



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

Nr 5/RD/2022

Wylęganie i wstępny podchów wylęgu ryb siejowatych



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

Wylęganie i wstępny podchów wylęgu ryb siejowatych

Opracowali:

Prof. dr hab. Mirosław Szczepkowski

Dr inż. Bożena Szczepkowska

Prof. dr hab. Zdzisław Zakęś²

Dr inż. Sławomir Krejszeff²

¹ Zakład Hodowli Ryb Jesiotrowatych, Instytut Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza w Olsztynie

² Zakład Akwakultury, Instytut Rybactwa 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

Wstęp	4
Systemy pracy wylęgarni koregonidów	4
Warunki inkubacji i prace w wylęgarni	11
Wykluwanie larw.....	16
Produkcja wylęgu koregonidów.....	20
Literatura	28
Instrukcja szczegółowa do zastosowania w Gospodarstwie Rybackim Wiesława Chmielewskiego . Błąd! Nie zdefiniowano zakładki.	



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.**

Wstęp

Spadek liczebności naturalnych populacji ryb siejowatych jest obserwowany już od lat osiemdziesiątych. W głównej mierze spowodowane jest to istotnym zmniejszeniem efektywności rozrodu naturalnego wskutek eutrofizacji jezior i niszczenia tarlisk. Ponadto długi okres inkubacji jaj koregonidów naraża je w wysokim stopniu na niekorzystne warunki środowiskowe oraz presję ze strony drapieżników, co skutkuje bardzo niską przeżywalnością. Obecnie w wielu krajach sieja znajduje się na liście gatunków zagrożonych wyginięciem. Dlatego duże znaczenie mają prace związane z ochroną wybranych populacji. Elementem takich działań jest przeprowadzanie sztucznego rozrodu i inkubacji jaj w wylęgarniach. Kolejnym etapem jest doskonalenie metod produkcji materiału zarybieniowego dobrej jakości i wprowadzanie go do zbiorników, w których występują jeszcze odpowiednie warunki do bytowania siei.

Wylęgarnie koregonidów mają bardzo długą tradycję. Pierwsze próby inkubacji jaj w wylęgarniach podejmowano już w XIX wieku, wtedy głównie inkubowano ikrę ryb łososiowatych (Benecke 1881). Wkrótce zaczęły powstawać nowe obiekty, przeznaczone przede wszystkim dla siei. Wówczas było to spowodowane planami (próbami) rozprzestrzenienia gatunku i poszerzenia arealu jego występowania poprzez wsiedlanie do nowych miejsc.

Obecnie sytuacja wygląda inaczej gdyż nastąpił zanik naturalnych populacji siei i jest niewiele zbiorników, w których ona jeszcze występuje. Dlatego aby utrzymać gatunek i chronić wybrane populacje konieczne jest przeprowadzanie sztucznego rozrodu i kontrolowana inkubacja jaj. Następnie niezbędne są również stałe i systematycznie kontynuowane zarybiania oraz prace mające na celu zwiększenie ich efektywności.

Systemy pracy wylęgarni koregonidów

Najczęściej stosowanymi rozwiązaniami są wylęgarnie działające w systemach o otwartym przepływie wody, w których woda ze źródeł naturalnych (jezior, rzek lub małych cieków

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.**

wodnych) w sposób grawitacyjny po przejściu przez aparaty inkubacyjne uchodzi poza obiekt wylęgarniczy. Ośrodki tego typu zapewniają zazwyczaj optymalne warunki do rozwoju ikry (fot. 1).



Fot. 1. Wylęgarnia koregonidów o otwartym przepływie wody.

Niestety coraz częściej barierą dla funkcjonowania takich wylęgarni jest pogarszająca się jakość wody lub brak związany z obniżaniem się jej poziomu. Coraz częściej nieprzewidywalne są również warunki meteorologiczne. Zdarza się występowanie ciepłych zim, wówczas temperatury wody podczas inkubacji są zbyt wysokie w stosunku do zalecanych dla koregonidów. Skutkuje to szybkim pojawianiem się wylęgu i wpływa na jego jakość. Powstaje również zagospodarowaniem wylęgu. W takim przypadku jedynym rozsądnym rozwiązaniem może być podchów larw w warunkach obiegu recykulacyjnego. W systemach zamkniętych, kluczowe



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.**

znaczenie dla wysokiej efektywności inkubacji (czyli wysokiej przeżywalności larw oraz niskiego zużycia mediów) ma możliwość utrzymania niskich temperatur oraz odpowiedniej jakości zawracanej wody. Obydwa czynniki są w dużym stopniu uzależnione od warunków technicznych obiektu. Możliwe jest połączenie pracy wylęgarni pracujących w systemach otwartych i zamkniętych. Tego typu rozwiązania już od dawna wykorzystywano do inkubacji ikry koregonidów (Kolman i Łuczyński 1976). Ich istotą jest przedłużenie końcowego okresu inkubacji. Dzięki zastosowaniu odpowiedniego wyposażenia umożliwiające sterowanie termiką wody możliwe jest zaplanowanie czasu inkubacji jaj oraz terminu klucia larw tak, aby wylęganie się larw następowało w okresach najkorzystniejszych do zarybień. W takim wypadku wylęgarnię z systemem schładzania wody obsadza się ikłą już zaoczkowaną, krótko przed jej wykluciem.

Obecnie w chowie ryb coraz częściej wykorzystuje się metody, które pozwalają kontrolować i przewidywać procesy hodowlane. W wylęgarnictwie polega to m. in. na stosowaniu systemów RAS. Takie obiegi mogą być wykorzystywane również w przypadku siei i sielawy. Zaletą systemu recyrkulacyjnego jest to, że pozwala znacznie zredukować potrzebną ilość wody, nawet o 97,5-98,0% w stosunku do wylęgarni pracującej w systemie otwartym o jednakowej ilości aparatów (Szczepkowski i Szczepkowska 2017). Podstawowym elementem wyposażenia wylęgarni są aparaty inkubacyjne. Najczęściej stosowane są tradycyjne szklane słoje Weissa o pionowym przepływie wody. Jednak obecnie coraz popularniejsze stają się lekkie plastikowe aparaty typu Mc Donalda (fot. 2) również o pionowym przepływie wody doprowadzonej przezroczystą rurką od góry do dna aparatu, co pozwala na wizualną kontrolę wielkości dopływu przy obsadzaniu ikry (aby nie wprowadzać pęcherzy powietrza). Konstrukcja umożliwia samoistnie bardzo równomierny przepływ wody w całej objętości dzięki skrzydełkom stabilizującym położenie rury na dnie aparatu. Dzięki temu martwa ikra gromadzi się znacznie szybciej w górnej części słoja, skąd można ją łatwo usunąć. Aparat posiada zabezpieczenie przed niekontrolowanym wypływem ikry (a potem wylęgu) w postaci krążka z siatki. Zaletą słoików typu Mc Donald jest nie tylko ich lekkość ale i łatwość demontażu, dlatego mogą być wykorzystywane jako aparaty przenośne. W nowopowstających wylęgarniach te słoje coraz powszechniej

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

stosowane i są inspiracją do tworzenia nowych zmodyfikowanych rozwiązań. W aparatach typu Falko (fot. 2) jako dodatkowe zabezpieczenie odpływu zastosowano kilkunastocentymetrowe pierścienie z blachy perforowanej umieszczone w kołnierzu słoja, szczególnie przydatne przy obsadzaniu ikry. Rura doprowadzająca wodę do aparatu zakończona jest nacięciami, które mają zapewnić równomierne rozproszanie strumienia wody. Aparaty te pracują w zestawach lub mogą być przenoszone przy zachowaniu ostrożności, gdyż wykonane są ze szkła.



