

Instrukcja doradcza

nr 6/RK/2021

Podchów materiału zarybieniowego certy
***Vimba vimba* (L.) w systemach z recyrkulacją**
wody (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 zarybieniewego certy *Vimba vimba* (L.) w systemach z recyrkulacją wody (RAS)

Autorzy:

Dr Justyna Sikorska

Dr hab. inż. Rafał Kamiński

Prof. dr hab. J. Wolnicki

Zakład Rybactwa Stawowego, 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

1. Wprowadzenie	4
2. Rozwój larwalny certy	6
3. Podchów larw certy w warunkach kontrolowanych	9
4. Podchów osobników młodocianych	15
5. Jakość wody	21
6. Literatura	23

1. Wprowadzenie

Certa *Vimba vimba* (L.) większość swojego życia spędza w słonawych wodach przyujściowych, jednak nie może się tam rozradzać, dlatego na okres tarła wstępuje do rzek. Zaliczana jest do ryb półwędrownych, generatywnie słodkowodnych reofilnych, a troficznie słonawowodnych (Opuszyński 1979). Jest jedyną rybą karpiowatą w polskich wodach, która odbywa anadromiczne wędrówki. Gatunek ten w naszym kraju występuje w dorzeczach Wisły i Odry oraz mniejszych rzekach Pomorza Zachodniego, a także w Zalewie Szczecińskim i Wiślanym oraz u wybrzeży Morza Bałtyckiego. Certa jest spotykana w rzekach na całej ich długości, w zbiornikach zaporowych (fot. 1) oraz jeziorach, które mają lub miały połączenie z morzem, jak również w przybrzeżnej strefie mórz. W rzekach odbywa wędrówki nawet na dystansie kilkuset kilometrów od obszarów przymorskich, gdzie znajdują się jej żerowiska, do górnych biegów, gdzie odbywa tarło. Do dużych rzek, takich jak Wisła, wstępuje późną jesienią, by w końcu roku kalendarzowego dotrzeć w rejon tarlisk. W przypadku małych pomorskich rzek wędrówka rozrodcza certy rozpoczyna się dopiero na wiosnę. Najbardziej odpowiadają jej rzeki zasobne w tlen, o dość silnym nurcie i kamienistym dnie. Gatunek ten jednak dobrze sobie radzi również w warunkach dalekich od optimum ekologicznego, stąd możliwy jest nawet wychów wylęgu certy w stawach kroczkowych wraz z karpem, karasiem i jaziem (Jurkiewicz i in. 1953, Kleszcz i in. 2001a).

W przeszłości certa miała w Polsce bardzo duże znaczenie gospodarcze. Powszechnie występowała w rzekach jeszcze do lat 60. XX wieku, tworząc liczne i liczebne populacje. Największe połowy rzeczne tego gatunku miały miejsce w Wiśle w 1953 r., kiedy złowiono 188 ton certy (Brylińska 2000). Jednak presja antropogeniczna, w tym nadmierne połowy, zabudowa hydrotechniczna rzek i zanieczyszczenie wód spowodowały drastyczny spadek jej pogłowia, co miało miejsce zwłaszcza w latach 60-70. ubiegłego wieku (Wiśniewolski 1987, Brylińska 2000, Witkowski i in. 2009). Szczególnie negatywny wpływ na populacje ryb wędrownych, w tym certy, wywarły przegrody rzeczne (Bartel i Kleszcz 2008).

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. Certa ze zbiornika we Włocławku. Charakterystyczną cechą gatunku jest wyraźny „nos” utworzony przez grube mięsiste wargi (fot. J. Wolnicki).

W Polsce już od końca lat 90. ubiegłego wieku do obecnych dni podejmowane są działania zmierzające do restytucji certy w obszarach jej historycznego występowania. Konieczność odtwarzania zasobów ryb dwuśrodowiskowych, w tym certy, wynika z umów międzynarodowych. Certa znajduje się w wykazie gatunków zwierząt objętych przepisami Konwencji o ochronie dzikiej flory i fauny europejskiej oraz ich siedlisk (tzw. Konwencja Berneńska), którą Rząd Polski ratyfikował w 1996 r. oraz w Konwencji o ochronie środowiska morskiego obszaru Morza Bałtyckiego, ratyfikowanej 8 października 1999 r. i obowiązującej od 17 stycznia 2000 r.

Odbudowa populacji certy jest długotrwałym i kosztownym procesem, wymagającym odtworzenia naturalnych szlaków jej migracji tarłowych, budowy korytarzy ekologicznych, ponownego udrażniania rzek oraz ochrony nielicznych

ocalałych populacji dzikiej certy i miejsc jej rozrodu, a także produkcji materiału zarybieniowego. Obecnie mamy w kraju kilkanaście szczątkowych populacji tego gatunku. Występują one w dorzeczu Odry, Wisły i rzekach Przymorza (Panagiotopoulou i in. 2014). Ich stan jednak nie jest zadowalający i tylko zarybienia pozwalają utrzymać je na bezpiecznym poziomie liczebności. Dla zachowania bioróżnorodności przy zarybianiu konieczne jest przestrzeganie zasady ochrony genetycznej populacji – wychowany materiał zarybieniowy musi być wypuszczony do rzeki, w której złowiono tarlaki użyte do pozyskania ikry (Bartel i Kleszcz 2008, Kempter 2010). Stąd też poszczególne ośrodki zarybieniowe zajmują się produkcją materiału zarybieniowego certy na rzecz konkretnych dorzeczy i populacji, np. Ośrodek Zarybieniowy PZW w Szczodrem produkuje materiał zarybieniowy certy na potrzeby dorzecza Odry, wykorzystując do tego celu stada tarlaków pochodzących z rzek Baryczy i Płocicznej. Ośrodek Zarybieniowy PZW w Goleniowie zapewnia materiał certy na potrzeby Regi, a kilka innych ośrodków (np. Ośrodek Zarybieniowy Czarci Jar, Mszana Dolna, Sieniawa i in.) zajmuje się produkcją materiału na rzecz dorzecza Wisły.

Głównym sposobem przywracania cennych gatunków ichtiofauny w rzekach jest sztuczny rozród oraz podchów młodych stadiów w warunkach kontrolowanych z przeznaczeniem na zarybienia. Technologia produkcji materiału zarybieniowego certy jest już dość dobrze opanowana, choć jeszcze wymaga doskonalenia. Materiałem zarybieniowym może być wylęg żerujący, narybek letni, jesienny lub wiosenny.

