



Instrukcja doradcza

nr 8/RK/2022

Podchów larw amura białego
(*Ctenopharyngodon idella*) w systemie
recyrkulacyjnym (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 larw amura białego (*Ctenopharyngodon idella*) w systemie recyrkulacyjnym (RAS)

Autorzy:

Dr Justyna Sikorska

Prof. dr hab. Jacek Wolnicki

Dr hab. inż. Rafał Kamiński

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



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

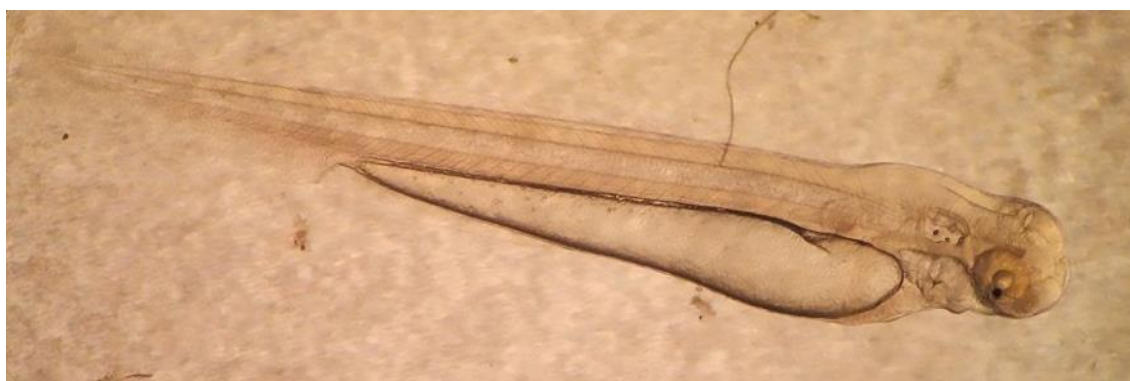
Spis treści

1. Wprowadzenie	4
2. Przegląd literatury dotyczącej warunków podchowu larw amura białego	5
3. Warunki podchowu	12
4. Krótkotrwały podchowu larw amura białego w systemie recykulacyjnym	15
5. Inkubacja artemii	18
6. Transfer ryb do stawu narybkowego	22
7. Literatura	24

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.**

1. Wprowadzenie

Amur biały (*Ctenopharyngodon idella*), należy do rodziny *Xenocyprididae*. Po raz pierwszy sprowadzono go do Polski z ZSSR w postaci wylęgu, a było to w 1964 r. (Opuszyński 1989). W warunkach naturalnych pierwszym pokarmem tego gatunku, podobnie jak u tołpygi białej, (*Hypophthalmichthys molitrix*) i tołpygi pstrej, *Hypophthalmichthys nobilis* są organizmy zwierzęce – najpierw wrotki, pierwotniaki i drobne skorupiaki planktonowe, a następnie większe formy skorupiaków oraz larwy ochotkowatych i innych wodnych owadów (Opuszyński 1989). Drobne cząstki roślin wyższych pobierane są przez osobniki o długości 16-17 mm (Brylińska 2000). Pokarmem narybku o długości powyżej 30 mm stają się już głównie makrofity. Rodzaj zjadanego pokarmu roślinnego również zmienia się wraz ze wzrostem ryb (Bozkurt i in. 2017). Początkowo są to glony nitkowate, mchy, ramienice, rzęsy i drobne gatunki flory kwiatowej, takie jak rdestnice i moczarka kanadyjska. Amury ważące ponad 250 g zjadają już także roślinność twardą między innymi oczeret jeziorny, strzałkę wodną, młode pędy trzciny i manny mielec (Opuszyński 1989). Optymalny zakres temperatur dla żerowania amura białego wynosi 25-28°C. Powyżej 33°C intensywność żerowania wyraźnie spada. Minimalna temperatura wody, przy której osobniki tego gatunku przestają żerować, to 7-10°C.



Fot. 1. Larwa amura na wczesnym etapie rozwoju – przed pigmentacją oka, wykształceniem się otworów skrzelowych i otwarciem otworu gębowego (fot. A. Tlenshiyeva).

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.**

2. Przegląd literatury dotyczącej warunków podchówu larw amura białego

Długość larw amura białego po wykluciu wynosi zwykle od 5,0 do 6,8 mm (Antalfi i Tölg 1975, Brylińska 2000) i jest zależna zarówno od średnicy złożonej ikry, jak i od temperatury inkubacji. Korwin-Kossakowski (2008), z ikry o niewielkiej jak na amura średnicy 3,4 mm, inkubowanej w wysokiej temperaturze 32°C, uzyskał larwy o długości całkowitej wynoszącej zaledwie 4,61 mm. Masa ciała świeżo wyklutych larw wynosi zwykle około 1,2 mg (Wolnicki i Opuszyński 1988).



Fot. 2. Larwa amura z napełnioną komorą pęcherza pławnego (fot. A. Tlenshiyeva).

Larwy amura początkowo są przezroczyste i niedołężne (fot. 1). W zależności od temperatury wody dopiero po 3-5 dniach od wyklucia następuje u nich pigmentacja oczu oraz wykształcenie się otworów skrzelowych i otwarcie otworu gębowego. W tym czasie larwy zaczynają pod pływać do powierzchni wody, aby połknąć powietrze, którym napełniają pęcherz pławny (fot. 2). Również wieczka skrzelowe nie są wtedy jeszcze w

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.**

pełni wykształcone. W temperaturze 20-24°C larwy mniej więcej po 5-6 dniach od wyklucia zaczynają żerować, mając jeszcze niecałkowicie zresorbowany woreczek żółtkowy (Rothbard 1982). W doświadczeniu Appelbauma i Ulanda (1979) larwy amura utrzymywane w 24°C zaczęły żerować w 4 dobie od wyklucia. Huisman (1979) podaje z kolei, że w zakresie temperatur 23-25°C larwy amura zaczynają żerować już po 2-3 dniach od wyklucia. W doświadczeniu Prinsloo i Schoonbee (1986) larwy amura rozpoczynające odżywianie egzogenne ważyły średnio 1,3 mg.