Fot. 2. Aparat inkubacyjny typu Mc Donalda (z lewej) i Falko (z prawej).



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.**

Rozmieszczenie aparatów inkubacyjnych odgrywa bardzo ważną rolę przede wszystkim dla ergonomii pracy ale i rozwoju ikry. Stosowane są różne rozwiązania w zależności od wielkości pomieszczenia i założonej przepustowości wylęgarni. Mogą być ustawione wzdłuż ścian w jednym rzędzie, w kilku pojedynczych rzędach, dwupiętrowych rzędach lub zestawach przenośnych. Ważne by był do nich zapewniony swobodny dostęp umożliwiający właściwą pielęgnację ikry. Najpowszechniej wykorzystywane aparaty Weissa wymagają solidnych konstrukcji podtrzymujących, które zapewnią dobre wypoziomowanie i równomierny przepływ. Przy takim wyposażeniu przydatne są dodatkowe półki umożliwiające postawienie miski czy wiaderka. Aparaty Mc Donalda natomiast opierają się na stabilnej podstawie i ustawiane są na ławkach, które można wykorzystać jako podest przy pielęgnacji ikry (fot. 3).



Fot. 3. Układ wylęgarni z podestem ułatwiającym prace pielęgnacyjne.



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.**

Dużej ostrożności wymaga obsługa aparatów ustawianych w systemie piętrowym. Takie zabezpieczenia przede wszystkim powinny zapewniać stabilność personelowi wykonującemu czynności w wylęgarni. Przy montażu aparatów należy pamiętać, by nie były wystawione na bezpośrednie działanie słońca. Okna powinny być tak usytuowane by nie wpływało to negatywnie na rozwój ikry (np. powyżej aparatów). Prace w wylęgarni prowadzone są przez kilka miesięcy, dlatego bardzo ważne jest utrzymanie drożnego ciągu komunikacyjnego. Przy tym należy zachować szczególną uwagę przy usuwaniu martwej ikry i wyznaczyć miejsce jej zlewania, by pozostałości nie zostawały na posadzce, gdyż takie śliskie miejsca mogą być przyczyną wypadku.

Do usprawnienia i właściwej pracy aparatów Weissa wykorzystuje się różnego rodzaju dodatki np. krążki z trzonkiem tzw. grzybki, wykonane z perforowanej blachy lub tworzywa sztucznego zakładane w dolnej części aparatu. Ich zadaniem jest równomierne rozproszanie strumienia wody oraz zabezpieczenie przed cofaniem się ikry ze słoików do rurociągu w sytuacjach awaryjnych np. podczas braku przepływu. Stwierdzono, że przy ich braku w początkowym okresie inkubacji często dochodzi nawet do całkowitego obumarcia ikry, co jest związane z wzajemnym obijaniem się ziaren w dolnej części aparatu. Efektywną pracę aparatów warunkuje dopływ wody. W przypadku aparatów Weissa stosowane są różne rozwiązania. Najgorszym rozwiązaniem jest umieszczanie zaworu bezpośrednio pod zwężką słoja, gdyż wówczas może powstawać gwałtowny i nierównomierny strumień wody powodujący silne turbulencje ikry. Znacznie trudniej jest wówczas wyregulować przepływ wody, co szczególnie przy dużej ilości ikry może powodować jej wypływanie. Zatem korzystniejsze jest umieszczenie zaworu w pewnej odległości od słoja (fot. 4).

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. 4. Różne sposoby umieszczenia zaworów doprowadzających wodę do aparatów Weissa.

W aparatach typu Weissa często występuje problem z usuwaniem martwej ikry, której część stopniowo gromadzi się w aparacie i powinna być na bieżąco usuwana w przeciwnym razie powoduje to pogorszenie jakości wody. Jednak całkowite usunięcie obumarłych i uszkodzonych jaj jest możliwe dopiero po jej zaoczkowaniu. W systemach o otwartym przepływie wody taka sytuacja nie ma istotnego znaczenia, gdyż woda po przejściu przez aparaty inkubacyjne uchodzi na zewnątrz poza wylęgarnię. W systemie recyrkulacyjnym woda krążąca w obiegu zwrotnym musi być dobrej jakości. Powstające w wyniku rozkładu martwej ikry produkty metaboliczne, szczególnie azotowe, wpływają negatywnie na rozwój pozostałej ikry i mogą prowadzić do jej nieprawidłowego rozwoju, a nawet obumierania zarodków. Jednocześnie związki te są trudne do usunięcia w drodze nityfikacji w biofiltrze, ponieważ bakterie odpowiedzialne za ich przemiany namnażają się bardzo wolno w niskich temperaturach wody. W trakcie inkubacji przybywa martwych jaj, z których część może rozpadać się i krążyć w obiegu a pozostałe sprzyjają powstawaniu zastoisk. Należy wówczas odpowiednio regulować przepływ wody. Sytuacja nieco inaczej przedstawia się w słojach Mc Donalda, których konstrukcja umożliwia samoistnie bardzo równomierny przepływ wody w całej objętości. Dzięki temu martwa ikra gromadzi się znacznie szybciej w górnej części aparatu, skąd można ją łatwo zlewarować.