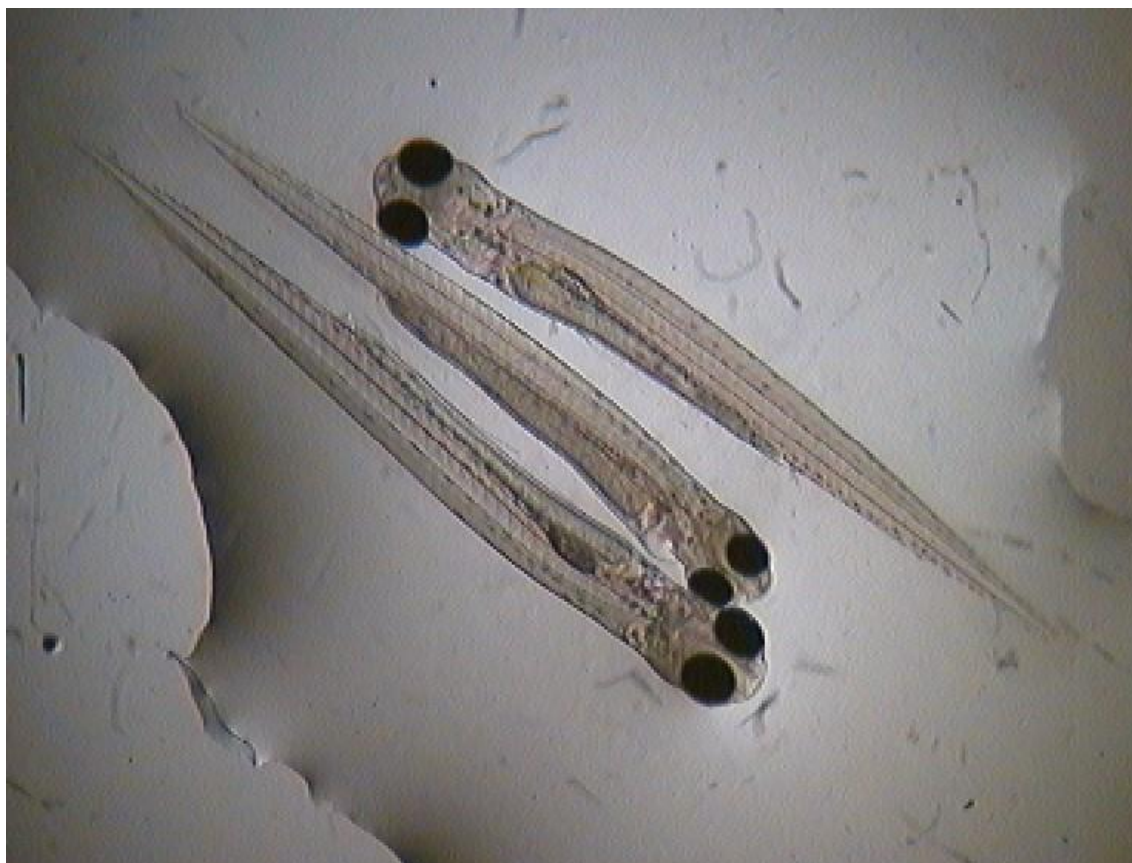
Zarybienia certą prowadzone są ze środków PZW, w ramach realizacji programów zarybiania polskich obszarów morskich, a niekiedy finansowane także przez lokalne samorządy i inne źródła.

2. Rozwój larwalny certy

Tuż po wykluciu larwy certy nie są aktywne. Przenosi się je ze słoików Weissa do basenów podłączonych do systemu z filtracją i recyrkulacją wody, gdzie przyczepiają się one do dna i ścianek zbiornika i w takich warunkach przez kilka dni resorbują substancje odżywcze zgromadzone w pęcherzyku żółtkowym.

Ostaszewska i in. (1997) opisali rozwój larwalny certy w warunkach kontrolowanych w temperaturze wody wynoszącej około 18,5°C. Przeciętna długość całkowita larw certy tuż po wykluciu wynosiła 6,08 mm. Korzelecka-Orkisz i in. (2006) podają z kolei, że długość świeżo wyklutych larw jest zależna od temperatury inkubacji i wynosi od 5,8 do nawet 6,9 mm. Głowa świeżo wyklutych larw jest wyraźnie zagięta ku dołowi i dotyka dużego, gruszkowatego pęcherzyka żółtkowego. Proces pigmentacji oczu rozpoczyna się dopiero po wykluciu. Otwór gębowy pozostaje jeszcze zamknięty, a larwy są mało ruchliwe, przeważnie leżą na dnie zbiornika i na tym etapie wykazują fofotaksję ujemną, a zatem w pierwszych dniach po wykluciu należy im zapewnić lekkie zacienienie i chronić je przed intensywnym oświetleniem. W przypadku zbyt intensywnego światła larwy certy będą się grupowały ciasno koło siebie przy krawędziach zbiornika, co przyczynia się do zwiększonej śmiertelności.

W trzecim dniu po wykluciu pojawia się pigmentacja ciała (Ostaszewska i in. 1997), głowa jest już całkowicie wyprostowana, a pęcherzyk żółtkowy zresorbowany blisko w połowie (fot. 2). W czwartym dniu otwór gębowy larw jest już otwarty, a dolna szczeka ruchoma. Larwy stają się bardziej aktywne, zaczynają podpływać do powierzchni lustra wody i próbują zaczerpnąć powietrza, aby napęczyć pęcherz pławny. Następnie powoli opadają na dno i odpoczywają. W piątym, szóstym dniu larwy pływają już aktywnie z napętnioną tylną komorą pęcherza pławnego (Pliszka 1953, Ostaszewska i in. 1997), mają ruchliwe oczy, duże, choć nie w pełni jeszcze rozwinięte skrzela i ruchome pokrywy skrzelowe. Mają one wtedy długość 7,7-8,1 mm i masę ciała 2,0-2,3 mg (Wolnicki 1996, Kujawa i in. 2006, Mamcarz 2008). Dla porównania, w 25 °C larwy certy pływały swobodnie już w czwartym dniu po wykluciu (Wolnicki 1996). W momencie napętnienia pęcherza pławnego, pęcherzyk żółtkowy jest już w ponad trzech czwartych zresorbowany (Ostaszewska i in. 1997). Aktywne pływanie jest w tym okresie niezbędne dla przetrwania zarówno w naturze, jak i w warunkach kontrolowanych, umożliwiając larwom zdobycie pierwszego pożywienia oraz ucieczkę i ukrycie się w razie zagrożenia. Na tym etapie larwy nie unikają już światła.