Zarówno wrotki, *Brachionus* spp. (fot. 3), jak i artemia, *Artemia* spp. (fot. 4), są uważane za zrównoważony, pełnowartościowy i atrakcyjny pokarm dla larw amura. Van der Wind (1979), który porównał różne rodzaje pokarmu żywego i komponowanego we wczesnym podchowcie amura białego, za najodpowiedniejszą dietę dla tego gatunku uznał wstępne żywienie wrotkami, a następnie żywymi naupliusami artemii. Głównym kryterium była tutaj wielkość otworu gębowego larw, która u amura białego wynosi 90-150 µm (Dabrowski 1984). Podobne zalecenia dawał Rothbard (1982), podając preferowaną wielkość i zagęszczenie pokarmu żywego w podchowcie larw amura (tab. 1). Stosowanie monokultury wrotków w żywieniu larw amura, pomimo pozytywnych wyników, nie wykroczyło w zasadzie poza skalę doświadczalną.

Tab. 1. Zalecana wielkość cząstek pokarmu żywego i jego zagęszczenie w podchowcie larw amura (Rothbard 1982).

Wielkość larw amura (mm)	Pokarm żywy		
	Rodzaj	Wielkość (µm)	Zagęszczenie/l
6-7	wrotki	120-250	2 000-5 000
7-9	larwy artemii	250-600	1 000-1 500
>9	moina, bosmina, dafnia	1 000	aktywne karmienie

Pomimo zalecenia stosowania wrotków jako pierwszego pokarmu dla larw amura białego, ich podchów z wykorzystaniem żywych naupliusów artemii już od początku odżywiania egzogenne jest możliwy (np. Huisman 1979) i praktykowany, choćby ze



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.**

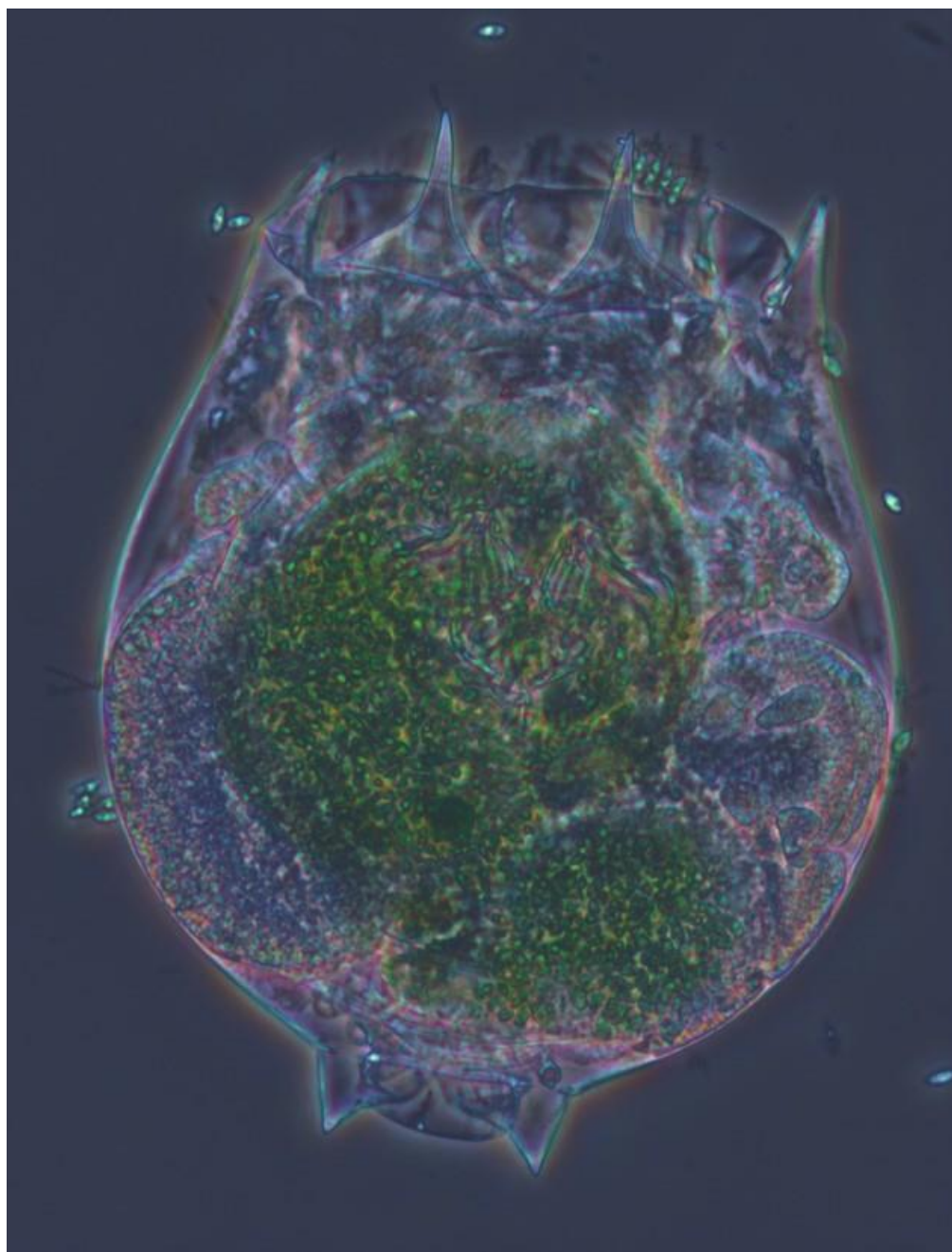
względu na szerokie upowszechnienie stosowania żywych naupliusów tych bezkręgowców w larwikulturze. Naupliusy artemii, ze względu na łatwość masowego pozyskiwania cyst, ich transportu i przechowywania oraz na nieskomplikowaną technikę ich inkubowania stały się najpopularniejszym pokarmem żywym dla larw ryb w akwakulturze. Przeciętna wielkość naupliusów artemii wynosi 0,2 mm średnicy i 0,4 mm długości, co sprawia, że są one odpowiednie dla stadiów larwalnych większości gatunków ryb karpiokształtnych (Wolnicki i Górny 1993). Drobne frakcje naupliusów artemii z powodzeniem mogą być zatem wykorzystywane jako zamiennik wrotków w pierwszych dniach karmienia larw ryb, co jest dużym usprawnieniem techniki podchowu (Sales 2011).