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.**

Efektywność pracy systemów recyrkulacyjnych uzależniona jest od wydajności zastosowanych urządzeń. Jednym z niezbędnych elementów wyposażenia systemów RAS są biofiltry do uzdatniania wody. W praktyce w wylęgarniach, jak również w systemach, które służą do przetrzymywania tarlaków, stosuje się filtry biologiczno-mechaniczne z wypełnieniem piaskowo-żwirowym lub z tworzywa sztucznego. Zapewniają one zarówno pełne biologiczne uzdatnianie wody przez większość okresu inkubacji jak i mechaniczne usuwanie zawiesiny, co jest szczególnie istotne w okresie klucia. Wyposażone są w zawory wielodrożne oraz napowietrzanie i łatwo mogą być czyszczone w czasie pracy. Przy stosowaniu biofiltrów należy zwrócić uwagę na efektywność oczyszczania wody w zależności od etapu inkubacji. W okresie, gdy następuje rozkład dużej ilości materii z obumarającej ikry, nie są one w stanie zapewnić pełnego uzdatnienia wody. Niezbędna jest wówczas zwiększona wymiana wody z zewnątrz. Jak najszybsze odseparowanie i usunięcie obumarłej ikry jest konieczne by nie dopuścić do podwyższenia poziomu związków azotowych (Szczepkowski 2001). Jednocześnie należy pamiętać o czyszczeniu filtra w momentach jego intensywnej pracy co sygnalizowane jest zwiększonym ciśnieniem i odpowiednim kolorem na manometrze. Taką operację wystarczy wykonać raz na dobę. W wylęgarniach koregonidów bardzo ważne znaczenie ma zapewnienie odpowiednio niskich temperatur wody w całym okresie inkubacji. Wymaga to zastosowania układów schładzania wody. Taki system daje możliwość wydłużenia okresu inkubacji i uzyskania wylęgu w momencie gdy w zbiornikach naturalnych panują już warunki sprzyjające do zarybiania.

Warunki inkubacji i prace w wylęgarni

Inkubacja jaj siei i sielawy przebiega w takich samych warunkach i wszystkie prace prowadzone są w taki sam sposób, przy czym w przypadku sielawy mogą być one bardziej pracochłonne. Procedura rozklejania ikry sielawy w tradycyjny sposób przez przepłukiwanie wodą przebiega znacznie dłużej aniżeli u siei, gdyż jaja charakteryzują się większą kleistością i nawet



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.**

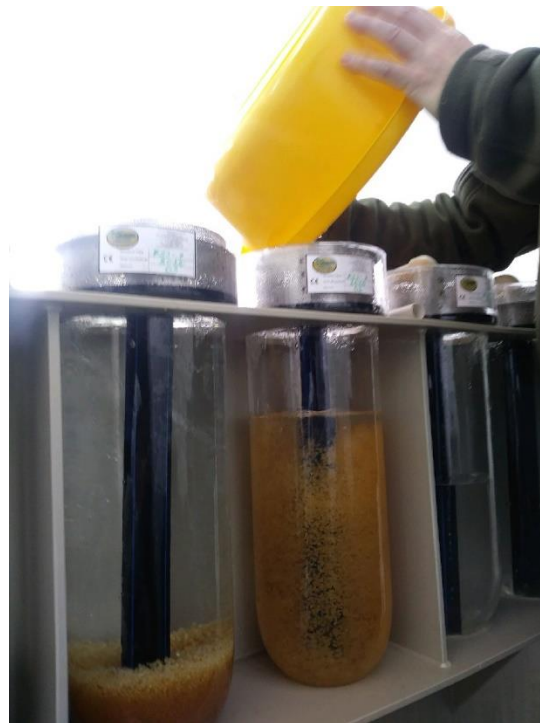
po dokładnym rozklejeniu może dojść do ponownego zbrylenia ikry. Jaja sielawy są również mniejsze i bardziej podatne na pleśnienie a proces inkubacji jest nieco krótszy.

W początkowym okresie po zapłodnieniu optymalna temperatura wody w wylęgarni powinna wynosić około 3-4°C. W tym czasie zarówno zbyt niskie temperatury (poniżej 1°C) jak i zbyt wysokie (powyżej 7°C) wpływają niekorzystnie na rozwój ikry. W dalszym okresie inkubacji (po około 2 tygodniach) temperaturę wody należy obniżyć i utrzymywać w zakresie od 1 do 3°C. Nasylenie wody tlenem nie powinno spadać poniżej 80%. Ikra koregonidów jest wrażliwa na zawartość związków azotowych: azotu amonowego i azotynów. Z obserwacji własnych inkubacji prowadzonych w RAS wynika, że większą wrażliwość wykazuje ikra sielawy. Przy długotrwałym utrzymywaniu się poziomu całkowitego azotu amonowego (CAA) w zakresie 0,4 – 0,9 mg/l, a azotynów 0,4 – 0,6 mg/l przeżywalność u sielawy była o około 35% niższa, a straty po okresie wzrostu koncentracji tych związków występowały w okresie przed samym zaoczkowaniem. Wydaje się, że bezpiecznym poziomem dla ikry koregonidów jest zawartość całkowitego azotu amonowego i azotynów poniżej 0,3 mg/l. Szkodliwe dla ikry jest bezpośrednie działanie słońca. Jednak w czasie prowadzenia prac związanych z obsługą wylęgarni i inkubacją ikry jest wymagany odpowiedni poziom oświetlenia. W okresie nocnym wylęgarnia może być całkowicie zaciemniona.

Ikry do aparatów obsadzamy bezpośrednio po zapłodnieniu i wstępnym odklejeniu. Przed obsadzaniem należy określić ilość ikry do inkubacji w celu przygotowania odpowiedniej ilości aparatów inkubacyjnych. W przypadku aparatów Weissa maksymalnie w jednym aparacie możemy umieścić 3 litry ikry, ale trzeba pamiętać o pęcznieniu (około dwukrotnie) i zapewnieniu odpowiedniego przepływu wody, dlatego w praktyce lepiej jest nie przekraczać porcji 2,5 litrów. Przygotowując słój należy: zakręcić dopływ wody i węzem zlewarować nadmiar pozostawiając około 1/3 objętości aparatu, umieścić grzybek i przygotować miseczkę z wodą do popłukania. Następnie uważnie wlać ikry, delikatnie odkręcić dopływ wody (równomierne kołysanie) i ostrożnie wymieszać piórem, jednocześnie zdejmując ziarenka przyklejone do ścianek. Jeżeli ikra

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.**

była odklejana przy zastosowaniu taniny wówczas w początkowym okresie inkubacji wystarczy niewielki przepływ wody (około 2-2,5 l/min)(Szczepkowski i in. 2009). Po odklejaniu polegającym na wielokrotnym przepłukiwaniu wodą początkowy przepływ wody powinien być znacznie większy, nawet do 6-7 l/min. Zapobiegnie to wtórnemu sklejanu się ikry. Taki przepływ powinien być utrzymywany maksymalnie przez kilka godzin (około 5h), ponieważ po tym czasie, aż do zaoczkowania, ikra staje się wrażliwa na silne wstrząsy. Na początku po obsadzeniu wskazane jest częste mieszanie całej ikry piórkiem aby odkleić jaja od ścianek oraz aby nie tworzyły się zastoiska (w szczególności dotyczy to słoików Weissa). Tak samo procedura obowiązuje również w aparatach Mc Donalda, przy czym obsadzanie ikry jest łatwiejsze w porównaniu ze słoikami Weissa. Z kolei w zmodyfikowanych aparatach Mc Donalda (typu Falko) obsadzania ikry możemy dokonywać przy odkręconym przepływie, bez konieczności spuszczenia wody czy zabezpieczania odpływu ze względu na zabezpieczenie w postaci obręczy (fot. 5).



