozostałość należy przepłukać wodą z RAS, ponieważ część osłonek jeszcze pozostanie i ponownie zlać wodę. Zabieg taki należy powtórzyć kilkakrotnie. Pozostałości (czyli najpóźniej wykluwające się larwy i martwe jaja), których nie można już rozdzielić, najlepiej jest przenieść do oddzielnego sadzyka. Sadzyk taki (manipulacyjny) można traktować jako zbiorczy do zbierania osłonek z wielu sadzyków/basenów, pod warunkiem wyrównanego terminu klucia larw.

W całym okresie, kiedy larwy są przyklejone do substratu, przyrastają zauważalnie na długość i ciemnieją. Stopniowo zaczynają wykazywać aktywność ruchową i przemieszczać się na niewielkie odległości. Unikają silnego prądu wody. Gromadzą się w miejscach sadzyka/basenu oddalonych od dopływu wody. Baseny, które są umieszczone w miejscach silnie nasłonecznionych, np. w obiektach szklarniowych, powinny być zacieniane, aby nie dopuścić do nadmiernego rozrostu glonów. W sytuacjach silnego rozwoju glonów licznie wytwarzane przez nie pęcherzyki tlenu mogą nawet unosić firanki z larwami do powierzchni wody. Ponadto larwy mogą przyczepiać się do strzępków glonów, co utrudnia ich późniejszy odłów i zwiększa straty.

Czas, po którym wylęgnięte larwy rozpoczynają samodzielne pływanie zależy głównie od temperatury wody. W temperaturze wody 9,3°C wynosi on około 16 dni

(148,3 stopniodni (°D)), a w 19,5°C tylko 3,5 doby (68°D). Regułą jest, że u ryb z późniejszego okresu tarła zarówno czas inkubacji, jak i późniejszy etap, do momentu podniesienia się larw jest krótszy, niż na początku tarła. Stwierdzono również, że zaciemnianie basenów, w których przetrzymuje się larwy wpływa na opóźnienie momentu podniesienia się larw (M. Szczepkowski, mat. niepublik.), jednak w niewielkim stopniu. Na przykład w temperaturze 14,1°C larwy przetrzymywane w zaciemnianych sadzykach/basenach podnosiły się o 6-12 h później.

W niekorzystnych warunkach środowiskowych, związanych np. z niską zawartością tlenu, wysoką koncentracją amoniaku czy dużą zawartością zawiesiny larwy często odrywają się od substratu i opadają na dno basenu, co najczęściej prowadzi do dużych strat. Uzyskiwana przeżywalność ikry do stadium podniesionego wylęgu w różnych sezonach tarłowych bywa dość zróżnicowana. W przypadku IRS Olsztyn wahała się ona od 36,2 do 63,2% (M. Szczepkowski, mat. niepublik.).

3. Środowiskowe i techniczne warunki podchowu

Przed obsadzeniem basenów podchowowych RAS niezbędne jest przeprowadzenie badań parazytologicznych ryb. Należy to zlecić odpowiednim służbom weterynaryjnym. Badania powinny przede wszystkim dotyczyć obecności pierwotniaków, np. *Trichodina* sp., *Chilodonella* sp., *Ichthyobodo* sp., *Ichthyophthirius multifiliis* oraz przywr: *Dactylogyrus* sp., *Gyrodactylus* sp. W przypadku stwierdzenia obecności pasożytów materiał należy przetrzymywać w pomieszczeniu kwarantanny i przeprowadzić kąpiele lecznicze (zgodnie z rekomendacjami i pod kontrolą stosownych służb weterynaryjnych). W czasie kąpiei należy zadbać o zapewnienie dobrej jakości wody (przede wszystkim warunków tlenowych).

Zalecana obsada jednego basenu podchowowego o objętości 1 m³ to od 50 do 100 tys. larw (50-100 larw/l) (fot. 2). **W przypadku szczupaka stosowanie dużych zagęszczeń obsad jest bardzo istotne** (Szczepkowska i Szczepkowski 2004, Szczepkowski 2009). Determinuje efekty podchowu w RAS. Pozwala na efektywniejsze wykorzystanie paszy (obniżenie dobowej dawki pokarmowej), zapewnia też lepszą

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.**

dostępność paszy dla larw i co najważniejsze, zmniejsza ich skłonność do kanibalizmu (Szczepkowski 2009).