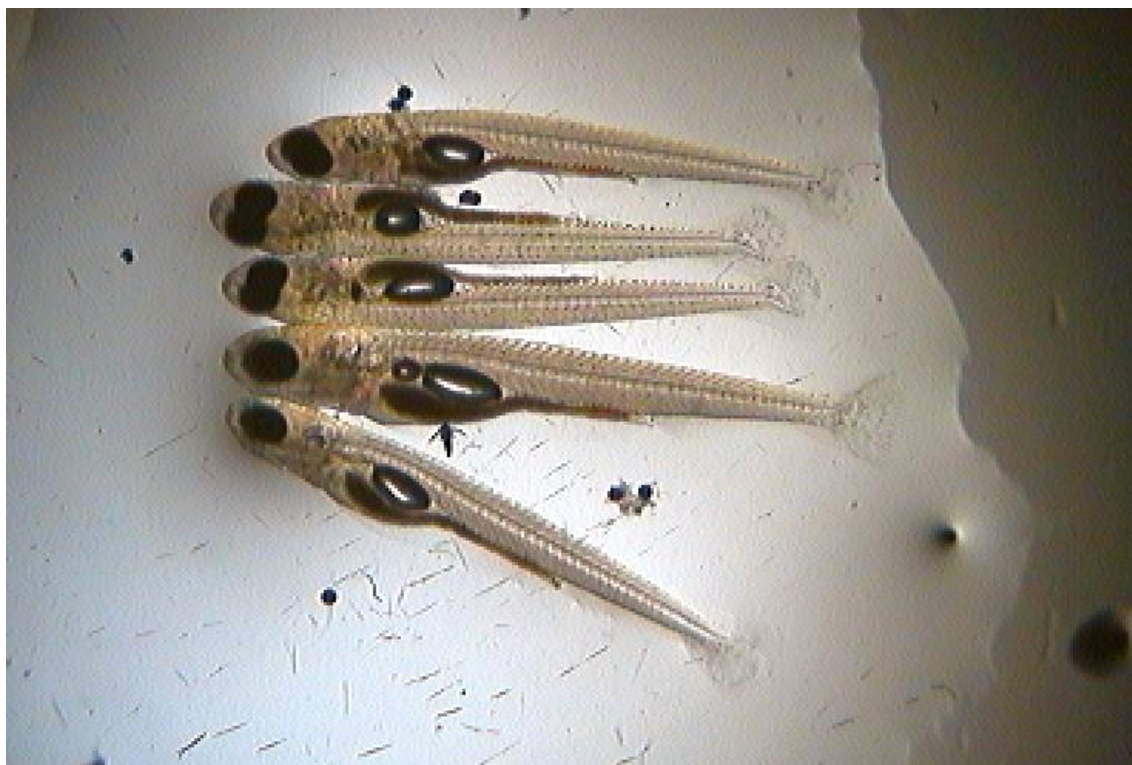


Fot. 2. Larwy certy tuż przed napełnieniem tylnej komory pęcherza pławnego (fot. J. Sikorska).

Napełnienie pęcherza pławnego (fot. 3) i przejście z odżywiania endogennego na egzogenne jest jednym z krytycznych momentów we wczesnym rozwoju larwalnym. Larwy, które nie zdołają napełnić pęcherza pławnego są pozbawione zdolności swobodnego pływania, zużywają nadmierne ilości energii na poruszanie się i w warunkach naturalnych nie miałyby szansy na aktywne zdobywanie pokarmu i przeżycie.

W 8. tygodniu rozwoju postembrionalnego całkowicie zanika fałd embrionalny i zaczynają się formować łuski (Ostaszewska i in. 1997). Proces ten uznaje się za końcowe stadium okresu larwalnego i przejście w okres młodociany, co ma miejsce przy długości całkowitej 20-24 mm (Buras i Wolnicki 1996, Brylińska 2000).

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. Larwy certy na różnym etapie napełniania pęcherza pławnego (fot. J. Sikorska).

3. Podchów larw certy w warunkach kontrolowanych

Najmłodsze stadia rozwojowe certy są zdecydowanie ciepłolubne. Za temperaturę optymalną dla wzrostu larw i młodocianych osobników certy uważa się 28 °C (Wolnicki i in. 2000). Nie oznacza to jednak optymalnej temperatury podchowu tego gatunku w warunkach kontrolowanych. Ta, z wielu powodów, powinna być o kilka stopni niższa. Eskalując tempo wzrostu larw czy ryb młodocianych do wartości maksymalnych, narażamy ryby na ryzyko wystąpienia niedoboru niezbędnych składników odżywczych, np. witamin i minerałów, co w konsekwencji często prowadzi do występowania licznych deformacji ciała i spadku jakości biologicznej podchowyanego materiału. Ponadto temperatura 28 °C, choć optymalna dla wzrostu, ma istotny negatywny wpływ na niektóre parametry krwi ryb karpiowatych – dłuższy podchów w tej temperaturze może prowadzić do spadku odporności, zmniejszonej aktywności krwiotwórczej i leukopenii (Sikorska i in. 2018).

Wybór temperatury podchowu powinien być uzależniony od planowanego czasu podchowu i wielkości osobniczej ryb, jaką chcemy osiągnąć. W praktyce zaleca się stosowanie do podchowu larw certy temperatur z zakresu 21-25 °C. Jeżeli natomiast planujemy zarybić staw wylęgiem podchowany przez bardzo krótki okres (dzień lub kilka dni), to nie ma sensu podgrzewać wody w systemie recyrkulacyjnym do 25 °C, skoro łąda dzień larwy mają trafić do stawu, w którym temperatura wody będzie znacznie niższa. W takim wypadku wystarczy zapewnić im w wylęgarni temperaturę około 18 °C (Kleszcz i in. 2001b).

W warunkach naturalnych pierwszym pokarmem egzogennym larw certy jest plankton roślinny, głównie okrzemki i sinice, a także wrotki, larwy skorupiaków i detrytus (Czerniawski i in. 2014, Kaczmarczyk i Panagiotopoulou 2014). W warunkach kontrolowanych pierwszym pokarmem egzogennym dla larw tego gatunku powinny być świeżo wyklute naupliusy solowca (*Artemia* sp.), które są bogatym źródłem białka i witamin. Pokarm ten może wydawać się drogi, gdyż wysokiej jakości cysty solowca kosztują obecnie 650-700 PLN kg⁻¹, jednak pierwsze dni po rozpoczęciu aktywnego żerowania przez larwy, to nie czas na oszczędności na pokarmie. Dobrej jakości cysty solowca pozwalają po około 24 h inkubacji uzyskać ponad 90-procentowe wyklucie naupliusów, a te po umieszczeniu w słodkiej wodzie potrafią potem przeżyć przez co najmniej kilka godzin bez utraty swoich wartości odżywczych. Inkubację solowca należy prowadzić w 28-29 °C według instrukcji podanej na opakowaniu przez producenta. Zazwyczaj na każdy litr wody przeznaczonej do inkubacji dodaje się 25-35 g niejodowanej soli (NaCl). Żywe naupliusy solowca kilka godzin po wykluciu mają zwykle wielkość 400-500 µm (Hamáčková i in. 2009) i są przez larwy ryb bardzo chętnie zjadany pokarmem. Nie jest natomiast zalecane stosowanie suchych pasz przemysłowych jako pokarmu podstawowego, zwłaszcza od początku odżywiania egzogenne, gdyż negatywnie wpływa to na wzrost larw, ich przeżywalność, a także na jakość biologiczną (Wolnicki 2005).

Większość gatunków ryb karpiowatych uchodzi za trudne obiekty podchowu w warunkach kontrolowanych z użyciem pasz startowych. Podchów larw certy został opisany m.in. w pracach Wolnickiego (1996), Hliwy i in. (2006), Kujawy i in. (2006) i Hamáčkovéj i in. (2009). Wszyscy ci autorzy największe przyrosty długości i masy ciała uzyskali u larw certy żywionych przez cały okres podchowu naupliusami solowca, zaś najniższe przyrosty stwierdzono u larw żywionych od początku paszami (tab. 1).

Tabela 1. Porównanie wzrostu i przeżywalności larw certy podchowujących przez 20 dni w warunkach kontrolowanych z użyciem różnych diet (temperatura podchowu 25 °C, zagęszczenie 40 larw l⁻¹; Wolnicki 1996)

Dieta	BW (mg)	TL (mm)	Przeżywalność (%)
żywe naupliusy solowca	110,9 ± 13,7 ^a	23,3 ± 0,8 ^a	99,2
zdekapsułowane cysty solowca	62,8 ± 11,4 ^b	18,9 ± 1,0 ^b	98,9
pasza AZ 200	20,9 ± 6,4 ^c	14,3 ± 1,1 ^c	99,1

BW – masa ciała, TL – długość całkowita.