Fot. 5. Obsadzanie ikry w aparacie typu Falko.



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

W podobny sposób możemy z łatwością dokładać nowe porcje ikry do słoja, np. podczas jej gromadzenia przed wykluciem.

Rozwój zarodkowy jest ściśle uzależniony od temperatury wody. Bezpośrednio po zapłodnieniu, gdy ikra jest bardzo wrażliwa na niskie temperatury wody poniżej 1°C prowadzenie inkubacji w takich warunkach może spowodować straty nawet na poziomie do 80%. Natomiast ikra umieszczona w wodzie o temp. 3-4°C po około dwóch tygodniach nie reaguje już negatywnie na obniżenie temperatury wody poniżej 1°C. Wrażliwość jaj jest największa bezpośrednio po zapłodnieniu – przed pełnym napęcznieniem (około 5 godzin). Przyjmuje się, że w czasie do 24 godzin po zapłodnieniu ikra jest stosunkowo odporna na manipulacje i wstrząsy związane z transportem. Później, aż do momentu zaoczkowania jest bardzo wrażliwa i nie należy poddawać jej manipulacjom. Po zaoczkowaniu wrażliwość ikry spada i wówczas można przeprowadzać zabiegi pielęgnacyjne np. odsalanie, kąpiele. Z kolei nie jest wskazane przeprowadzenie transportu tuż przed wykluciem larw. Całkowicie bezpieczna do transportu jest ikra zaoczkowana co ma miejsce po około 120^oD. Trzeba jeszcze zwrócić uwagę, że okres wykluwania to jest od pojawienia się pierwszych larw do pełnego wyklucia jest dosyć długi. Pierwsze prawidłowo rozwinięte larwy mogą się pojawiać nawet 2-3 tygodnie przed masowym kluciem. Z punktu widzenia podchowu nadmierne wydłużenie okresu klucia nie jest korzystne. Wówczas lepiej jest przenieść ikrę do systemu recyrkulacyjnego o wyższej temperaturze wody i tam doprowadzić do klucia. Jeżeli optymalnie wybierzemy termin tego przeniesienia to wyklucie się wszystkich larw może nastąpić nawet w ciągu 24 godzin.

Prace prowadzone przy inkubacji ikry w wylęgarni o zamkniętym obiegu wody mają na celu zapewnienie zarodkom optymalnych warunków do rozwoju. Pielęgnacja polega na codziennej obserwacji pracy aparatów, jakości wody, wyglądu jaj i reagowaniu na bieżąco na wszelkie zakłócenia procesu inkubacji. W trakcie inkubacji systematycznie pojawia się pewna ilość martwej ikry, którą należy usuwać. Gromadzące się w aparatach obumarłe i mechanicznie uszkodzone jaja pogarszają warunki dla zdrowych zarodków oraz są podłożem do rozwoju pleśni,



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.**

która może rozprzestrzenić się na całą ikrę. Nitki pleśni atakują zdrowe jaja, tworząc konglomeraty zbrylonej, zarażonej ikry. Pleśniawka w większym stopniu dotyczy ikry sielawy. Przy niewielkiej intensywności można zastosować delikatne przepłukiwanie ściągniętej ikry w misce (co 3-5 dni lub rzadziej) i wybieranie zarażonych jaj. Przy dużym nasileniu u sielawy zarażonej pleśniawką pozytywny wpływ miały kąpiele przeprowadzane w roztworze nadmanganianu potasu w koncentracji 1:2000. Kąpiele wykonywano poza aparatem inkubacyjnym (po ściągnięciu ikry pod niewielkim ciśnieniem) przez 5 minut, co 1-2 tygodnie lub rzadziej. Należy zaznaczyć, że lepiej jest ściągnąć ikrę i wybrać większe skupiska obrośniętych jaj niż pozwolić na silną ekspansję pleśni, gdyż straty mogą być całkowite. Nawet zdrowe larwy na etapie klucia nie są w stanie przebić silnej grzybni i sną. Ze względu na niską temperaturę wody proces bielenia jaj martwych jest rozciągnięty w czasie i zachowują się one podobnie do żywych (podobna pływalność). Wyraźną różnicę widać po zaoczkowaniu, gdy jaja są mniej wrażliwe na manipulacje. Wówczas można oddzielić jaja żywe od martwych poprzez odsalanie w roztworze soli kuchennej. Procedura odsalania jest podobna jak w przypadku szczupaka przy czym bezwzględnie należy przestrzegać czasu kąpieli. Zabieg ten najłatwiej jest przeprowadzić w słoju Weissa z zaworem spustowym. Prosta konstrukcja na stelażu pozwala w prosty sposób przeprowadzić odsalanie i usunąć martwą ikrę zgromadzoną w lejku słoja. Należy przygotować 2 roztwory soli kuchennej: 20% i 12%, przy czym mocniejszego roztworu zużywa się ok. dwukrotnie więcej. Do wysokości około 1/3 objętości słoja należy wlać 12% roztwór soli i miseczką lub małym kasarkiem wprowadzić zlewarowaną pod małym ciśnieniem ikrę. Następnie dolać mocniejszego 20% roztworu soli, wymieszać piórem i czekać na rozdzielenie się dwóch warstw ikry: martwej opadającej na dno słoja i żywej pływającej na powierzchni roztworu, którą należy odłowić kasarkiem do przygotowanego aparatu z czystą wodą. Jeżeli po wymieszaniu ikry w ciągu 30 sekund do 1 minuty nie następuje jej rozwarstwienie wówczas należy jeszcze dolać mocniejszego roztworu (20%), znowu zamieszać i zaczekać. Czynność powtórzyć do momentu pojawienia się dwóch warstw. Na ogół cały proces od momentu wrzucenia ikry do solanki do odłowienia żywych jaj nie powinien przekraczać 5 minut, gdyż po tym czasie mogą w jajach nastąpić



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.**

nieodwracalne zmiany prowadzące do obumarcia zarodków. Trzeba przy tym zaznaczyć, że słabo odsala się ikra silnie porośnięta pleśniawką.