Fot. 2.

Przepływ wody powinien wynosić $9-10 \text{ l min}^{-1}$, co oznacza, że pełna wymiana wody w basenie o kubaturze 1 m^3 następuje po około 100 min. Utrzymywanie stosunkowo niedużego przepływu wody przez basen podchowowy jest jednym z istotnych czynników wpływających na efekty podchowu. Przy zbyt dużych przepływach larwy szczupaka są znoszone na dno lub gromadzą się w nadmiernych skupiskach. Istotny jest również kształt basenów podchowowych, które powinny być możliwie głębokie. Najbardziej odpowiednie są baseny o przekroju kwadratowym i objętości około 1 m^3 , przy głębokości zalewu $0,7-0,8 \text{ m}$ (Szczepkowski i in. 2006). Larwy szczupaka można podchowować też w większych basenach, ale z uwagi na ich utrudnioną obsługę (utrzymywanie odpowiednich warunków sanitarnych), ich kubatura nie powinna przekraczać 3 m^3 (fot. 3). Nieistotny okazał się natomiast kolor ścian wewnętrznych basenów podchowowych (Szczepkowski i Szczepkowska 2011).



Fot. 3.

Larwy szczupaka łatwo adaptują się do zmian temperatury wody, co bardzo ułatwia obsadzanie basenów podchowowych RAS. Tolerują dość szeroki zakres temperatury wody, a za optymalną jej wartość, w kontekście tempa wzrostu larw, uważa się 24°C (Szczepkowski 2009). W praktyce, ze względu na przeznaczenie ryb do celów zarybieniowych, podchów może być prowadzony w niższym zakresie temperatur: 14-18°C (w zależności od warunków meteorologicznych w danym roku) (Szczepkowski 2009, Zakęś i in. 2015b). Stosowanie niższej temperatury wody (< 14°C) jest niezalecane. Skutkuje obniżeniem przeżywalności, wydłuża czas podchowu i zwiększa pracochłonność i koszty podchowu. Ubocznym skutkiem może być zdecydowanie gorsze żerowanie larw, odkładanie się paszy na dnie basenów i pogarszanie warunków środowiskowych/sanitarnych w RAS (Szczepkowski 2009).

Istotne są też warunki świetlne w czasie podchowu szczupaka w RAS. Niezbędne dla uzyskania satysfakcjonujących wyników jest stosowanie całodobowego oświetlenia hali podchowu. Natężenie oświetlenia należy dobrać obserwując behavior wylęgu. Odpowiednie jest takie, które umożliwia przebywanie larw przy powierzchni wody w basenie podchowowym.

Podczas podchowu larw zasadniczym i najbardziej pracochłonnym zadaniem związanym z jego obsługą jest oczyszczanie basenów podchowowych z resztek paszy,

odchodów ryb i ewentualnie martwych osobników. Dno basenów należy czyścić codziennie, a ściany boczne w miarę potrzeb. Podczas tej czynności, polegającej na lewarowaniu wody z osadem, zasysane są również najslabsze, nieżerujące osobniki. Takie larwy można z powrotem przenieść do basenów, ale praktyka pokazuje, że w większości i tak nie podejmują one żerowania (M. Szczepkowski, obs. własne). Lepszym rozwiązaniem jest ich usuwanie z basenów podchowowych i wliczanie do tzw. strat podchowowych (liczba tego rodzaju osobników zazwyczaj jest niewielka).

Zaletą larw szczupaka jest ich bardzo niewielka wrażliwość na bodźce zewnętrzne, związane z obsługą podchowu i obecnością człowieka. Czego nie można już powiedzieć o starszych (narybkowych) stadiach szczupaka (Szczepkowski 2009). Larwy szczupaka prawie w ogóle nie reagują na ruch wokół basenów, lecz są skoncentrowane na żerowaniu. Zachowują się spokojnie podczas ich odławiania, a nawet chwytają paszę podczas ważenia kontrolnego w misce z wodą, tuż po ich odłowieniu (M. Szczepkowski, obs. własne).