Wielu hodowców i producentów materiału zarybieniowego ryb karpiowatych pyta o możliwość stosowania zdekapsułowanych cyst solowca zamiast żywych naupliusów. Biorąc pod uwagę relację ceny zdekapsuowanych cyst solowca do wyników wzrostowych larw certy uzyskanych na takim pokarmie, nie należy ich polecać. Ich cena, choć wyraźnie niższa niż cyst artemii przeznaczonych do inkubowania, obiektywnie wciąż jest bardzo wysoka, a efekty podchowu larw na takim pokarmie jedynie przeciętne (tab. 1).

Z biologicznego punktu widzenia larwy certy najlepiej jest podchowować wyłącznie przy użyciu żywego pokarmu aż do końcowych etapów rozwoju larwalnego, z kolei względy ekonomiczno-techniczne bardziej przemawiają za paszą (Hamáčková i in. 2009). W ciągu ostatnich dwóch dekad nastąpił bardzo duży postęp w dziedzinie

opracowywania receptur pasz startowych i w technologii ich produkcji. Jednakże żadna, nawet najlepsza i najnowocześniejsza pasza nie zastąpi w pełni pokarmu żywego. Stąd najwłaściwsze wydaje się zastosowanie kompromisu w postaci żywienia kombinowanego z wykorzystaniem żywych naupliusów solowca i dobrej jakości paszy komercyjnej, która jest stosunkowo tania i może być wprowadzona do diety po kilku/kilkunastu dniach wstępnego podchowu wyłącznie na pokarmie żywym.

Wyniki Wolnickiego (1996), przedstawione w tabeli 1, pokazują wyraźnie, że pasze przemysłowe nie nadają się do stosowania w podchowcie larw certy od początku odżywiania egzogenego, ze względu na bardzo niskie tempo wzrostu na takim pokarmie. Na dłuższą metę jednak larwy solowca też nie są idealnym pokarmem, ponieważ praktycznie nie zawierają wielonienasyconych kwasów tłuszczowych, takich jak EPA czy DHA (Prusińska i in. 2020). Między innymi dlatego po 10-16 dniach żywienia wyłącznie solowcem do diety larw certy można wprowadzić komercyjną paszę jako dodatek do pokarmu żywego. W okresie larwalnym najlepiej nie rezygnować całkowicie ze stosowania pokarmu żywego, gdyż zapewnia on najwyższe tempo wzrostu oraz pozwala larwom rozwijać umiejętności żerowania, które potem będą potrzebne do aktywnego zdobywania pożywienia w warunkach naturalnych (Czerniawski i in. 2014).

Żywienie larw na tym etapie można oprzeć na powszechnie dostępnych paszach dla ryb karpiowatych lub łososiowatych (Wolnicki 1996, Kujawa i in. 2006). Żywienie kombinacją pokarmu żywego i paszy startowej, w porównaniu do żywienia samą paszą, wpływa korzystnie na tempo wzrostu i przeżywalność larw. Wyniki przeżywalności w takim wypadku zazwyczaj dorównują tym osiąganym na pokarmie żywym, a tempo wzrostu larw jest pośrednie między wynikami uzyskiwanymi na artemii i przy użyciu samej paszy (Wolnicki 2005). Za stosowaniem pokarmu żywego, a w każdym razie za nie rezygnowaniem z niego całkowicie, przemawiają nie tylko najlepsze wyniki wzrostowe i przeżywalności, ale również niekorzystne zmiany histologiczne zachodzące w przewodzie pokarmowym larw certy w przypadku stosowania samej paszy. Wprawdzie Hliwa i in. (2006) stwierdzili, że zarówno u larw certy żywionych żywymi naupliusami solowca, jak i paszą Ewos AgloNorse, nabłonek jelita był zbudowany z prawidłowo ukształtowanych enterocytów z centralnie położonymi jądrami, jednakże w grupie

żywionej paszą w środkowej części jelita w enterocytach obserwowano drobne wakuole lipidowe, których obecność świadczy o redukcji tempa syntezy lipoprotein. Brak wakuoli lipidowych w nadjądrowej powierzchni enterocytów w grupie żywionej solowcem wskazywał, że substancje lipidowe, pobierane i trawione w jelicie, były transportowane przez system krwionośny, zaś w grupie żywionej paszą nastąpiło zahamowanie procesów trawienia wewnątrzkomórkowego, świadczące o niższej aktywności enzymów trawiennych odpowiedzialnych za te procesy.

Larwy certy karmi się *ad libitum*, najlepiej w odstępach nie dłuższych niż 2-3 godziny przez 12-15 godzin w ciągu doby. Niektórzy autorzy zalecają nawet 18-godzinny okres żywienia larw w ciągu doby. Oznacza to konieczność dostarczania naupliusów solowca w ilości stanowiącej 200-250% biomasy ryb dziennie w czasie pierwszych 5 dni podchowu, a następnie 100-120% (Wolnicki 2005). Im wyższa temperatura wody, tym dłuższy powinien być okres dostępności pokarmu w ciągu doby. Dobrą praktyką jest ręczne zadawanie pokarmu, gdyż pozwala ono lepiej kontrolować rzeczywiste potrzeby larw względem ilości pokarmu. Larw nie należy przekarmiać, zwłaszcza paszą, gdyż mogą się zdarzyć przypadki śnięć wywołane nadmiernym przejedzeniem. Ponadto zalegający na dnie zbiornika niezjedzony pokarm przyczynia się do pogorszenia jakości wody.

Fotoperiod w trakcie podchowu larw powinien być dostosowany do okresu dostępności pokarmu w ciągu doby. Jeśli larwy są karmione w przedziale czasowym od 8.00 do 20.00, to fotoperiod powinien wynosić 13D (dzień):11N (noc). Jeżeli natomiast karmimy larwy przez 15 h na dobę, to fotoperiod powinien być ustawiony na 16D:8N.

W odpowiednich warunkach podchowu przeżywalność larw certy jest bardzo wysoka i to bez względu na fakt czy dietę stanowi wyłącznie pokarm żywy, czy komercyjne pasze stosowane po wstępnym podchowcie na artemii. U larw certy, w przeciwieństwie do jazia czy klenia, nie obserwuje się zjawiska kanibalizmu (Wolnicki 2005). Wolnicki (1996) po 20 dniach podchowu larw certy w zagęszczeniu 40 osobn. l⁻¹ i w temperaturze 25 °C uzyskał bardzo wysoką przeżywalność – od 98,9 do 99,2% – stosując żywe naupliusy lub zdekapsułowane cysty artemii, a nawet paszę karpiową. Wysokie wartości przeżywalności na paszy Ewos AgloNorse otrzymali także Hliwa i in.

(2006). Ale już Kujawa i in. (2006), stosując komercyjne pasze od początku odżywiania egzogenne, uzyskali przeżywalność jedynie rzędu 43% (pasza pstrągowa) lub 54% (pasza karpiova). Jednak w badaniach Kujawy już 5 dni wstępnego żywienia larw certy żywym solowcem pozwoliło istotnie poprawić końcową przeżywalność larw, która wyniosła w takim wypadku 73-93% w zależności od tego czy stosowano paszę pstrągową, czy karpiova.