Wykluwanie larw

W systemach RAS, gdzie inkubacja jaj przebiega pod pełną kontrolą można zaplanować zarówno termin jak i miejsce wykluwania larw. W zależności od posiadanego zaplecza i planów wykorzystania wylęgu klucie larw można przeprowadzić w wylęgarni do odbieralnika lub w systemie podchowalniczym bezpośrednio w basenie, jeżeli wylęg jest przeznaczony do podchowu w RAS. Przed wykluwaniem ikrę z jednej partii można gromadzić. W jednym słoju bezpiecznie można umieścić do 3 litrów ikry. Jeżeli wykluwanie larw następuje w wylęgarni do odbieralnika to należy do niego wstawić sadzyk o odpowiednio gęstym oczku (0,2 - 0,3 mm dla sielawy i 0,7 - 0,8 mm dla siei) zabezpieczającym przed ucieczką larw. Ułatwia to odłów wylęgu. W większym odbieralniku można ustawić kilka sadzyków i odpowiednio kierować wylęg z poszczególnych aparatów. Jednocześnie trzeba pamiętać o czyszczeniu ścianek sadzyków, gdyż przy intensywnym kluciu często dochodzi do ich zatykania. Część wpadających wraz z larwami osłonek jajowych rozpadając się przyczynia się do powstawania na powierzchni siatki lekkiej błonki uszczelniającej sadzyk. Wówczas gołym okiem widoczne jest rozdęcie ścianek. Brak czyszczenia może doprowadzić do przelania zawartości i ucieczki wylęgu. Dlatego trzeba kontrolować poziom wody w sadzyku i systematycznie odbierać larwy. Spływanie wylęgu może odbywać się albo rynną (rurą) zbiorczą umocowaną przy aparatach albo poprzez węże z tworzywa sztucznego bezpośrednio do sadzyka, które trzeba dobrze zabezpieczyć przed wypadnięciem zarówno ze słoja jak i sadzyka (fot. 6). Czasami takie rozwiązanie wymaga zastosowania dodatkowych podpórek podtrzymujących. Należy zwrócić uwagę by spływające larwy nie napotykały na zbyt gwałtowny spadek, który może je uszkodzić, a nawet zabijać. Przy przenoszeniu wylęgu z odbieralnika do podchowalni należy pamiętać o tym, by różnica temperatur wody nie była większa niż 2 - 3°C.

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.**

Przechowywanie wylęgu w wylęgarni RAS w temperaturze około 4-6°C nie powinno przekraczać 3-4 dni.



Fot. 6. Odbieralnik, do którego wylęg koregonidów wpływa z aparatów inkubacyjnych węzami z tworzywa sztucznego.

Wykluwanie można przeprowadzić również bezpośrednio w basenie podchowowym z pominięciem odbieralników, warunkiem jest posiadanie przenośnych słoików (aparatury inkubacyjnych) (fot. 7). Zaletą takiego rozwiązania jest prostota i sprawność przenoszenia ikry. Można w ten sposób uzyskać odpowiednie zagęszczenie obsady w basenie, odebrać wylęg najsilniejszy (najlepszej jakości), zgromadzić oddzielnie słabsze larwy (końcówka do osobnego basenu).

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



Fot. 7. Przenośny aparat inkubacyjny służący do wykluwania larw w basenie podchowowym.

Zrezygnowanie z dodatkowej manipulacji, jaką jest odłów może pozytywnie wpłynąć na efekty podchowu (brak stresu związanego z przenoszeniem, ochrona skrzelii przed podrywaną zawiesiną). Silne larwy swobodnie wypływają z aparatu, a osłonki jajowe gromadzą się głównie w centralnej części basenu przy odpływie wody, skąd można łatwo je usunąć. Należy wspomnieć, że przy przenoszeniu ikry dopuszczalna jest większa różnica temperatur wody (nawet do 9°C) między obiegami aniżeli przy przenoszeniu wylęgu (2 - 3°C). Jednak trzeba mieć na uwadze, że jeżeli planowany jest podchów wylęgu w systemie recyrkulacyjnym z wylęgarni pobierającej wodę rzeczną lub jeziorową to należy profilaktycznie zabezpieczyć się przed możliwością przeniesienia pasożytów mogących tam występować. Zaleca się wówczas wykonanie krótkotrwałej (20 minut) kąpieli ikry tuż przed wykluciem w chloraminie T w stężeniu 20 mg / liter wody. Następnie po kąpieli ikry należy umieścić w aparacie inkubacyjnym w systemie recyrkulacyjnym, w którym będzie wykluwana. Czasami w celu przyspieszenia klucia larw i



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.**

otrzymania jednorodnego wylęgu można zastosować klucze z przyduszaniem. Wówczas należy zakręcić dopływ wody do aparatu na około 8 minut (maksymalnie), a następnie odkręcić przepływ i postępować jak przy normalnej procedurze wykluwania. Ilość wylęgu można obliczyć bazując na przyjętych średnich (ilości jaj w litrze bądź kilogramie). Przyjmuje się dla ikry zapłodnionej (ilość jaj/1 litr lub 1 kg) siei 140 – 160 tys./kg, sielawy 350 – 450 tys./kg. Natomiast w 1litrze napęczniałej ikry mieści się 50 – 60 tysięcy jaj siei oraz 150 – 200 tysięcy jaj sielawy. Druga metoda – objętościowa polega na pobraniu niewielkiej próby wody z wylęgiem (około 50 ml) i przeliczenia na badaną - większą objętość. Wydaje się jednak, że przy takim szacowaniu istnieje ryzyko popełnienia większego błędu. Nowoczesnym rozwiązaniem są elektroniczne liczniki wylęgu.



Fot. 8. Odliczanie wylęgu siei licznikiem elektronicznym.



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.**

Produkcja wylęgu koregonidów

Efektywny podchów wylęgu siei i sielawy w warunkach kontrolowanych w dużej skali jest zadaniem trudnym. Obecnie jednak coraz częściej koniecznym wobec występujących ostatnio nietypowych wahań termicznych prowadzących do bardzo wczesnego wykluwania się wylęgu w okresie, gdy w naturalnych zbiornikach panują jeszcze bardzo niskie temperatury wody. Zarybianie wówczas nie ma sensu, a wylęg trzeba zagospodarować (przetrzymać do sprzyjających warunków). W takich sytuacjach alternatywą jest podchów larw w zamkniętym obiegu wody. System taki należy przygotować odpowiednio wcześniej, by filtr biologiczny mógł wpracować się. Wskazane jest wykonanie przeglądu urządzeń i uzupełnienie wyposażenia obiegu w sprzęt podchowowy (wiadra, miski, węże, kasarki, szczotki). W przypadku koregonidów kluczowe znaczenie ma zapewnienie właściwej higieny podchowu. Dotyczy to zarówno utrzymania w czystości używanego sprzętu oraz dokładnego mycia i dezynfekcji zestawu do inkubacji solowca jak i oczyszczania basenów.