4. Żywienie larw i narybku szczupaka w RAS

Warunkiem udanego podchowu larw szczupaka jest właściwy moment obsadzenia basenów i rozpoczęcia żywienia. Pasza musi być podawana od momentu, kiedy tylko larwy zaczynają swobodnie pływać. Każda doba zwłoki powoduje, że mniej ryb rozpoczyna pobierać paszę (M. Szczepkowski, obs. własne). Zalecany, niewielki przepływ wody w basenach podchowowych sprzyja zwiększeniu efektywności żerowania larw - czas utrzymywania się cząstek paszy w toni wody jest wydłużony i zwiększa się możliwość ich pochwycenia przez ryby (fot. 4). Istotne jest zastosowanie odpowiedniej paszy (skład chemiczny i komponentowy, wielkość granul). Szczupak jest dość plastyczny w kontekście składu pasz. Jednak do podchowu **rekomendować należy dostępne na rynku komercyjne pasze, spełniające wymagania pokarmowe ryb łososiowatych** (np. pstrąga tęczowego). Istotne jest dostosowanie granulacji pasz do stadium rozwoju/wielkości larw (Tabela 1). W momencie rozpoczynania żywienia larw wielkość granul powinna się zawierać w przedziale 0,2-0,5 mm. **W przypadku szczupaka dodawanie pokarmu naturalnego, np. w postaci naupliusów solowca**

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.**

(Artemia sp.) jest całkowicie zbyteczne, a nawet można stwierdzić, że ma negatywny wpływ, ponieważ utrudnia larwom pobieranie paszy, co szybko skutkuje wzmożonym kanibalizmem (M. Szczepkowski, obs. własne).



Fot. 4.

Tabela 1. Zalecana granulacja pasz komponowanych w czasie podchowu szczupaka w RAS

Masa ciała ryb (g)	Rozmiar granul (mm)
0,01	0,2 - 0,3
0,04	0,3 - 0,5
0,1	0,5 - 1,0
0,5	0,8 - 1,4
1,0	0,9 - 1,6
1,5	1,3 - 2,0
2,5	1,7 - 2,2
3,0	2,0
5,5	2,2
10,0	2,5
15,0	3,0

Podczas podchowów dawka pokarmowa w pierwszym dniu podchowu (bezpośrednio po obsadzeniu) wynosić powinna ok. 10% biomasy ryb, a następnego dnia należy ją zwiększyć do 20% biomasy ryb. W kolejnych dniach, w miarę wzrostu ryb, dobową dawkę pokarmową należy redukować, by w końcowym okresie chowu narybku wynosiła ok. 2% ich biomasy (Tabela 2). Pasza przez cały okres podchowu powinna być podawana z niewielkim nadmiarem, tak żeby jej drobiny były widoczne w osadzie zbieranym w czasie codziennego czyszczenia basenów podchowowych.

Tabela 2. Rekomendowane dawki paszy w czasie podchowu szczupaka w RAS

Masa ciała ryb (g)	Dawka paszy (% masy ciała/d)
0,01	20,0
0,1	12,0
0,2	10,0
0,5	5,0
1,5	4,0
5,0	3,0
7,0	2,8
10,0	2,2
15,0	1,9

Bardzo ważny jest sposób podawania paszy. Musi ona być podawana w sposób ciągły, całodobowo. Konieczne jest stosowanie zatem karmników automatycznych. W przypadku basenu o powierzchni dna około 1 m² do zadawania paszy wystarczy jeden karmnik, w większych zbiornikach, np. o rozmiarach 2 × 2 m, wymagane są już dwa karmniki. Pasza powinna upadać na powierzchnię wody z niewielkiej wysokości, możliwie często w małych porcjach. Stosować można karmniki taśmowe lub inne dostosowane do podawania małych porcji paszy w systemie całodobowym (Szczepkowska i Szczepkowski 2018) (fot. 5, 6, 7).

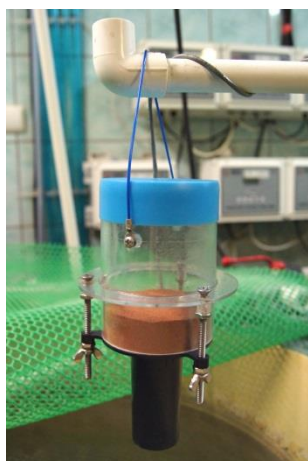
Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP I; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**



Fot. 5.