Wpływ zagęszczenia larw na ich wzrost i przeżywalność (tab. 2) badał u certy Kujawa (2004), prowadząc swoje doświadczenie w temperaturze 25 °C. Biorąc pod uwagę uzyskane przez niego wyniki oraz dane zebrane przez Wolnickiego (2005), dla praktyki można rekomendować w zależności od wielkości larw wartości zagęszczenia od 100 osobn. l⁻¹ w początkowym okresie podchowu do 50 osobn. l⁻¹ w późniejszym czasie. W cytowanej wyżej publikacji wykazano również, że dla tempa wzrostu większe znaczenie od zagęszczenia larw miały techniki ich żywienia, zwłaszcza rodzaj zadawanego pokarmu i długość okresu żywienia w ciągu doby.

Tabela 2. Wpływ zagęszczenia obsad na wzrost i przeżywalność larw certy podchowywanej w warunkach kontrolowanych w temperaturze 25 °C (Kujawa 2004).

Zagęszczenie (osobn. l⁻¹)	BW (mg)	TL (mm)	Przeżywalność (%)
25	89,0	21,5	99,7
50	71,1	20,3	99,6
75	58	18,0	99,4

BW – masa ciała, TL – długość całkowita.

W przypadku braku wolnego miejsca w podchowalni, możliwy jest krótkotrwały podchów larw certy (do trzech tygodni) w bardzo wysokich zagęszczeniach (około 250 osobn. l⁻¹; Kleszcz i in. 2001b), lecz wówczas w stosunkowo niskiej temperaturze (16-18°C).

4. Podchów osobników młodocianych

Wbrew pozorom podchów stadiów młodocianych certy wcale nie jest łatwiejszy od podchowu larw. Młodociana certa (fot. 4), podobnie jak larwy tego gatunku, jest zdecydowanie ciepłolubna. Jednak jej podchów może się odbywać w nieco niższych temperaturach wody niż podchów larw. Na ogół stosuje się temperatury z zakresu 20-23 °C i zagęszczenia od 2,5 do 6 osobn. l⁻¹ (Wolnicki 2005) w zależności od wielkości osobniczej. Na przykład zagęszczenie podchowywanej certy w przedziale wielkości od 0,5 do 1,0 g nie powinno przekraczać 5 osobn. l⁻¹ (Wolnicki i in. 2000). Jedynie na początku okresu młodocianego można sobie pozwolić na zagęszczenia do 20 osobn. l⁻¹. Przy zbyt wysokich zagęszczeniach ryb mogą wystąpić problemy z utrzymaniem właściwego nasycenia wody tlenem, a ryby reofilne są pod tym względem bardzo wymagające. U ryb młodocianych na ogół stosuje się fotoperiod 12L:12D, a żywienie ogranicza się do 3-4 razy w ciągu doby.



Fot. 4. Młodociana certa o długości całkowitej 25-30 mm pochodząca z warunków kontrolowanych (fot. J. Sikorska).

Ze względu na efektywność działania biofiltra minimalna temperatura podchowu certy w RAS to 15 °C (Lepič i in. 2019), przy czym podchów w tej temperaturze jest bardzo mało wydajny, biorąc pod uwagę bardzo niskie tempo wzrostu ryb ($SGR = 0,3\% d^{-1}$) i wysoki współczynnik wykorzystania pokarmu ($FCR = 3,37$). Znacznie lepsze wyniki podchowu ci sami autorzy uzyskali w temperaturze 18°C ($SGR = 0,76\% d^{-1}$, $FCR = 1,65$), zaś najlepsze w 21°C ($SGR = 0,93\% d^{-1}$, $FCR = 1,59$). W tej ostatniej temperaturze 5-miesięczna certa żywiona przez pół roku paszą Aller Futura MP EX zwiększyła swoją średnią masę ciała z 1,4 g do około 9,0 g przy zagęszczeniu 4 osobn l^{-1} .

Tabela 3. Porównanie tempa wzrostu i przeżywalności młodocianej certy podchowwanej w warunkach kontrolowanych z użyciem różnych diet (temperatura podchowu 25 °C; Wolnicki 2005).

Dieta	Czas (dni)	BW₀ (g)	BW_K (g)	RGR (% d⁻¹)	Przeżywalność (%)
pasza AZ 200	30	0,11	0,47	4,94	100
pasza Aller Krystal		0,11	0,3	3,41	100
pasza Aller Futura	60	1,64	5,4	2,01	100
mrożone larwy		1,64	4,97	1,87	100
Chironomidae					

BW₀ – początkowa masa ciała, BW_K – końcowa masa ciała, RGR – względne tempo wzrostu masy ciała liczone wg wzoru $RGR = 100 (e^G - 1)$, gdzie $G = (\ln BW_K - \ln BW_0) / \Delta t$; Δt – okres wzrostu ryb w dniach.

W warunkach kontrolowanych podstawę diety ryb młodocianych ze względów ekonomicznych muszą stanowić komercyjne pasze przemysłowe, które – z jednej strony – są ogólnodostępne, wygodne w dawkowaniu i przechowywaniu oraz znacznie tańsze niż pokarm naturalny; z drugiej jednak strony nie ma na rynku pasz przemysłowych w pełni dostosowanych do potrzeb reofilnych ryb karpiowatych. Zazwyczaj hodowcy i producenci materiału zarybieniowego certy muszą się opierać na komercyjnych paszach

przeznaczonych dla pstrąga lub karpia. Dlatego najlepiej, aby były to dobrej jakości pasze renomowanych producentów. Zapewniają one wysokie tempo wzrostu ryb i bardzo dobrą przeżywalność, zazwyczaj bardzo bliską 100% (tab. 3). Tempo wzrostu młodych osobników certy na paszach jest zbliżone do tego uzyskanego na pokarmie naturalnym, a przy intensywnym żywieniu może być nawet wyższe (Sikorska i in. 2007).

Podobnie jak to miało miejsce u larw, u młodocianej certy o wiele lepsze wyniki wzrostowe uzyskiwano przy żywieniu paszą dla ryb karpiowatych niż paszami dla ryb łososiowatych (Wolnicki 1996). Jednakże obecnie dostępne na rynku pasze dla pstrąga są pod względem jakościowym znacznie lepsze niż te stosowane dwie dekady temu, dlatego one również mogą być z powodzeniem stosowane w podchowcie młodocianej certy – pod jednym wszakże warunkiem: czy to pasza pstrągowa, czy pasza karpiowa, ryby nie mogą być nią żywione zbyt intensywnie. Większość dostępnych na rynku pasz przemysłowych w warunkach intensywnego żywienia (na poziomie sytości lub powyżej progu sytości) w krótkim czasie może bowiem przyczynić się do powstania widocznych gołym okiem deformacji ciała. Problem ten szczególnie często dotyczy najmłodszych, szybko rosnących osobników różnych gatunków ryb karpiowatych.