Żywe naupliusy artemii w zależności od źródła pochodzenia zawierają około 29% białka oraz 10-25% lipidów (Kowalska i Zakęś 2015). Gatunki azjatyckie mają nieco gorszy skład niż artemia pozyskiwana z Wielkiego Jeziora Słonego. Gorszej jakości cysty mogą wymagać dłuższego okresu inkubacji, a odsetek wyklucia naupliusów będzie wyraźnie niższy. Wtedy można je jednak poddać procesowi dekapsulacji (pozbawienia osłonek jajowych) i w formie wysuszonych embrionów podawać larwom ryb tak jak paszę startową.

Wysokiej jakości cysty artemii są pokarmem drogim, jednak nie warto na nim oszczędzać. Przede wszystkim ze względu na fakt, że proces pozyskiwania naupliusów jest wysoko wystandaryzowany. Już po około 24 h inkubacji można uzyskać ponad 90-procentowe wyklucie naupliusów. W słodkiej wodzie o niewysokiej temperaturze naupliusy solowca przeżywają kilka-kilkanaście godzin i nie tracą przy tym znacząco swoich wartości odżywczych. Stosowanie pokarmu żywego zapewnia larwom ryb egzogenne aminokwasy, a dodatkowo powoduje wzbogacenie środowiska jelita o egzogenne enzymy, ułatwiając tym samym cały proces trawienia treści pokarmowej (Kolkovski i in. 2000). Badania Appelbauma i Ulanda (1979) wykazały, że w wyniku tygodniowego podchowu w temperaturze 24°C i zagęszczeniu 125 osobn./l, larwy amura białego przy karmieniu naupliusami artemii osiągają długość 9-10 mm i przeżywalność około 95%. Według Ciborowskiej (1972) larwy amura białego o długości 9-11 mm i masie ciała około 6 mg są zdolne zjadać zooplankton dowolnej wielkości, przy czym

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.**

wrotki wtedy stają się już dla nich pokarmem zbyt drobnym. Z kolei wykorzystanie naupliusów artemii do karmienia wylęgu o masie osobniczej większej niż 20-30 mg jest już niecelowe nie tylko ze względu na zbyt drobną frakcję pokarmu, ale też jego wysoką cenę (Wolnicki i Górny 1993).



Fot. 3. *Brachionus* spp. (fot. www.bwk.kuleuven.be/hydr/marine@kuleuven/images).

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. Nauplius artemii (fot. www.oceannutrition.eu/products.aspx?Product=instant-baby-brine-shrimp).

Opuszyński i in. (1985) podają w oparciu o prace Panova i in. (1969) oraz Vinogradova i in. (1975), że dla larw amura białego optymalnym zagęszczeniem pokarmu jest 1 000-1 500 organizmów planktonowych na litr, oraz że dla larw o masie 3 mg maksymalna dawka pokarmowa wynosi około 1 500 wrotków na litr.

Przeżywalność larw amura białego w przypadku stosowania żywego pokarmu z reguły jest bardzo wysoka. Po 21 dniach stosowania naupliusów artemii notowano 87%, przy żywieniu wrotkami – 77,2%, a żywiąc ryby nicieniami – nawet 95% (Brüggemann 2012). Ostatni z wymienionych pokarmów nie jest jednak pokarmem komercyjnym ze względu na brak możliwości masowej produkcji w zamkniętym cyklu i trudności przechowywania w stanie żywym. Bardzo wysoką przeżywalność amura białego po 14 dniach podchowu larw w temperaturze 23°C wykazał również Korwin-Kossakowski

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.**

(2008), stosując w żywieniu ryb dwie formy artemii (tab. 2). Z przytoczonych danych wynika wyraźnie, że artemia w formie żywej jest dla wzrostu larw amura białego pokarmem zdecydowanie lepszym od zdekapsulowanych cyst.

Tab. 2. Porównanie wielkości, względnego tempa wzrostu i przeżywalności larw amura białego żywionych artemią w temperaturze 23°C przez 14 dni.

Artemia	Długość całkowita (mm)	Masa ciała (mg)	RGR (%/d)	Przeżywalność (%)
żywe naupliusy	20,0 ± 6,4 ^a	84,1 ± 17,0 ^a	36,3	94,8 ^a
zdekapsulowane cysty	15,9 ± 8,1 ^b	49,3 ± 25,1 ^b	31,2	95,5 ^a

Rottmann i in. (1991) podchowowali larwy amura nie tylko na pokarmie żywym, ale także na paszach startowych stosowanych od początku odżywiania egzogennego (tab. 3). Podchów trwał trzy tygodnie, zagęszczenia larw były bardzo niskie (13 osobn./l), a na temat temperatury wody informacji nie podano. Wyniki tych autorów wskazują, że larwy rosły najszybciej na pokarmie żywym, przy czym wrotki dały zdecydowanie lepsze wyniki wzrostowe niż artemia, jednak przy niższej przeżywalności. Wzrost larw na obu badanych paszach był słaby, a przeżywalność wysoka tylko na jednej z nich.