Fot. 6.



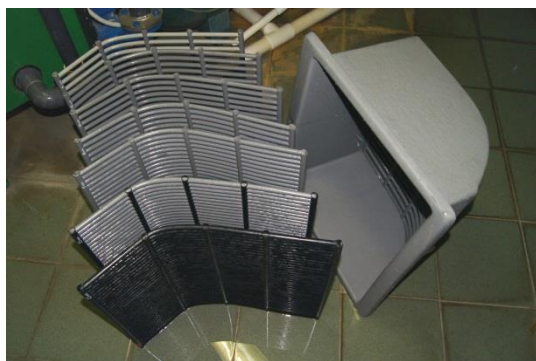
Fot. 7.

Efektywność podchowu szczupaka mierzona wykorzystaniem paszy jest bardzo dobra, zważywszy, że przez cały okres podchowu jest ona podawana z nadmiarem. Wartości współczynników pokarmowych pasz (FCR) powinny mieścić się w zakresie 0,7-0,8. W przypadku larw szczupaka do zbierania nadmiaru paszy z dna zbiorników podchowowych nie udało się wykorzystać dodatkowej obsady jesiotrów, tak jak to się czyni u starszych osobników tego gatunku (Szczepkowski i Szczepkowska 2006). Narybek jesiotra bardzo szybko uczy się chwycić nieruchliwe larwy szczupaka, co skutkuje zwiększeniem strat.

Rutynowe zabiegi związane z żywieniem i utrzymaniem czystości w basenach podchowowych podczas podchowu około 500 tys. larw/narybku szczupaka powinny zajmować jednej osobie około 2 godzin dziennie (M. Szczepkowski, dane niepublik.).

5. Sortowanie ryb

Podczas podchowu larw szczupaka, do osiągnięcia wielkości około 2,5 cm, nie jest konieczne wykonywanie dodatkowych zabiegów hodowlanych, takich jak sortowanie czy zmniejszanie zgęszczenia obsad. W większości przypadków, przy właściwie dobranych zagęszczeniach obsad, materiał jest bardzo wyrównany wielkościowo. Do sortowania można używać tzw. sortownic kołyskowych. Wymienne wkłady mają szczeliny 2,5; 3,5; 5,0; 8,0; 10,0; 12,0; 14,0; 16,0; 18,0 i 20,0 mm (fot. 8a, 8b).



Fot. 8a



Fot. 8b.

Można też stosować sortownice szczelinowe o wielkości szczelin 2,5; 3,0; 3,5; 4,0; 4,5; 5,0; 6,0 mm (fot. 9). Przed sortowaniem należy wybrać odpowiedni do wielkości materiału rozmiar szczeliny sortującej sprawdzając efektywność sortowania (stopień oddzielania danych grup wielkości szczupaka).

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. 9.

Obecnie na rynku są też do nabycia automatyczne sortownice do narybku. W IRS w Olsztynie, w przypadku sortowania narybku szczupaka, pozytywnie zweryfikowano sortownicę firmy Vaki (fot. 10). Zakres masy ciała ryb sortowanych przy użyciu tego urządzenia mieści się w przedziale od 1 do 100 g.



Fot. 10.

6. Kontrolne pomiary ryb

Narybek szczupaka dobrze toleruje krótkotrwałe manipulacje związane z przyżyciowym ważeniem. Średnią masę ciała ryb ustalamy odliczając np. próbę 50 ryb i określając przyżyciowo ich masę (ważenie w wodzie). W celu uwiarygodnienia wyniku zabieg taki należy powtórzyć minimum trzy razy. Znając biomasę ryb w basenie (ryby przeważamy przyżyciowo przed obsadzeniem basenów) i średnią masę osobniczą łatwo możemy oszacować liczbę ryb w danym basenie. Metoda ta nie jest bardzo precyzyjna, ale do celów hodowlanych zupełnie wystarczająca. W okresie późniejszym w rachunkach należy uwzględnić straty ryb.