Do podchowu larw ryb siejowatych zalecane są baseny o kształtach umożliwiających cyrkulację wody (okrągłe lub kwadratowe) o wymiarach w zakresie 1-2 m i objętości od 0,8 – 2m³. Preferowane są baseny o głębokości w zakresie 40 - 70 cm. Jest to związane z faktem, że stadia młodociane pobierają pokarm z powierzchni i toni wody, zatem większa głębokość zwiększa czas ekspozycji pokarmu dla ryb. Można stosować baseny w różnych kolorach, aczkolwiek porównanie basenów w kolorach: szarym i zielonym wykazało, że znacznie korzystniejsze wyniki tempa wzrostu i efektywności wykorzystania paszy uzyskano w szarych. Najprawdopodobniej może być to związane z lepszą widocznością paszy na jasnoszarym tle ścianek basenu niż na ciemnozielonym. Równie dobrze sprawdza się również zastosowanie basenów niebieskich. Kolor może mieć szczególnie duże znaczenie w warunkach niskiego poziomu oświetlenia. W zależności od ilości materiału do podchowu przed uruchomieniem obiegu należy przygotować odpowiednią liczbę basenów, co związane jest z wykonaniem odpowiednich dla gatunków zabezpieczeń odpływu wody. Mając na uwadze małe rozmiary larw (początkowa masa ciała larw sielawy to około 3 mg, a siei - 7 mg) trzeba podkreślić, że powierzchnia odpływu



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.**

musi być dostatecznie duża, tak aby drobne larwy nie były do niego przyciągane. Wielkość oczka siatki powinna być tak dobrana, aby zabezpieczać przed ucieczką ryb, a jednocześnie umożliwiać odpływanie drobnych frakcji zawiesiny. Z tego punktu widzenia uwzględniając różnice w wielkości wylęgu optymalna gęstość oka zastosowanego zabezpieczenia odpływu powinna wynosić 0,2 - 0,3 mm dla larw sielawy i 0,7 – 0,8 mm (maksymalnie 1,0 mm) dla siei. Wśród różnych rodzajów zabezpieczeń odpływów najlepiej sprawdza się rozwiązanie w postaci centralnie umieszczonej rury odpływowej (PVC) z okienkami z siatki z gazy młyńskiej (materiał wytrzymały na szorowanie). Zarówno zabezpieczenia w postaci kratki umieszczonej w dnie, jak i odpływów górnych (tzw. pułapek osadu) nie są właściwe w podchowcie larw koregonidów, ponieważ nie zapewniają utrzymania właściwej higieny podchowu, ponadto niekiedy (np. przy okresowym wzroście przepływu wody po czyszczeniu) mogą być nie zasysane i przez to osłabiane żywe ryby. Odpływ należy dodatkowo uszczelnić silikonem nie zapominając o zabezpieczeniu również kratki przelewowych. Przy podchowcie dużej ilości wylęgu wskazane jest przygotowanie dodatkowego odrębnego basenu zbiorczego na larwy zasysane (podczas czyszczenia basenów), tak aby z zawiesiną nie wlewać ich z powrotem do oczyszczonego basenu.

Najważniejszymi czynnikami fizykochemicznymi warunkującymi podchów larw koregonidów są temperatura wody i zawartość tlenu. Optimum termiczne wzrostu larw i stadiów młodocianych siei mieści się w zakresie 19-22°C, a sielawy 15-20 °C, w praktyce jednak temperatura powinna być dostosowana do warunków przewidywanego zarybiania. Tempo wzrostu różnych populacji siei może znacznie się różnić. Zarówno larwy siei jak i sielawy należą do bardzo wymagających pod względem zawartości tlenu w wodzie, którego koncentracja nie powinna spadać poniżej 70% nasycenia. Podobnie jak ikra larwy koregonidów również są wrażliwe na zawartość w wodzie związków azotowych: azotu amonowego i azotynów. Poziom całkowitego azotu amonowego (CAA) nie powinien przekraczać długotrwale 0,2 mg/l (przy pH wody poniżej 8), a azotynów 0,25 mg/l. Przy czym sielawa w porównaniu z sieją w warunkach RAS jest bardziej płochliwa i charakteryzuje się większą wrażliwością na warunki środowiskowe. W momencie wystąpienia niepożądanego czynnika zareaguje jako pierwsza. Larwy siei i sielawy cechują się



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.**

silną fototaksją dodatnią, a poziom oświetlenia odpowiedni do pobierania pokarmu powinny przekraczać 100 lx. W okresie przyuczania do żerowania pożądane jest całodobowe oświetlenie basenów. Wymagania świetlne zmniejszają się w czasie rozwoju ontogenetycznego. U narybku o masie ciała 20 – 50 g dolna granica oświetlenia, która nie powoduje negatywnych skutków w podchowcie wynosi 12,5 lx. Zmniejszanie poziomu oświetlenia powinno jednak odbywać się w sposób płynny. Nagłe wyłączenie światła powoduje panikę u ryb i chaotyczne pływanie z uderzaniem głowami o ścianki basenów.

W podchowcie wstępnym początkowo korzystne jest stosowanie możliwie dużych zagęszczeń, gdyż sprzyja to lepszemu (bez strat) wyjadaniu przez larwy pokarmu naturalnego. Maksymalne zagęszczenie obsady może sięgać 100 tys. larw / m³ wody. Początkowa wielkość przepływu powinna zapewnić 1 – 1,5-krotną wymianę wody w basenie w ciągu godziny i w trakcie podchowu powinna być stopniowo zwiększana do około dwóch wymian objętości basenu. Sposób doprowadzenia wody musi zapewniać delikatną jej rotację, co wpływa na dystrybucję pokarmu/zadanej paszy na jak największej powierzchni basenu. Należy wspomnieć, że przy przenoszeniu wylęgu dopuszczalna różnica temperatur wody między obiegami wynosi 2-3°C. Jeżeli planowany jest podchów wylęgu w systemie recyrkulacyjnym z wylęgarni pobierającej wodę rzeczną lub jeziorową to lepiej jest wykluwać larwy bezpośrednio w basenie podchowowym. Wówczas, aby profilaktycznie zabezpieczyć się przed możliwością przeniesienia pasożytów mogących tam występować, zaleca się wykonanie krótkotrwałej (20 minut) kąpieli ikry tuż przed wykluciem w chloraminie T w stężeniu 20 mg / litr wody. Następnie po kąpieli ikry należy umieścić w aparacie inkubacyjnym w systemie recyrkulacyjnym (dopuszczalna różnica temperatur do 9°C).