Tab. 3. Wielkość i przeżywalność larw amura po trzech tygodniach żywienia pokarmem żywym lub paszami startowymi.

Dieta	Długość (mm)	Masa (mg)	Przeżywalność (%)
wrotki <i>B. rubens</i>	18,4 ± 0,3 ^a	503,1 ± 45,7 ^a	77,2 ± 4,9
żywe naupliusy artemii	16,0 ± 0,3 ^b	308,8 ± 38,6 ^b	87,0 ± 11,1
pasza Ewos Larvstart	12,3 ± 0,2 ^c	149,0 ± 27,4 ^c	89,6 ± 2,9
pasza Fry Feed Kyowa A	11,5 ± 0,2 ^d	114,5 ± 8,1 ^d	63,3 ± 10,7

Dotychczasowe doświadczenia na temat zastosowania pasz w podchowcie larw amura białego wskazują, że ich użycie od samego początku odżywiania egzogenne – w roli jedyne go składnika diety – jest niecelowe. Powinno ono być poprzedzone przynajmniej kilkudniowym okresem wstępnego podchowu na pokarmie żywym albo pasza powinna być zastosowana w kombinacji z żywym pokarmem, jako dominującym składnikiem diety.

Według Huismana (1979) dopiero przy wielkości ryb 150-200 mg można je całkowicie przestawić na paszę. Autor ten na początku stosował żywe naupliusy artemii, a dopiero po 7 dniach, kiedy ryby osiągnęły masę 20-25 mg, wprowadzał starter pstrągowy, nie rezygnując przy tym całkowicie z pokarmu żywego. Według niego w pierwszych dniach odżywiania egzogenne go dzienna racja pokarmowa powinna wynosić nawet 300-400% biomasy larw. Wyniki na temat wzrostu ryb uzyskane przez tego autora przedstawiono w tabeli 4. Warto zwrócić uwagę, że w swoich badaniach stosował on bardzo wysokie zagęszczenia początkowe, nawet rzędu 330-350 osobn./l.

Tab. 4. Wzrost najmłodszych stadiów amura białego podchowyanego w warunkach kontrolowanych w temperaturze 23-25°C (Huisman 1979).

Czas podchowu	Masa ciała (mg)
po 1 tygodniu	30-55
po 2 tygodniach	65-137
po 3 tygodniach	127-270
po 4 tygodniach	234-484

Larwy amura białego mogą przeżyć okres głodowania jedynie wtedy, gdy otrzymają pokarm egzogenne go przed dniem krytycznym, określanym w literaturze jako „punkt bez powrotu” (ang. point of no return; PNR). Jest to taki punkt w czasie (inaczej: dzień), w którym tylko 50% ryb jest jeszcze w stanie schwytać żywy pokarm dostępny w wodzie. Wskaźnik ten zależy od gatunku ryby i temperatury wody, a dla larw amura białego, przetrzymywanego w 25°C, wynosi on 13 dni od wykłucia. Dla porównania



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.**

larwy karpia w tych samych warunkach osiągają PNR dwa dni wcześniej (Wolnicki i Opuszyński 1988).

3. Warunki podchowu

Sprecyzowanie, jaka temperatura wody jest optymalna dla wzrostu larw amura białego (inaczej: jaka zapewnia najszybszy wzrost), jest trudne. Opuszyński (1967) podaje, że jest to 33°C, ale jego doświadczenie było prowadzone na bardziej zaawansowanym rozwojowo materiale. Z kolei górna letalna temperatura dla larw tej ryby została określona na 39,7°C. Większość badań dotyczących podchowu larw tego gatunku była prowadzona w niższych temperaturach niż wspomniane wyżej 33°C. Huisman (1979) podchowował larwy w 23-25°C, Korwin-Kossakowski (2008) w 23°C, Kainz i Gollman (1980) w 21°C, Appelbaum i Uland (1979) w 24°C, Schlumberger i in. (1976) w 28,1°C, a Opuszyński i in. (1985) w 26-31°C. Chilton i Muoneke (1992) podają natomiast, że w warunkach stawowych amur najintensywniej żeruje w zakresie temperatur 20-26°C.

Z praktycznego punktu widzenia stosowanie wysokich temperatur wody w trakcie podchowu larw amura białego może mieć jeszcze jedną zaletę, mianowicie – oprócz wyższego tempa wzrostu larw – utrudnia ona namnażanie się chorobotwórczych pasożytów, takich jak kulorzęsek *Ichthyophthirius multifiliis* czy grzybopodobne protisty z rodziny *Saprolegniaceae* (tzw. pleśniawka). Namnażanie się pierwszego z wymienionych następuje w 27°C, a rozwój pleśniawki jest zahamowany w 30°C (Opuszyński i in. 1989).

Utrzymywanie ryb w tak wysokich temperaturach wymagałoby jednak dużych nakładów energii i bardzo wydajnego natleniania wody, gdyż wraz ze wzrostem temperatury nie tylko zwiększa się metabolizm ryb i wzrost ich zapotrzebowania na tlen, ale i spada rozpuszczalność tego gazu w wodzie.

Bezpieczny poziom tlenu w wodzie warunkuje u ryb prawidłowy przebieg procesów metabolicznych, ich wzrost, właściwą kondycję i status zdrowotny. Zawartość tlenu w czasie podchowu larw amura białego w żadnym razie nie powinna spadać poniżej 5 mg l⁻¹, co w zależności od temperatury podchowu odpowiada 50-60% nasycenia.



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.**

Opuszyński i in. (1985) podają, że optymalne wartości tlenu rozpuszczonego w wodzie w czasie podchowu larw tej ryby mieszczą się w zakresie 6-12 mg/l, podczas gdy koncentracja tlenu 4 mg/l może redukować ich wzrost o nawet 40-50%.