W sytuacji, gdy chcemy podnieść wiarygodność pomiarów masy ciała/długości ciała konieczne jest przeprowadzenie indywidualnych pomiarów ryb. Z danego basenu odławiamy małe partie ryb (np. 10 osobników), usypiamy je w wodnym roztworze MS-222 (50-100 mg/l) (Tabela 3). Po wejściu w stan znieczulenia ogólne ryby ważymy i mierzymy. Kilkugramowy narybek szczupaka w stan anestezji wchodzi po 2 min, a maksymalny, bezpieczny czas przetrzymywania ryb w wodnym roztworze anestetyku wynosi 10 min (temperatura wody 16-22°C). Po pomiarach należy ryby umieścić w pojemniku ze świeżą, dobrze natlenioną wodą. Dopiero po odpiciu można je umieścić w basenach podchowowych.

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. Procedura przygotowania wodnego roztworu MS-222, o przykładowej objętości 5 l, do znieczulania ogólnego ryb

Potrzebne materiały:

1. MS-222;
2. Wodorowęglan sodu (bufor);
3. 1 l wody destylowanej;
4. Waga o dokładności $\pm 0,001$ g;
5. Naczynie o pojemności 1 l;
6. Pojemnik, w którym usypiane będą ryby;
7. Woda z podchowalni;
8. Naczynie miarowe z podziałką o dokładności ± 50 ml.

Kolejne kroki w procedurze:

1. Po wytarowaniu naczynia na wadze, odważamy w nim 1000 mg MS-222;
2. Następnie bez tarowania, w celu zbuforowania kwaśnego odczynu MS-222 dodajemy do naczynia 2000 mg wodorowęglanu sodu;
3. Bez tarowania dolewamy do naczynia wodę do momentu uzyskania roztworu o masie 1000 g;
4. Kolejnym krokiem jest dokładne rozmieszanie roztworu;
5. Tym sposobem otrzymaliśmy roztwór wyjściowy o stężeniu MS-222 1000 mg/l;
6. Następnie w celu otrzymaniażądanego stężenia roztworu docelowego (**tabela, kolumna 3**) odmierzamy odpowiednią objętość roztworu wyjściowego (**tabela, kolumna 1**) i wlewamy ją do pojemnika, w którym ryby będą usypiane;
7. Ostatnim krokiem w procedurze jest dodanie do pojemnika wody podchowowej o odpowiedniej objętości (**tabela, kolumna 2**).

Przykładowe proporcje składników pozwalające otrzymać roztwór MS-222 o objętości 5 l

1	2	3
Objętość roztworu wyjściowego	Objętość wody podchowowej	Stężenie MS-222 w roztworze docelowym
250 ml	4,75 l	50 mg/l
500 ml	4,50 l	100 mg/l
750 ml	4,25 l	150 mg/l

7. Efekty podchowu szczupaka w RAS

Można wyróżnić trzy modele/etapy podchowu szczupaka w RAS (Szczepkowski 2009):

- model I (podchów krótkotrwały); czas podchowu 2 tygodnie; produkowany materiał to narybek o Lt 2,0-3,0 cm (masa ciała 0,10-0,15 g); przeżywalność, przy wyjściowym zagęszczeniu obsad 50-100 larw/l, 60-90%; współczynnik pokarmowy paszy (FCR) – 0,50-0,75;
- model II (podchów średniookresowy); czas podchowu 4-5 tygodni; produkowany materiał to narybek o Lt 4,0-6,0 cm (masa ciała 1,0-2,0 g); przeżywalność, przy wyjściowym zagęszczeniu obsad 50-100 larw/l, 30-50%; FCR – 0,5-0,6;
- model III (podchów długookresowy); czas podchowu 7-8 tygodni (lub dłuższy); produkowany materiał to narybek o Lt 8,0-12,0 cm (lub dłuższy) (masa ciała 5,0-10,0 g (lub większa)); przeżywalność, przy wyjściowym zagęszczeniu obsad 50-100 larw/l; 20-30%; FCR – 0,8-1,0.