Efekty podchowu w dużej mierze uzależnione są od jakości wylęgu. Trzeba to mieć na uwadze już w czasie inkubacji jaj. Aby otrzymać wylęg zdrowy i odporny na zmiany środowiska należy przestrzegać zasad obowiązujących przy pielęgnacji ikry zwłaszcza w okresach



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.**

krytycznych nie dopuszczając do: wahań temperatury wody, zmniejszania natlenienia czy gwałtownych wstrząsów wywołanych zmianami przepływu a także monitorować jakość wody.

Przystępując do podchowu larw siei (sielawy) w obiegu zamkniętym należy mieć na uwadze, że jest to ryba wymagająca. Tym niemniej opracowane procedury pozwalają robić to już bardzo efektywnie. Przede wszystkim trzeba uwzględnić: niewielki rozmiar i delikatność larw, wrażliwość skrzeli na zawiesinę oraz specyfikę budowy układu pokarmowego. Żywienie larw jest poważną trudnością w podchowcie. Problemy z wykorzystaniem przez wylęg typowych pasz sztucznych wynikają z braku odpowiednich enzymów odpowiedzialnych za ich efektywne trawienie. W związku z tym w początkowej fazie podchowu konieczne jest podawanie pokarmu naturalnego. Technologia podchowu ryb siejowatych wykorzystuje pokarm naturalny w postaci solowca. Dlatego niezbędnym elementem uzupełniającym system musi być zestaw do jego inkubacji. Ilość potrzebnych aparatów inkubacyjnych zależy od skali podchowu i przyjętej strategii żywienia. Najczęściej do tego celu wykorzystywane są słoje Weissa z zainstalowanym zaworem spustowym. Przy wykluwaniu artemii należy przestrzegać procedur podanych przez producenta. Szczególną uwagę trzeba zwrócić na czystość aparatów i przewodów doprowadzających powietrze gdyż niewłaściwy stan sanitarny zdecydowanie negatywnie wpływa na wykluwalność i jakość solowca. Przy przygotowywaniu pierwszej porcji artemii należy uwzględnić fakt, że inkubacja cyst może trwać kilka godzin dłużej aniżeli wynika to z procedury (około 36 godzin). Zdarza się, że z różnych przyczyn cysty nie wyklują się. Trzeba być na takie sytuacje przygotowanym i dlatego dobrze jest znaną porcję wykłutych larw solowca zamrozić. Oprócz żywych naupliusów możliwe jest również zastosowanie liofilizowanych cyst solowca. Stwierdzono jednak, że takie rozwiązanie powoduje obniżenie zarówno tempa wzrostu larw (około 20%) jak i ich przeżywalności - o około 15%. Z tego powodu zastosowanie cyst liofilizowanych jest uzasadnione jedynie przy braku możliwości produkcji żywych naupliusów. Zaletą tego rodzaju pokarmu jest prostota dozowania, gdyż łatwo można go mieszać z paszą i podawać jednocześnie. Suszone cysty w porównaniu z paszą dłużej unoszą się na powierzchni wody.

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

Moment rozpoczęcia podawania pokarmu zależy od temperatury wody. Powinien być poprzedzony obserwacją na jakim etapie jest proces resorpcji woreczka żółtkowego. W warunkach RAS przy początkowej temperaturze około 13°C rozpoczęcie żywienia zaczyna się 3-5 dnia po wykluciu. Żywienie można prowadzić dwukierunkowo:

- stosując wyłącznie pokarm naturalny np. gdy materiał jest przeznaczony do krótkiego podchowu i zarybień,
- pokarm mieszany (pasza i solowiec) przy dłuższych podchowach. Przy czym należy pamiętać, że efektywne stosowanie pokarmu mieszanego (dodatek paszy) ma sens w temperaturach wody powyżej 12 ° C.

W niskich temperaturach wody np. w warunkach obiegu otwartego powinno się karmić tylko solowcem, gdyż pasza nie będzie wyjadana. Larwy mogą być żywione zarówno ręcznie jak i za pomocą karmników (fot. 9).



Fot. 9. Karmnik do zadawania żywych naupliusów solowca (z prawej strony).



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

W okresie przyuczania do pobierania paszy znacznie korzystniejsze jest zastosowanie karmników, bowiem umożliwiają one stały i częsty dostęp do pokarmu. Karmniki elektroniczne mogą dawkować pokarm bardzo precyzyjnie małymi porcjami w odstępach 1-2 minutowych. Zapobiega to stratom paszy opadającej na dno, gdzie staje się dla ryb niedostępna. Jeżeli zachodzi konieczność przerwania żywienia wystarczy je wyłączyć bez konieczności wyjmowania paszy. W przypadku często stosowanych karmników taśmowych wykorzystywane początkowo drobne pasze łatwo przyklejają się do taśmy i dlatego muszą być codziennie dobrze oczyszczane, co zwiększa pracochłonność podchowu. Karmniki powinny być instalowane w pobliżu dopływu tak, aby pasza jak najdłużej utrzymywała się na powierzchni wody, gdyż pozwala to znacznie wydłużyć okres jej dostępności dla ryb. Ze względu na fototaksję dodatnią wylęgu siei, pożądane jest, aby miejsce zainstalowania karmnika było dobrze oświetlone, co jeszcze bardziej poprawi efektywność pobierania paszy. Zastosowanie karmników automatycznych z elektroniczną regulacją do podawania solowca umożliwia całodobowe jego dozowanie. Wyposażone w napowietrzanie utrzymują naupliusy w ciągłym ruchu. Często podawane małe porcje żywych naupliusów są od razu przez larwy zjadane, dzięki czemu minimalizuje się ryzyko ich utraty w wyniku wymywania z basenów podchowowych. W przypadku karmienia ręcznego paszę powinno się rozsypywać w niewielkich porcjach możliwie często, przynajmniej 1 – 2 razy na godzinę. Przy braku karmników do podawania żywego solowca dobową dawkę pokarmową powinna być podzielona na 2 do 4 porcji. W podchowcie wstępnym na etapie rozzerowywania (2-3 dni) zdecydowanie ważniejszą rolę pełni solowiec, a dodatek paszy służy do przyuczenia larw do jej pobierania i oswojenia z zapachem. Jednak ze względów ekonomicznych skrócenie okresu podawania pokarmu naturalnego obniża koszty i pracochłonność podchowu.

Początkowa dawka solowca wynosi około 5% biomasy ryb na dobę (tab. 1). W podchowcie w systemach recyrkulacyjnych, w temperaturach wody w granicach 13 – 16°C i żywieniu mieszanym (pokarm naturalny i pasza sztuczna) stwierdzono, że do wychowania 100 000 narybku letniego wykorzystuje się od 700 do 900 g suchych cyst solowca (do wykluć). Naupliusy należy

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.**

podawać do momentu uzyskania przez narybek masy ciała około 150 mg. Czas podawania zależy od temperatury wody, ale powinien wynosić około 21 dni.