Istotnym czynnikiem ograniczającym produkcję ryb w systemach recyrkulacyjnych są związki azotu, zwłaszcza całkowity azot amonowy oraz azotyny (NO_2). Ryby słodkowodne należą do organizmów amonotelicznych – azot amonowy jest u nich głównym produktem metabolizmu białek wydalany do wody (Zakęś i in. 2022). Amoniak występuje w wodzie w dwóch formach – zdysocjowanej NH_4^+ i niezdisocjowanej NH_3 . Forma niezdisocjowana amoniaku jest 300-400 razy bardziej toksyczna od formy zdysocjowanej, a jej udział w całkowitym azocie amonowym rośnie wprost proporcjonalnie do odczynu i temperatury wody. Generalnie wartość tego parametru nie powinna przekraczać 0,05 mg/l (Helfrich i Libey 1991), przy czym jego krytyczna wartość wynosi 0,3 mg/l (Opuszyński 1979). Toksyczność amoniaku zależy ponadto od koncentracji tlenu w wodzie (Zakęś i in. 2022). Z kolei zawartość azotynów nie powinna przekraczać 0,5 mg/l. W wyższych stężeniach azotyny utleniają bowiem hemoglobinę do methemoglobiny, która nie ma zdolności do transportowania tlenu wraz z krwią (Helfrich i Libey 1991). Aby zredukować nadmierną koncentrację szkodliwych związków azotowych w wodzie, zwłaszcza stężenie amoniaku, należy zwiększyć dopływ świeżej wody do systemu, ograniczyć lub nawet wstrzymać karmienie ryb albo zredukować zagęszczenie obsad. W przypadku wstrzymania żywienia u gatunków ciepłolubnych, należy jednocześnie obniżyć temperaturę wody.

Wpływ zagęszczenia na wzrost i przeżywalność larw podchowiwanych w 15-litrowych akwariach, podłączonych do systemu recyrkulacyjnego, badali Sharm i Chakrabarti (1998). Larwy o początkowej masie 15 mg były podchowiwane przez 35 dni w czterech zagęszczeniach – 200, 400, 800 i 1600 osobn./m³ (czyli 0,2 do 1,6 osobn./l), a temperatura wody mieściła się w zakresie 27-29°C. Żywienie żywym zooplanktonem było dostosowane do zagęszczeń obsad – w przeliczeniu odpowiednio 4, 8, 16 i 32 mg suchej masy na akwarium i zostało podwojone po 20 dniach podchowu. Końcowa przeżywalność była wysoka, lecz najwyższa w zagęszczeniu najniższym, a najniższa w najwyższym (odpowiednio 100% i 81%). Również końcowa masa ciała była istotnie



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.**

najwyższa w najniższym zagęszczeniu – 66 mg. W pozostałych wariantach średnia masa ciała wynosiła od 44 do 60 mg. Autorzy stwierdzili ponadto, że wraz ze wzrostem zagęszczenia ryb rosła zawartość amoniaku, a spadała zawartość tlenu. Mimo to parametry jakościowe wody zostały zachowane na właściwym poziomie nawet w najwyższym zagęszczeniu ryb, gdzie średnia zawartość amoniaku wynosiła 0,027 mg/dm³ ($\pm 0,001$ mg/dm³), a średnia zawartość tlenu 5,77 mg/dm³ ($\pm 0,5$ mg/dm³). Trzeba jednak zauważyć, że zastosowane zagęszczenia larw w przeliczeniu na litr wody były bardzo niskie i trudno wytłumaczyć, dlaczego w niektórych wariantach przeżywalność larw była istotnie obniżona. Bardzo słaby wzrost larw sugeruje niewłaściwe warunki pokarmowe. Larwy bez wątplenia cierpiały na silny niedobór zooplanktonu. Dla porównania stare dane Lupacevej i in. (1980) mówią, że po 27 dniach podchowu larw amura białego w zagęszczeniu 65 000 osobn/m³ (65 osobn./l) końcowa wielkość ryb mieściła się w zakresie 29-64 mg, a przeżywalność wynosiła 60-65%.

W celu zapewnienia dostępności pokarmu wszystkim podchowującym larwom, należy stosować odpowiednio wysokie dawki pokarmowe – w okresie larwalnym zarówno pokarm żywy, jak i paszę podaje się z widocznym nadmiarem. Pokarm należy podawać jak najczęściej, najlepiej ręcznie, a nie za pomocą automatycznych karmników, co 2-3 godziny w ciągu 16-18 godzin na dobę. Komponenty pasz przemysłowych mogą stanowić podłoże do rozwoju chorobotwórczych grzybów i bakterii, dlatego pasze powinny być przechowywane w warunkach chłodniczych lub zamrożone.

W trakcie podchowu trzeba uważać na chorobę gazową, która wynika z niewłaściwych właściwości fizyko-chemicznych wody. Pojawia się ona, gdy woda jest przesycona azotem (wbrew rozpowszechnionym poglądom przesylenie wody tlenem choroby gazowej nie powoduje). Dlatego do napełnienia zbiorników nie należy bezpośrednio stosować zimnej bieżącej wody wodociągowej lub studziennej, która nie została odstana w celu wyrównania ciśnień między powietrzem a wodą. W takim wypadku azot ma tendencję do zbierania się w różnych częściach ciała delikatnych larw i przejawia się rozluźnieniem tkanki łącznej wokół gałek ocznych, powodując wytrzeszcz oczu (Rothbard 1982).