Producenci materiału zarybieniowego certy powinni być świadomi faktu, że ryby karpiowate, jako zwierzęta beżżołądkowe, mają trudności z trawieniem i przyswajaniem pasz przemysłowych, zwłaszcza że te często zawierają ponad 10% tłuszczu i są dla nich po prostu za tłuste. Wysoka temperatura wody i intensywne żywienie takimi paszami sprzyjają otluszczeniu ryb, a więc i podwyższonej wartości współczynnika kondycji. Prawidłowy współczynnik kondycji u młodocianej certy ważącej 5-6 g (fot. 5) wynosi około 0,7 (0,7-0,73; Wolnicki 2005, Sikorska i in. 2007). Podobne wartości współczynnika kondycji u certy ważącej nieco poniżej 1 g obserwowali Myszkowski i in. (2006), przy czym ryby żywione paszą miały wyższy współczynnik kondycji (0,72) niż ryby żywione mrożonymi larwami Chironomidae (0,67). U certy wartości współczynnika kondycji zbliżające się do 0,8 lub przekraczające tę wartość mogą świadczyć o nadmiernym otluszczeniu ryb, czemu towarzyszy obniżona zawartość w ciele popiołu, czyli wszystkich składników mineralnych. Efekt ten jest bardzo charakterystyczny dla młodocianych ryb karpiowatych wykazujących deformacje ciała powstałe w skutek

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.**

intensywnego stosowania pasz. Problem niedoboru substancji mineralnych w organizmie ryb pochodzących z akwakultury nie wynika jednak z deficytu makropierwiastków w komercyjnych paszach. Te na ogół zawierają dostatecznie dużo wapnia, fosforu i magnezu, czyli pierwiastków kluczowych dla prawidłowej mineralizacji szkieletu, niż pokarm naturalny. Najczęstszą przyczyną niedoboru wymienionych pierwiastków w organizmie ryb jest ich słaba przyswajalność z paszy, co ma miejsce zwłaszcza u bezzołędkowych gatunków ryb, które nie mają zdolności do trawienia pokarmu w środowisku kwaśnym, lecz robią to w środowisku zbliżonym do obojętnego lub lekko zasadowym.



Fot. 5. Narybek certy o masie ciała od około 4 g do 8 g pochodzący z warunków kontrolowanych (fot. J. Sikorska).

Podatność na deformacje ciała powstałe na tle pokarmowym wśród ryb karpiowatych jest silnie zróżnicowana gatunkowo (Sikorska 2012), chociaż przy intensywnym żywieniu paszami nieprawidłowości morfologiczne są zjawiskiem dosyć powszechnym u większości gatunków. Najczęściej spotykane są deformacje kręgosłupa: skolioza (skrzywienie boczne), lordoza (skrzywienie w kierunku brzuszyn) lub kifoza (skrzywienie w kierunku grzbietowym), ponadto niedorozwój lub wygięcie pokryw skrzelowych, deformacje szczęk i promieni płetw, a także nienaturalne ubarwienie ciała. Na szczęście certa w młodocianym okresie życia należy do grupy gatunków raczej mało podatnych na występowanie deformacji. W dwumiesięcznym doświadczeniu Sikorskiej (2012) żywienie młodocianej certy paszą Aller Futura na poziomie zbliżonym do sytości (dzienna dawka około 2,5% biomasy obsady) doprowadziło do nieprawidłowości morfologicznych u 11% osobników. Dla porównania ten sam system żywienia u brzany i świnki w ogóle nie powodował problemów z nieprawidłowym pokrojem ciała. Najgorzej z reofilnych ryb karpiowatych na żywienie wspomnianą paszą zareagował jaź, u którego aż 86% osobników wykazywało deformacje ciała, głównie skrzywienia kręgosłupa w odcinku ogonowym. Wysoki udział osobników o nieprawidłowej budowie ciała obserwowano także u klenia (50%). Występowanie tak dużych różnic w podatności na deformacje ciała świadczy o bardzo zróżnicowanej gatunkowo efektywności trawienia pasz przemysłowych i przyswajania zawartych w nich składników odżywczych w obrębie tej samej rodziny.

W doświadczeniu Sikorskiej i in. (2007) intensywne żywienie młodocianej certy paszą Aller Futura przy średniej dziennej dawce wynoszącej około 3,5% biomasy ryb (od 5% na początku doświadczenia do 2,5% na koniec) doprowadziło do nieprawidłowości morfologicznych aż u 51% osobników, podczas gdy żadnych nieprawidłowości nie stwierdzono w przypadku intensywnego stosowania pokarmu naturalnego w postaci mrożonych larw Chironomidae. Niestety ten pokarm naturalny, choć zaspokaja wszystkie potrzeby pokarmowe ryb i nie wywołuje deformacji ciała nawet przy intensywnym żywieniu, jest bardzo drogi i jego szerokie stosowanie w komercyjnym podchowie ryb karpiowatych jest nieuzasadnione ekonomicznie.

Najbardziej charakterystycznym objawem zbyt intensywnego żywienia ryb paszami, oprócz widocznych deformacji ciała, jest spadek zawartości całkowitego popiołu (tj. substancji mineralnych) w ciele ryb, połączony ze stopniowym wzrostem zawartości tłuszczu (Kamler i in. 2006, Wolnicki i in. 2006). Może temu towarzyszyć spadek tempa wzrostu, spowodowany dostrzegalną po pewnym czasie utratą apetytu u przekarmionych i nadmiernie otluszczonych ryb. W wysokiej temperaturze wody (25 °C) do ujawnienia się negatywnych skutków intensywnego stosowania pasz u większości gatunków wystarcza stosunkowo krótki okres żywienia, wynoszący najwyżej 2-3 miesiące, a najczęściej zaledwie jeden miesiąc (Sikorska 2012).

Najlepszym zatem sposobem żywienia młodych stadiów ryb karpiowatych, w tym certy, w warunkach kontrolowanych jest pozwalanie rybom najadać się do poziomu bliskiego sytości, ale bez przekarmiania, lub nawet nieco poniżej poziomu sytości. W praktyce oznacza to podawanie młodej cercie paszy w ilościach, które dziennie nie przekraczają poziomu 2,5-3,0% biomasy ryb w obsadzie, co w temperaturze wody 25 °C lub nieco niższej będzie całkowicie wystarczające. W tabeli 4 przedstawiono główne różnice w warunkach podchowu certy w larwalnym i młodocianym okresie życia.

Do wszelkich manipulacji, takich jak pomiary masy ciała i długości, sortowanie, rutynowe przeglądy zdrowotne, ryby powinny być wprowadzane w stan znieczulenia ogólnego za pomocą anestetyku, co pozwala znacznie ograniczyć u nich stres i ułatwia pracę personelowi. Do niedawna najczęściej stosowanym anestetykiem do takich celów był 2-fenoksyetanol, obecnie wyparty ze względu na unijne ograniczenia przez preparat MS-222. Bezpieczne stężenie tego drugiego środka wynosi dla certy 100 mg l⁻¹, a czas kąpieli powinien trwać do 10 minut (Lepič i in. 2014). Należy podkreślić, że skuteczność działania MS-222 zależy od wielu czynników środowiskowych, takich jak temperatura wody, jej odczyn (pH), twardość i zasolenie oraz nasycenie tlenem, ale także od gatunku, wieku i wielkości ryb. Dlatego po przygotowaniu roztworu zawsze należy najpierw upewnić się na kilku osobnikach, czy przygotowany roztwór i czas ekspozycji jest bezpieczny dla ryb.

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

Tabela 4. Porównanie podstawowych warunków podchowu certy w warunkach kontrolowanych zalecanych w okresie larwalnym i młodocianym.