8. Kontrola stanu zdrowia ryb i jakości wody w czasie podchowu szczupaka w RAS

Podchów ryb w RAS wymaga wręcz rygorystycznego przestrzegania zasad bioasekuracji (np. stosowanie mat dezynfekcyjnych, dezynfekowanie obuwia i sprzętu używanego w podchowie). Co tydzień należy przeprowadzać badania stanu narybku szczupaka, głównie pod kątem obecności ektopasożytów. Próbkę ryb, co najmniej 5 osobników, należy pobrać z każdego basenu. Do badań najlepiej wybrać ryby w słabszej kondycji, na których znalezienie pasożytów jest bardziej prawdopodobne. Szczególną uwagę należy zwrócić na skrzela i skórę (przy nasadach płetw piersiowych i brzusznych). **Kąpiele ryb lub inne zabiegi lecznicze muszą być prowadzone pod nadzorem odpowiednich służb weterynaryjnych.**

Szczupak wymaga utrzymywania dobrej jakości wody w RAS. Pierwszym czynnikiem ograniczającym jego produkcję w tych systemach jest koncentracja tlenu. Nasycenie wody tlenem w dużej mierze determinowane jest temperaturą wody (Tabela 4). Na odpływie z basenów podchowowych nie powinna spadać poniżej 50% nasycenia

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.**

(upraszczając, w temperaturze wody 18-20°C nie powinna ona spadać poniżej 5,0 mg O₂/l). Z kolei na dopływie należy utrzymywać wysokie nasycenie tlenem (100-120% nasycenia).

Tabela 4. Koncentracja tlenu w wodzie słodkiej przy 100% nasyceniu

Temperatura wody (°C)	Koncentracja tlenu (mg O ₂ /l)
15,0	10,15
16,0	9,95
17,0	9,74
18,0	9,54
19,0	9,35
20,0	9,17
21,0	8,99
22,0	8,83

Poziom całkowitego azotu amonowego (CAA = NH₄⁺-N + NH₃-N) mierzony na odpływie z basenów podchowowych nie może przekraczać 0,4 mg CAA/l, azotynów (NO₂-N) 0,20 mg NO₂-N/l, a dwutlenku węgla (CO₂) 20 mg CO₂/l. Bardzo istotny jest odczyn wody pH w RAS, determinuje on toksyczność wyżej wymienionych związków. **Zalecany i bezpieczny dla szczupaka odczyn pH mieści się w przedziale 6,7-8,2. Dla ryb szczególnie toksyczna jest niezdysocjowana forma amoniaku (NH₃-N), której koncentracja zależy od temperatury wody i pH (Tabela 5).**

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 5. Procentowy udział niezdysocjowanej formy amoniaku w zależności od pH i temperatury wody

pH	Temperatura wody (°C)	
	15	20
7,0	0,27	0,40
7,2	0,43	0,63
7,4	0,68	0,99
7,6	1,07	1,56
7,8	1,69	2,45
8,0	2,65	3,83
8,2	4,14	5,94
8,4	6,41	9,09

Monitoring temperatury wody, amoniaku, azotynów, pH i dwutlenku węgla należy prowadzić codziennie, a uzyskane dane archiwizować. Można stosować prosty zestaw kolorymetryczny (fot. 11). Należy pamiętać, że w celu porównywania uzyskanych wyników próby wody należy pobierać o tej samej godzinie.



Fot. 11.

9. Przygotowanie ryb do transportu

Jedną z zalet podchowu szczupaka w RAS jest łatwość organizowania spraw związanych z odłowem, transportem i zarybieniem. Narybek szczupaka, ze względu na tendencję do skupiania się w duże grupy i praktycznie brak ruchliwości, jest bardzo łatwy do odłowu, co umożliwia przeprowadzenie całego zabiegu w krótkim czasie (fot. 12a, 12b).



Fot. 12a.



Fot. 12b.

Sposób przygotowania ryb do transportu zależy od szeregu czynników, m.in. wielkości ryb, temperatury wody w podchowalni i zarybianym zbiorniku oraz czasu przewozu ryb. **Przed transportem ryby należy koniecznie przegłodzić.** Zapotrzebowanie tlenowe szczupaka przegłodzonego jest dwukrotnie mniejsze niż ryb nakarmionych, a wydalanie amoniaku kilkukrotnie mniejsze (Zakęś i in. 2007). Z uwagi na skłonność do kanibalizmu okres głodzenia szczupaka nie może być jednak zbyt długi. W przypadku narybku o masie ciała 1-2 g zalecać można 12 h głodzenie. Zaś ryby większe można głodzić do 24 h. Można też przyjąć, że w sytuacji krótkiego czasu przewozu (do 3 h), z którym najczęściej mamy do czynienia przy zarybieniach własnym materiałem, wystarczy 12 h głodzenie. W sytuacji planowania wielogodzinnego transportu konieczne jest wydłużenie okresu przetrzymywania ryb bez karmienia (do 24 h). Może to skutkować dodatkowymi stratami związanymi z wzajemnymi atakami głodnych ryb (jest to obserwowane szczególnie w wyższych temperaturach wody, tj. > 16°C).