4. Krótkotrwały podchów larw amura białego w systemie recyrkulacyjnym

Narybek amura w Polsce produkują się zazwyczaj w stawach ziemnych typu karpiego zarybiając je wylęgiem. Efektywność produkcji przy użyciu takiego materiału osadowego jest bardzo zmienna i zależy w głównej mierze od warunków pogodowych, które mają wpływ na rozwój bazy pokarmowej i w efekcie na przeżywalność ryb. Dlatego w celu zwiększenia efektywności produkcji zaleca się przeprowadzenie wstępnego podchów wylęgu w warunkach kontrolowanych. Za jego celowością przemawiają m.in. następujące argumenty (Lirski i in. 1988):

- daje to możliwość obsadzenia stawu w momencie dogodnym pod względem termicznym i pokarmowym;
- dla wylęgu podchowanego do masy kilkunastu miligramów niemal wszystkie formy zooplanktonu bytujące w stawie będą już dostępne pod względem wielkości, gdy tymczasem w pierwszych dniach odżywiania ryby roślinożerne mogą korzystać jedynie z najdrobniejszych form zooplanktonu;
- wylęg podchowany jest znacznie odporniejszy na okresowy brak lub niedobór pokarmu w stawie;
- podchów stanowi wydłużenie sezonu wzrostu ryb.

Do podchów wylęgu amura można stosować systemy recyrkulacyjne wyposażone w baseny podchowowe o pojemności od 0,2 0,5 m³. Proponowana obsada wynosi 100-150 sztuk na litr. W takich warunkach nie zaleca się jednak prowadzenia podchów dłuższego niż jeden tydzień ze względu na rozliczne trudności natury biotechnicznej. Należy sobie zdawać sprawę, że im większe będzie zagęszczenie ryb, tym słabsze będzie ich tempo wzrostu. Ponadto wysoka obsada wymusza konieczność dostarczania znacznych ilości pokarmu, a to istotnie utrudnia utrzymanie odpowiednich parametrów jakości wody (Wolnicki i Górny 1993).

Temperatura w trakcie intensywnego podchów larw amura powinna wynosić 26-28°C, a z pewnością nie powinna być niższa niż 25°C. W wysokiej temperaturze larwy będą wymagały intensywnego żywienia i najwyższej jakości pokarmu. Nie zaleca się stosowania paszy sztucznej na tym etapie podchów, chyba że w sytuacjach awaryjnych, jak na przykład niespodziewany niedobór pokarmu żywego pod koniec dnia. Przydatność



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.**

pasz startowych we wstępnym podchowcie należy uznać za ograniczoną ze względu na słabe zainteresowanie larw takim pokarmem, ich ograniczoną zdolność do jego trawienia i przyswajania, a w konsekwencji niskie tempo ich wzrostu. Larwy powinny być zatem żywione świeżo wyklutymi naupliusami artemii. Żywienie powinno się odbywać jak najdłużej w ciągu doby. Jako optimum można zalecić okres 16-18 h na dobę. Pokarm zaleca się podawać ad libitum, tj. do woli. W praktyce oznacza to częstą wizualną kontrolę dostępności naupliusów w zbiorniku z rybami i podawanie ich nowych porcji po zauważeniu, że larwom zaczyna brakować pokarmu. Podawanie kolejnych porcji naupliusów powinno się odbywać w minimum 4-godzinnych odstępach czasu, najlepiej co 2-3 godziny. W okresie żywienia zbiorniki z rybami powinny być dość silnie oświetlone światłem dowolnego rodzaju, którego natężenie powinno zapewniać rybom łatwe dostrzeganie cząstek pokarmu, a osobom czuwającym nad przebiegiem podchowu również komfortowe obserwowanie zachowań ryb. Oświetlenie systemu podchowowego powinno być wyłączane około godziny po ostatnim karmieniu. Nie tylko dla ograniczenia kosztów, lecz i w celu ograniczenia nadmiernej ruchliwości ryb. Oświetlenie można włączyć na kilka minut przed pierwszym karmieniem.

Dla właściwego żywienia 100 tys. larw dopiero rozpoczynających odżywianie egzogenne wystarczy inkubować 20 g cyst artemii na dobę, do czego będą potrzebne odpowiednia ilość inkubatorów. Instrukcja nastawiania artemii w domowej roboty systemie do inkubacji zostanie przedstawiona w następnym rozdziale.

W dniu pierwszego karmienia należy na bieżąco obserwować larwy i sprawdzać, czy już rozpoczęły żerowanie. Po zacerpnięciu kilku-kilkunastu larw do przezroczystej zlewki (szklanki) będzie łatwo dostrzec, czy ich przewód pokarmowy jest wypełniony pomarańczową zawartością. Jeżeli larwy wyżerowują podany pokarm, to następnego dnia należy nastawić więcej inkubatorów. Wraz ze wzrostem ryb należy zwiększać ilość podawanych naupliusów. Pod koniec podchowu można też wprowadzić drobną, dobrej jakości paszę dla ryb karpioatych, łososiowatych lub jesiotrowatych, zastępując nią jedno-dwa karmienia artemią.

Zbiorniki podchowowe powinny być zasilane dobrze natlenioną (ok. 100% nasycenia) wodą z górnego zbiornika retencyjnego systemu. Zaleca się dodatkowe jej



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.**

napowietrzanie lub natlenianie bezpośrednio w zbiornikach z rybami za pomocą kostek akwarystycznych z intensywnością nie powodującą silnej turbulencji. Nasylenie wody tlenem w zbiornikach z rybami powinno być systematycznie kontrolowane, przynajmniej rano i wieczorem. Do tego celu najlepiej używać tlenomierza, ewentualnie zestawów kolorymetrycznych. W zbiornikach podchowowych zawartość tlenu rozpuszczonego w wodzie będzie się stopniowo zmniejszać wraz ze wzrostem ilości podawanego larwom pokarmu oraz wzrostem biomasy ryb. Początkowo dopływ wody do zbiorników należy ustalić na poziomie zapewniającym całkowitą jej wymianę w ciągu 1 godziny, czyli w przypadku 200 l zbiorników to będzie ok. 3,3 l/min. Dopływ do basenów powinien być tak skierowany, żeby nie wprawiać wody w ruch wirowy, co będzie zmuszać ryby do przeciwstawiania się jej prądowi. W dalszym etapie podchowu spadek nasycenia wody tlenem do 50% lub poniżej tej wartości, pomimo bezpośredniego napowietrzania, powinien być sygnałem dla zwiększenia intensywności napowietrzania i/lub natleniania lub zwiększenia przepływu wody przez zbiornik podchowowy.