Warunki	Larwy	Ryby młodociane
	21-25	
temperatura (°C)	(nieco niższa od optymalnej dla wzrostu)	20-23
zagęszczenie (osobn. l ⁻¹)	100→50	20→5
	początkowo: pokarm	
dieta	żywy; potem: pasze przemysłowe	tylko pasze przemysłowe
żywienie	ad libitum (co 3 h, 15-18 h/dobę)	niedługo poniżej sytości (2,5-3,0 % biom. ryb/dzień, 12 h/dobę)

5. Jakość wody

W trakcie podchowu larw i młodocianych osobników certy należy zwracać uwagę na jakość wody. Szczególne znaczenie ma to w przypadku intensywnego podchowu. Tempo akumulacji materii organicznej w systemie recyrkulacyjnym, wynikające z karmienia ryb, jest bardzo wysokie i przy nieefektywnym działaniu filtra biologicznego może mieć negatywny wpływ na ich zdrowie i przeżywalność. Dobrą praktyką jest zatem systematyczne kontrolowanie podstawowych parametrów jakości wody w systemie recyrkulacyjnym, w tym temperatury i zawartości tlenu codziennie, a pozostałych parametrów (zwłaszcza amoniaku i azotynów) raz na tydzień lub częściej w razie potrzeby.

Bezpieczny odczyn wody w podchowie certy mieści się w zakresie 6,0-9,0 pH. Zawartość tlenu rozpuszczonego w wodzie nie powinna spadać poniżej 50-60% nasycenia. W razie potrzeby należy włączyć dodatkowe urządzenia napowietrzające lub natleniające wodę. Amoniak w postaci niejonizowanej (NH₃ i NH₄OH) gromadzący się

w wodzie, w której przetrzymywane są ryby, jest dla nich silnie szkodliwy (Opuszyński 1979). Jego zawartość w wodzie w trakcie podchowu certy nie powinna być wyższa niż $0,1 \text{ mg l}^{-1}$, zaś krytyczne stężenie tego związku to $0,3\text{-}0,4 \text{ mg l}^{-1}$. Amoniak w wodzie stopniowo ulega procesowi utleniania za sprawą bakterii nitryfikacyjnych rozwijających się w złożu biologicznym filtra. Jest on wtedy przekształcany w silnie toksyczne azotyny (N-NO_2), a następnie w azotany (N-NO_3). Zawartość azotynów powinna się utrzymywać poniżej $0,05 \text{ mg l}^{-1}$, gdyż w wyższych stężeniach są one bardzo toksyczne. Średnie letalne stężenie azotynów (LC_{50}) po 24 h ekspozycji dla różnych gatunków ryb karpiowatych wynosi od 41 do 45 mg l^{-1} , a w przypadku 48-h ekspozycji spada do $18\text{-}28 \text{ mg l}^{-1}$ (Korwin-Kossakowski i in. 1996). Azotany z kolei nie są groźne dla ryb. Wysokie stężenia azotanów są dosyć typowe dla zamkniętych systemów podchow ryb. Ich zawartość w wodzie w RAS może osiągać kilkadziesiąt miligramów (Żarski i in. 2008), zaś letalne stężenia przekraczają 1000 mg l^{-1} (Karpiński 1994).

Wszelkie nietypowe zmiany zachowania ryb, np. utrata apetytu, zaprzestanie aktywnego pływania, trzymanie się ryb przy dnie zbiornika albo gromadzenie przy powierzchni wody lub przy dopływie, odłączanie się niektórych osobników od stada i ich osowiałe zachowanie powinny być powodem do niepokoju i pierwsze co należy zrobić w takiej sytuacji, to sprawdzić jakość wody, zwłaszcza temperaturę (zdarzają się awarie czujników temperatury i błędne wskazania na wyświetlaczu), poziom nasycenia tlenem, zawartość amoniaku i azotynów. Podobnie czujność powinno wzbudzić zmętnienie i/lub spienienie wody w zbiorniku z rybami. W przypadku przekroczenia bezpiecznych wartości azotowych produktów przemiany materii, tj. amoniaku i azotynów, należy wstrzymać karmienie ryb i zwiększyć dopływ świeżej wody do systemu. Szczególnej uwagi i ostrożności wymagają systemy recyrkulacyjne, które zostały niedawno uruchomione. Wymagają one wykonania próby działania i sprawdzenia efektywności filtra. W ustabilizowanym systemie recyrkulacyjnym zawartość azotynów nawet przy dużym obciążeniu filtra rzadko przekracza $0,5 \text{ mg l}^{-1}$, natomiast w świeżo uruchomionym systemie wartości tego parametru mogą przekraczać nawet 15 mg l^{-1} , co stanowi śmiertelne zagrożenie dla ryb.

6. Literatura

- Bartel R., Kleszcz M 2008 – Zarybianie rybami wędrownymi w Polsce – Użytkownik Rybacki-Nowa Rzeczywistość, PZW: 127-133.
- Brylińska M. (red.) 2000 – Ryby słodkowodne Polski – Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa: 521 ss.
- Buras P, Wolnicki J. 1996 – Formation and growth of scales in juvenile vimba *Vimba vimba* (L.) under experimental conditions – Archives of Polish Fisheries 4(1): 91-100.
- Czerniawski R., Domagała J., Krepski T., Sługocki Ł., Pilecka-Rapacz M. 2014 – Results of stocking experiment with vimba bream (*Vimba vimba* L.) reared on either live zooplankton or prepared food – EJPAU 17(3), #14; On-line: <http://www.ejpau.media.pl/volume17/issue3/art-14.html> in. 2014.
- Hamáčková J., Prokes M., Kozák P., Stanny L.A., Policar T., Baruš V. 2009 – Growth and development of vimba bream (*Vimba vimba*) larvae in relation to feeding duration with live and/or dry starter feed. Aquaculture 287: 158-162.
- Hliwa P, Dąbrowski K., Ostaszewska T., Gomułka P., Terjesen B.F., Wolnicki J., Siennicki M. 2006 – Podchów larw certy (*Vimba vimba*) z zastosowaniem pasz eksperymentalnych – W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb karpiowatych i innych gatunków (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, J. Wolnicki, Wydawnictwo IRS Olsztyn: 111-119.
- Lepič P., Blecha M., Kozák P. 2019 – Intensive winter culture of *Chondrostoma nasus* (Linnaeus, 1758) and *Vimba vimba* (Linnaeus, 1758) for spring restocking – Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences 20(2): 97-102.
- Lepič P., Stara A., Turek J., Kozák P., Velisek J. 2014 – The effects of four anaesthetics on haematological and blood biochemical profiles in vimba bream, *Vimba vimba* – Veterinarni Medicina 59(2): 81-87.
- Jurkiewicz A., Pliszka F., Terlecki W. 1953 – Sztuczne rozmnażanie certy, podchów jej potomstwa i zarybianie wód – Gospodarka Rybna V: 5-7.
- Kaczmarczyk P., Panagiotopoulou H. 2014 – Certa - ryba niezwykła – Biologia w szkole 2: 44-50.