Tabela 1. Minimalne dawki pokarmowe solowca w czasie podchowu siei z wykorzystaniem pokarmu mieszanego, w przeliczeniu na suchą masę cyst, przy wykluwalności powyżej 80%.

Masa ciała ryb (g)	Dawka pokarmowa (% biomasy ryb / dobę)
0,007	5,0
0,010	10,0
0,015	15,0
0,020	6,0
0,025	5,3
0,030	4,2
0,045	3,0
0,060	1,7
0,070	0,6
0,100	0,4
0,150	0,2

W podchowcie larw siei i sielawy najczęściej stosuje się startery dla ryb łososiowatych typu. Zalecane są pasze niskotłuszczowe, o zawartości tłuszczu poniżej 14%. Początkowy rozmiar drobinek paszy nie powinien być większy niż 0,3 mm dla siei i 0,2 mm dla sielawy. Dobowa dawka pokarmowa paszy komponowanej we wstępnym podchowcie siei w optymalnych temperaturach wody powinna wynosić około 14% biomasy ryb / dobę. W przypadku sielawy stosowane dawki początkowe są niższe i wynoszą około 11% biomasy ryb. Należy zwrócić uwagę, aby karmienie



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.**

dostosowywać do warunków środowiskowych. Konieczna jest codzienna obserwacja wyjadania pokarmu i korekta dawek. Należy również pamiętać o zmianie granulacji pasz.

Z chwilą rozpoczęcia karmienia należy monitorować podstawowe parametry jakości wody (temperatura, zawartość tlenu, poziom amoniaku i azotynów) oraz zadbać o stan sanitarny basenów podchowowych, które powinny być codziennie oczyszczane (ważne są także ścianki). W przypadku siei ma to szczególne znaczenie, gdyż larwy są bardzo wrażliwe na fragmenty zawiesiny pływające w toni. Mogą one przyklejać się do skrzeli i wywoływać infekcje bakteryjne. Aby do tego nie dopuścić należy profilaktycznie stosować kąpiele w Chloraminie T dodając ją do obiegu co 5 dni w stężeniu $10\text{g} / \text{m}^3$ przez około 3 – 4 tygodnie. Oczyszczając dno z odchodów i resztek paszy trzeba uważać, aby nie podrywać zawiesiny z dna. Czynności należy prowadzić w równym tempie bez gwałtownych ruchów. Wykonywanie czyszczenia szybko nie tylko aktywizuje i płoszy ryby, ale powoduje zmętnienie wody z osadami, przez co dokładne usunięcie nieczystości jest niemożliwe. Codziennie należy oczyszczać siatkę odpływu zbierając osad węzłem i następnie doczyścić szczotką przepychając strzępki do środka rury odpływu. Okresowo może dochodzić do podniesienia poziomu wody w basenie wskutek przyklejania się zawiesiny do gęstej siatki. Dlatego aby nie dopuścić do przelania wody z larwami dodatkowo należy zabezpieczyć siatką przelewy okienka w basenie i również je czyścić. Przydatny zestaw sprzętu powinien zawierać: duże prostokątne miski z siatką zabezpieczającą przed ucieczką ryb zassanych, mniejsze (2-3 litrowe) miski z dziubkiem do odlewania ściągniętych larw, wiadra 12 – 20 l, węże o średnicy wewnętrznej około 10 mm (do odpływu) około 14 mm (do dna), szczotka na długim trzonku, zestaw kasarków. Przy czyszczeniu basenów wskazane jest wykorzystywanie podestów do postawienia misek. Usuwana z zanieczyszczeniami woda wypływa pod niższym ciśnieniem i zasysana jest mniejsza ilość larw. Ponadto miski nie dotykają podłogi, po której chodzimy zatem zmniejsza się ryzyko zawleczenia organizmów chorobotwórczych.

W miarę podchowu należy zmniejszać zagęszczenie obsady. W przypadku siei i sielawy brak jest procedur sortowania mechanicznego. Najlepiej ryby odławiać kasarkiem z dużych



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.**

skupisk – ławic gromadzących się głównie pod karmnikiem. Są to przeważnie ryby w najlepszej kondycji i dobrze znoszą manipulacje. W ten sam sposób można odebrać najslabsze osobniki, które pływają nieco chaotycznie przy odpływie. Wraz ze wzrostem ryb należy wykonywać ważenia kontrolne przynajmniej 1 - 2 razy w tygodniu oraz pamiętać o zmianie granulacji pasz.

Utrzymanie odpowiedniej higieny chowu i zapewnienie rybom optymalnych warunków środowiskowych jest niezbędnym warunkiem udanego podchowu. Inne niezbędne warunki to zapewnienie właściwego poziomu żywienia, codzienna obserwacja zachowania ryb w różnych porach dnia, ich aktywności i efektywności żerowania. Podchów larw jest etapem wstępnym do chowu narybku, w którym ryby powinny być przyuczone do pobierania paszy. Trwa około 3 - 4 tygodnie do osiągnięcia masy ciała około 120 – 150 mg. Przeżywalność w tym etapie wynosi około 70%. Materiał taki może być wykorzystany do zarybień.

Literatura

1. Benecke B. 1881 – Fische, Fischerei und Fischzucht in Ost- und Westpreussen – Hartungsche Verlag, Königsberg.
2. Kolman R., Łuczyński M. 1976 – Pełna termoregulacja wody w wylęgarni – Gospodarka Rybna 5: 11-12.
3. Szczepkowski M. 2001 – Inkubacja ikry szczupaka w obiegach recyrkulacyjnych – Komunikaty Rybackie 1: 11-12.
4. Szczepkowski M., Szczepkowska B. 2017 – Inkubacja ikry sielawy w systemie recyrkulacyjnym – W: Działalność gospodarstw rybackich w 2016 roku – uwarunkowania ekonomiczne, prawne i ekologiczne (Red.) M. Mickiewicz i i A. Wołos. Wyd. IRS Olsztyn: 155-164.
5. Szczepkowski M., Szczepkowska B., Saczek W. 2006 – Wybrane wskaźniki sztucznego rozrodu szczupaka (*Esox lucius*) prowadzonego w wylęgarni Doświadczalnego Ośrodka



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.**

Zarybieniowego „Dgał” w Pieczarkach – W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb karpiojących i innych gatunków, red. Z. Zakęś i in. Wyd. IRS, Olsztyn: 293-299.

6. Szczepkowski M., Szczepkowska B., Wunderlich K., Piotrowska I., Kozłowski M. 2009 – Wpływ stosowania taniny na wyniki inkubacji i podchowu larw siei (*Coregonus lavaretus*) – W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb łososiowatych i innych gatunków, (Red.) Z. Zakęś i in. Wyd. IRS, Olsztyn: 127-132.