Podczas podchowu konieczne jest codzienne usuwanie resztek pokarmu, odchodów i martwych osobników z dna zbiorników. Najlepiej robić to za pomocą gumowego węża zakończonych sztywną rurką, uważając przy tym, aby nie zassać przepływających larw. Należy także oczyszczać regularnie odpływ ze zbiornika podchowowego, który może się zapychać martwymi naupliusami artemii i obecnymi w pokarmie osłonkami. Czyszczenie zbiorników, a także osadnika ma istotne znaczenie dla jakości wody w systemie (fot. 5) i jest ważnym zabiegiem profilaktycznym. Intensywne żywienie, duże zagęszczenie ryb i wysoka temperatura wody sprzyjają bowiem pogorszeniu jakości wody i rozwojowi chorób.

Krytyczną sprawą w trakcie podchowu larw ryb jest jakość wody. Temperatura i zawartość tlenu powinny być monitorowane co najmniej dwa razy dziennie. Zawartość amoniaku oraz azotynów należy kontrolować co 2-3 dni, a jeżeli wyniki budzą niepokój, to codziennie. Referencyjne wartości tych parametrów jakościowych podano w poprzednim rozdziale.

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



Fot. 5. Czyszczenie dna zbiorników podchowowych powinno odbywać się raz dziennie, a jeśli istnieje taka potrzeba, to częściej (fot. J. Sikorska).

5. Inkubacja artemii

Cysty artemii można inkubować w profesjonalnych systemach do inkubacji, które są dostępne na polskim rynku. W skład systemu wchodzi zazwyczaj cztery słoje o objętości roboczej 7 l, umocowane na stalowym stelażu (fot. 6). Poza tym taki system jest wyposażony w dmuchawę powietrza, regulatory przepływu powietrza, termostat i odpowiednio dostosowane oświetlenie, składające się z 3 lamp o łącznej mocy 300 W. Woda ogrzewa się ciepłem wydzielanym przez lampy. Taki system jest jednak dosyć kosztowny, dlatego przy krótkim podchowcie np. około 100 tys. larw można sobie poradzić budując samemu prosty system inkubacyjny (fot. 7a). W jego skład wchodzi pojemnik z tworzywa sztucznego (spełniający rolę łaźni wodnej) z przegrodami pozwalającymi na stabilne umieszczenie w pozycji pionowej plastikowych butelek PET z obciążonym dnem. Pojemnik powinien być częściowo napełniony wodą, tak aby butelki były zanurzone w dwóch trzecich w kąpielii wodnej. Do ogrzania wody w kąpielii służy



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.**

grzałka z termostatem. Całości dopełnia system napowietrzania oraz intensywne oświetlenie od góry.

Butelki należy napełnić w wodą o znanej objętości i umieścić w łaźni wodnej. Do każdej butelki należy włożyć wężyk o średnicy ok. 4 mm, zakończony szklaną rurką, przez którą będzie doprowadzane powietrze w formie dużych bąbli, zapewniających intensywne mieszanie wody. Napowietrzanie nie może się odbywać za pośrednictwem kostki napowietrzającej. Zgodnie z zaleceniami producenta, na każdy litr wody należy dodać 25 do 35 g soli morskiej (w praktyce zazwyczaj sól kuchenna w ilości około 30 g) i 2 g cyst artemii (w praktyce nawet 3-4 g). W przypadku stosowania soli kuchennej należy jeszcze dodać 3 g wodorowęglanu sodu (w praktyce nie stosowane). Temperatura wody podczas inkubacji powinna kształtować się w przedziale 26-29°C (nie przekraczając 30°C).

Podłączona do przewodu napowietrzającego rurka powinna sięgać dna naczynia tak, aby zapewnić energiczne i jednorodne mieszanie. Przez cały czas inkubacji cyst system inkubacyjny należy oświetlać światłem sztucznym. Po upływie 24 godzin należy wyjąć rurki napowietrzające o odczekać 10 minut, aż naupliusy na dnie. Puste skorupki będą unosić się na powierzchni. Zgromadzone na dnie naupliusy należy wyłowić poprzez lewarowanie do pustego naczynia i skarmić nimi ryby (fot. 7b).

Atremię można nastawiać raz dziennie w ilości przeznaczonej na wszystkie karmienia danego dnia. W takim przypadku, aby naupliusy dobrze się przechowały, należy dolać do naczynia trochę słodkiej wody i zapewnić dobre napowietrzanie, tak samo jak podczas inkubacji. Można również nastawiać oddzielne porcje na każde karmienie. Ma to duże znaczenie szczególnie podczas pierwszych dni podchowu, ponieważ długotrwałe przechowywanie artemii po zakończeniu inkubacji wiąże się z ryzykiem obumarcia naupliusów.

Po ściągnięciu artemii należy nastawić nową porcję cyst na następny dzień. Butelki muszą być starannie umyte i wypłukane czystą wodą, gdyż na ich ściankach rozwija się śliski osad bakteryjny. W przypadku zaniechania tej czynności z każdym dniem będzie spadał procent wykłutych naupliusów.

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



Fot. 6. Profesjonalny system do inkubacji artemii ze słojami o objętości 7 l (fot. J. Sikorska).

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. a – domowej roboty system do inkubacji artemii oraz b – metoda wielogodzinnego przechowywania żywych naupliusów artemii (fot. J. Sikorska).