- Kamler E., Myszkowski L., Kamiński R., Korwin-Kossakowski M., Wolnicki J. 2006 – Does overfeeding affect tench *Tinca tinca* (L.) juveniles – Aquaculture International 14: 99-111.
- Karpiński A. 1994 – Water quality in intensive fisheries production – Broszura IRS, Olsztyn: 164 ss.
- Kempton J. 2010 – Zmienność genetyczna wybranych populacji certy *Vimba vimba* (L.) na podstawie analizy molekularnej genu cytochromu b w aspekcie ochrony gatunku – Wydawnictwo Uczelniane Zachodniopomorskiego Uniwersytetu Technologicznego w Szczecinie: 70 ss.
- Kleszcz M., Matura M., Witkowski A. 2001a – Certy *Vimba vimba* (L.) – udana próba produkcji materiału zarybieniowego i restytucji w środkowym dorzeczu Odry – Komunikaty Rybackie 1: 15-17.
- Kleszcz M., Witkowski A., Wolnicki J. 2001b – Certy *Vimba vimba* (L.) ze środkowego dorzecza Odry. II. Rozród, podchów wylęgu, chów narybku jesienno w stawach – Komunikaty Rybackie 2: 10-12.
- Korwin-Kossakowski M., Myszkowski L., Kuzuń K. 1996 – Acute toxicity of nitrite to grass carp (*Ctenopharyngodon idella* (Val.)) larvae – Polskie Archiwum Hydrobiologii 43(4): 465-468.
- Korzelecka-Orkisz A., Bronisławska M., Tański A., Szulc J., Formicki K., Winnicki A. 2006 – Wybrane aspekty embriogenezy certy (*Vimba vimba*) w zróżnicowanych warunkach termicznych wody – W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb karpioatych i innych gatunków (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, J. Wolnicki, Wydawnictwo IRS Olsztyn: 69-78.
- Kujawa R.J. 2004 – Biologiczne podstawy podchowu larw reofilnych ryb karpioatych w warunkach kontrolowanych – Rozprawy i Monografie 88, Wydawnictwo UWM w Olsztynie: 88 ss.
- Kujawa R., Hliwa P., Martynia A., Mamcarz A., Kucharczyk D. 2006 – Initial rearing of vimba larvae (*Vimba vimba* L.) under controlled conditions on natural food and commercial fodder – Polish Journal of Natural Sciences 21(2): 971-985.
- Mamcarz A. (Red.) 2008 – Larwikultura reofilnych ryb karpioatych. Olsztyn, 466 ss.

- Myszkowski L., Kamiński R., Kamler E. 2006 – Compensatory growth and matter or energy deposition in *Vimba vimba* juveniles fed natural food or a formulated diet – *Folia Zoologica* 55(2): 211-222.
- Opuszyński K. 1979 – Podstawy biologii ryb – Państwowe Wyd. Rolnicze i Leśne, Warszawa: 591 ss.
- Ostaszewska T., Wojda R., Mizieliński M. 1997 – Swim bladder development in vimba (*Vimba vimba* L.) larvae – *Archives of Polish Fisheries* 5(2): 247-257.
- Panagiotopoulou H., Popović D., Kleszcz S., Stanković A. 2014 – Ocena zmienności genetycznej narybku certy (*Vimba vimba*) użytego do zarybień dorzecza Wisłoki – W: Wylęgarnictwo organizmów wodnych a bioróżnorodność (Red.) Z. Zakęś, K. Demśka-Zakęś, A. Kowalska, Wydawnictwo IRS Olsztyn: 89-101.
- Pender R., Tański A., Potkański Ł., Klupś M., Gronek M., Pilch E. 2014 – Technologia produkcji materiału zarybienowego certy (*Vimba vimba*) w ośrodku zarybienowym Polskiego Związku Wędkarskiego w Goleniowie – W: Wylęgarnictwo organizmów wodnych a bioróżnorodność (Red.) Z. Zakęś, K. Demśka-Zakęś, A. Kowalska, Wydawnictwo IRS Olsztyn: 79-88.
- Pliszka F. 1953 – Rozród i rozwój certy (*Vimba vimba*) – *Polskie Archiwum Hydrobiologii* 1: 137-163.
- Prusińska M., Nowosad J., Jarmołowicz S., Mikiewicz M., Duda A., Wiszniewski G., Sikora M., Biegaj M., Samselska A., Arciuch-Rutkowska M. 2020 – Effect of feeding barbel larvae (*Barbus barbus* (L., 1758)) *Artemia* sp. nauplii enriched with PUFAs on their growth and survival rate, blood composition, alimentary tract histological structure and body chemical composition – *Aquaculture Reports* 18: 100492.
- Sikorska J. 2012 – Zróżnicowana reakcja młodocianych ryb karpiowatych na intensywne żywienie paszą w warunkach kontrolowanych – W: Wylęgarnictwo organizmów wodnych – osiągnięcia, wyzwania i perspektywy (Red.) Z. Zakęś, K. Demśka-Zakęś, A. Kowalska, Wydawnictwo IRS Olsztyn: 179-185.
- Sikorska J., Kondera E., Kamiński R., Ługowska K., Witeska M., Wolnicki J. 2018 - Effect of four rearing water temperatures on some performance parameters of larval

- and juvenile crucian carp, *Carassius carassius*, under controlled conditions – Aquaculture Research 49: 3874-3880.
- Sikorska J., Wolnicki J., Kamiński R., Kwiatkowski S. 2007 – Wpływ suplementacji starteru pokarmem naturalnym na jakość młodocianych ryb karpowatych – certy (*Vimba vimba*) i wzdręgi (*Scardinius erythrophthalmus*) – W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb jeziorowych i innych gatunków (Red.) J. Wolnicki, Z. Zakęś, R. Kamiński, Wydawnictwo IRS Olsztyn: 115-118.
- Wiśniewolski W. 1987 – Gospodarcze połowy ryb w Wiśle, Odrze i Warcie w latach 1953-1978 – Roczniki Nauk Rolniczych 101: 71-114.
- Witkowski A., Kleszcz M., Heese T., Martyniak A. 2004 – Certa *Vimba vimba* (L.) dorzecza Odry: historia, stan aktualny i perspektywy – Archives of Polish Fisheries 12(2): 103-115.
- Witkowski A., Kotusz J., Przybylski M. 2009 – Stopień zagrożenia słodkowodnej ichtiofauny Polski: Czerwona lista minogów i ryb - stan 2009 – Chrońmy Przyrodę Ojczystą 65 (1): 33-52.
- Witkowski A., Penczak T., Kotusz J., Przybylski M., Kruk A., Błachuta J 2007 – Reofilne ryby karpowate dorzecza Odry – Roczniki Naukowe PZW 20: 5-33.
- Wolnicki J. 1996 – Intensive rearing of larval and juvenile vimba, *Vimba vimba* (L.), fed natural and formulated diets – Polskie Archiwum Hydrobiologii 43(4): 447-454.
- Wolnicki J. 2005 – Intensywny podchów wczesnych stadiów ryb karpowatych w warunkach kontrolowanych – Archives of Polish Fisheries 13: 5-75.
- Wolnicki J., Myszkowski L., Kamiński R., Kwiatkowski S. 2000 – Kontrolowany podchów stadiów larwalnych i młodocianych certy *Vimba vimba* (L.) – W: Karpowate ryby reofilne (Red.) H. Jakucewicz, R. Wojda, Wydawnictwo SGGW i PZW, Warszawa:111-116.
- Wolnicki, J., Myszkowski, L., Kamler, E. (2006): Niekonwencjonalne metody poprawy biologicznej jakości młodocianych ryb karpowatych żywionych paszami w warunkach kontrolowanych. W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb karpowatych i innych gatunków (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, Wolnicki, J., Wydawnictwo IRS, Olsztyn, 135-141.

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.**

Żarski D., Kucharczyk D., Targońska K., Chyła B., Dobrołowicz A. 2008 – Dynamics of changes in nitrogen and phosphorus compound during intensive rearing of ide, *Leuciscus idus* (L.), in a recirculating system – Archives of Polish Fisheries 16(4): 459-467.