Przed transportem, w podchowalni, skąd ryby są przewożone, temperaturę wody należy utrzymywać na poziomie nieróżniącym się więcej niż o 2°C od temperatury wody w jeziorach/stawach (Zakęś i in. 2015b). Należy pamiętać, że ryby gorzej tolerują obniżanie temperatury wody niż jej podnoszenie. Przyjmuje się, że bezpieczne jest obniżanie temperatury wody w tempie 2°C/h. Jednak w sytuacji, gdy konieczne jest jej bardziej istotne obniżenie, najlepiej okres aklimacji ryb rozłożyć na 24 h (stopniowo redukując temperaturę wody co 1-2 h), a nawet rozciągnąć go do 3 dni (Zakęś i in. 2015b).

Ładunek partii około 250 tys. narybku szczupaka do worków transportowych zajmuje około 1 h. W przypadku, gdy czas transportu przekracza 2 h, do standardowego worka (20 l wody + 20 l tlenu) załadować można do 1,5 kg narybku. Gdy czas przewozu jest krótszy, do 1 h, w takim worku można maksymalnie umieścić 2 kg ryb. W przypadku większego materiału zalecać należy transport w zbiornikach transportowych (Tabela 6).

Tabela 6. Masa narybku szczupaka jaka może być bezpiecznie przewożona w zbiornikach do transportu ryb (temperatura wody 13-18°C) (Berka 1986)

Długość ryb Lt (cm)	Masa ryb (kg/l wody)	Czas transportu (h)
2,5	0,07	do 8
5,1	0,08	do 8
7,6	0,15	do 8

10. Literatura

- Berka R. 1986 – The transport of live fish. A review – EIFAC Tech. Pap., FAO, Rzym, Włochy, Nr 48.
- Bondarenko V., Křišťan J., Švinger V., Policar T. 2013 – Reproduction and rearing of advanced northern pike (*Esox lucius* L.) fry – Practical handbook FFWP USB, Nr 144, 43 s.

- Czarkowski T.K., Kapusta A. 2016 – Przegląd problematyki związanej z gospodarowaniem populacjami szczupaka, ze szczególnym uwzględnieniem połowów tarlaków – Komunikaty Rybackie 3: 13-19.
- Kucska B., Müller T., Sari J., Bodis M., Bercsenyi M. 2005 – Successful growth of the pike fingerlings (*Esox lucius* L.) on pellet at artificial condition – Aquaculture 246: 227-230.
- Mickiewicz M. 2015 – Zarybienia jezior polskich przeprowadzone w 2014 roku – W: *Zrównoważone korzystanie z zasobów rybackich na tle ich stanu w 2014 roku* (Red.) M. Mickiewicz, A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 21-34.
- Szczepkowska B., Szczepkowski M. 2004 – Wpływ zagęszczenia obsady na wyniki wychowu narybku szczupaka (*Esox lucius*) – Komunikaty Rybackie 1: 1-3.
- Szczepkowska B., Szczepkowski M. 2018 – Wykorzystanie nowego typu karmnika w podchowalni ryb – W: *Wylęgarnictwo i podchowy ryb oraz raków* (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś. Wyd. IRS, Olsztyn: 281-289.
- Szczepkowski M. 2009 – Impact of selected abiotic and biotic factors on the results of rearing juvenile stages of northern pike (*Esox lucius* L.) in recirculating systems – Archives of Polish Fisheries 17(3): 107-147.
- Szczepkowski M., Szczepkowska B. 2006 – Effects of the polyculture of juvenile stages of northern pike (*Esox lucius* L.) and sturgeon in recirculating systems – Electronic Journal of Polish Agricultural Universities, Fisheries 9(1), www.ejpau.media.pl
- Szczepkowski M., Szczepkowska B. 2011 – Wpływ koloru wewnętrznych ścian basenów na wyniki podchowu juwenalnego szczupaka (*Esox lucius*) – W: *Nowe gatunki w akwakulturze - rozród, podchów, profilaktyka* (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalska. Wyd. IRS, Olsztyn: 153-160.
- Szczepkowski M., Szczepkowska B. 2013 – Podchów szczupaka w warunkach kontrolowanych – W: *Zrównoważone korzystanie z zasobów rybackich na tle ich stanu w 2012 roku* (Red.) M. Mickiewicz. Wyd. IRS, Olsztyn: 117-126.
- Szczepkowski M., Szczepkowska B. 2016 – Podchów narybku letniego szczupaka w basenach jako metoda alternatywna wobec produkcji wylęgu

- zerującego – W: *Rybactwo i wędkarstwo w 2015 roku* (Red.) M. Mickiewicz, A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 141-149.
- Szczepkowski M., Wunderlich K., Szczepkowska B. 2006 – Podchów młodocianych stadiów szczupaka (*Esox lucius*) w różnych typach basenów – W: *Rozród, podchów, profilaktyka ryb karpiowatych i innych gatunków* (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, J. Wolnicki. Wyd. IRS, Olsztyn: 301-305.
- Szczepkowski M., Zakęś Z., Szczepkowska B. 2016 – Wykorzystanie materiału zarybieniowego produkowanego w systemach recyrkulacyjnych do zarybień – W: *Użytkownik wędkarski 2016. Rola gospodarki wędkarskiej na wodach PZW w świetle zasad zrównoważanego rozwoju* (Red.) M. Mizieliński. Wyd. „Wieś jutra” Sp. z o.o., Warszawa: 161-171.
- Szczepkowski M., Zakęś Z., Szczepkowska B., Wunderlich K., Kozłowski M., Piotrowska I. 2016 – Zróżnicowane efekty zarybień szczupakiem (*Esox lucius*) dwóch jezior mazurskich - W: *Wylęgarnictwo, podchowy ryb i zarybiania* (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś. Wyd. IRS, Olsztyn: 233-241.
- Wolnicki J., Kamiński R. 1998 – Masowy podchów wylęgu szczupaka z zastosowaniem starterów – W: *Rybactwo jeziorowe, rozwój, zmiany, trudności* (Red.) A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 83-90.
- 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., Partyka K. 2013 – Systemy recyrkulacyjne - możliwości wykorzystania w produkcji materiału zarybieniowego ryb jeziorowych – W: *Zrównoważone korzystanie z zasobów rybackich na tle ich stanu w 2012 roku* (Red.) M. Mickiewicz. Wyd. IRS, Olsztyn: 103-115.
- Zakęś Z., Rożyński M., Demska-Zakęś K. 2015a – Produkcja materiału zarybieniowego ryb drapieżnych, siejowatych i reofilnych w latach 2004-2013 – W: *Zrównoważone korzystanie z zasobów rybackich na tle ich stanu w 2014 roku* (Red.) M. Mickiewicz, A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 183-198.

- Zakęś Z., Szczepkowski M. 2015 – Potencjalne możliwości stosowania intensywno-ekstensywnej metody podchowu ryb drapieżnych (RAS → stawy ziemne) – Przegląd Rybacki 6: 13-15.
- Zakęś Z., Szczepkowski M. 2015 – Systemy recyrkulacyjne narzędziem aktywnej ochrony ryb drapieżnych – W: *Stan rybactwa śródlądowego w Polsce*. Wyd. PTR, Poznań: 17-22.
- Zakęś Z., Szczepkowski M., Demska-Zakęś K., Jesiołowski M. 2007 – Oxygen consumption and ammonia excretion by juvenile pike, *Esox lucius* L. – Archives of Polish Fisheries 15(2): 79-92.
- 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 (Red.) Z. Zakęś, M. Szczepkowski. Wyd. IRS, Olsztyn, 224 s.
- Zakęś Z., Szczepkowski M., Rożyński M., Kozłowski M., Szczepkowska B., Kapusta A., Stawecki K., Szczerbowski A., Piotrowska I. 2018 - Wylęgarnictwo a gospodarka rybacka rybami drapieżnymi w wodach otwartych – W: *Działania prośrodowiskowe w racjonalnej gospodarce rybackiej* (Red.) A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 9-26.