Aby zachować wysoką jakość cyst artemii po otwarciu fabrycznego opakowania (zazwyczaj próżniowe), zaleca się odsypać część jaj przewidzianych do bieżącego zużycia do zamkniętego pojemnika i przechowywanie go w lodówce, a pozostałą część cyst należy przechowywać w zamrażarce w zabezpieczonym przed dostępem wilgoci opakowaniu. Tak przechowywane cysty artemii będą zdadne do użycia nawet w następnym sezonie podchowowym.



6. Transfer ryb do stawu narybkowego

Staw, do którego będą wpuszczone larwy amura białego poddane wstępnemu podchowowi powinien być zalany tydzień wcześniej (Williams i Gebhart 2020). Jest to gatunek predysponowany do stawów płytkich i zarastających. W warunkach naturalnych lub stawowych niepodchowane larwy wykazują wysoką śmiertelność, sięgającą nawet 70% po pierwszym miesiącu. Zazwyczaj wynika to z niewystarczającej dostępności odpowiedniego dla nich pokarmu, wahań temperatury wody, a także drapieżnictwa i chorób (Lirski i in. 1988, Huisman 1979, Al-Dubakel i in. 2011).

Zwykle rekomenduje się dwutygodniowy okres podchowu larw w wylęgarni (w zależności od możliwości i wyposażenia obiektu) zanim zostaną one wypuszczone do stawu narybkowego (zwykle 0,1-1 ha) (Rothbard 1982).

Transfer podchowanych w wylęgarni larw amura białego wymaga dużej ostrożności – ze względu na ich delikatność, nie mogą one być wyławiane za pomocą siatki. Należy je najpierw zagęścić i przelać za pomocą wężyka do zbiorników z wodą lub plastikowych rękawów.

Przed obsadzeniem stawu podchowane larwy liczy się w sposób przybliżony, porównując ich zagęszczenie w identycznych naczyniach. W jednym znajduje się odliczona liczba larw, stanowiąca odnośnik do porównań dla kolejnych partii ryb.

Po zakończeniu podchowu larw należy przygotować je do transportu do stawów. Wymaga to stopniowego obniżenia temperatury wody do tej, która jest w stawach. Lirski i in. (1988) rekomendują, aby temperatura wody w stawie obsadzonym larwami ryb roślinożernych wynosiła około 20°C.

Karmienie larw w systemie recyrkulacyjnym trzeba zakończyć przynajmniej na kilka godzin przed planowanym pakowaniem ryb. Bezpośrednio przed rozpoczęciem przenoszenia ryb do zbiorników transportowych należy zagęścić larwy i wraz z wodą ściągnąć je ze zbiornika podchowowego do mniejszego zbiornika manipulacyjnego. Z tego zbiornika wstępnie podchowane larwy przenosi się w wodzie do zbiorników transportowych lub pakuje do worków z tlenem.

Przed wypuszczeniem ryb do stawu będzie konieczna ich aklimacja do nowych warunków fizyko-chemicznych, zwłaszcza termicznych, aby uniknąć szoku i stresu,



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.**

który mógłby spowodować śnięcia. W tym celu kilkakrotnie dodajemy larwom wody stawowej i czekamy aż ryby się przyzwyczają.

W stawach w naszym klimacie amur biały rośnie stosunkowo szybko – zależnie od termiki stawów, zagęszczenia obsad i obfitości odpowiedniego pokarmu narybek może osiągnąć ponad 30 g, dwulatki 250 g, a trzylatki nawet kilogram (Opuszyński 1989). W polskich warunkach klimatycznych amur biały żeruje przez około 150 dni w roku, a na przyrost jednego kilograma masy ciała zużywa on około 90 kg roślin, z czego tylko połowę zjada, a druga połowa ulega mechanicznemu zniszczeniu. Gatunek ten jest wybiórczy pokarmowo, choć z wiekiem i wielkością ryb ta wybiórczość maleje.



7. Literatura

- Al-Dubakel A.Y., Jabir A.A., Al-Hamadany Q.H. 2011 – Growth performance and implication of a thermal-unit growth coefficient of grass carp *Ctenopharyngodon idella* and silver carp *Hypophthalmichthys molitrix* larvae reared in recirculation system: JKAU Mar. Sci. 22: 33-43.
- Antalfi A., Tölg I. 1975 – Ryby roślinożerne – PWRiL, Warszawa, 296 ss.
- Appelbaum S., Uland B. 1979 – Intensive rearing of grass carp larvae *Ctenopharyngodon idella* (Valenciennes 1844) under controlled conditions – Aquaculture 17: 175-179.
- Bozkurt Y., Yavas A., Gül A., Balci B.A., Çetin N.C. 2017 – Importance of grass carp (*Ctenopharyngodon idella*) for controlling of aquatic vegetation – In: Grasses. Benefits, Diversities and Functional Roles (Ed. A. Almusaed). On-line: <https://www.intechopen.com/books/grasses-benefits-diversities-and-functional-roles/importance-of-grass-carp-ctenopharyngodon-idella-for-controlling-of-aquatic-vegetation> (dostęp 05.06.2020).
- Brüggemann J. 2012 – Nematodes as live food in larviculture – a review – J. World. Aquacult. Soc. 43: 739-763.
- Brylińska M. (red.) 2000 – Ryby słodkowodne Polski – Wyd. Nauk. PWN, Warszawa: 521 ss.
- Chilton E.W., Muoneke M.I. 1992 – Biology and management of grass carp (*Ctenopharyngodon idella*, Cyprinidae) for vegetation control: a North American perspective – Rev. Fish. Biol. and Fisheries 2: 283-320.
- Ciborowska J. 1972 – Pokarm ryb roślinożernych (*Ctenopharyngodon idella* Val., *Hypophthalmichthys molitrix* Val. i *Aristichthys nobilis* Rich.) hodowanych z karpem w przesadkach I – Rocz. Nauk Roln. H 94: 41-58.
- Dabrowski 1984 – The feeding of fish larvae: present „state of the art” and perspectives – Reprod. Nutr. Develop. 24: 807-833.
- Harford A.J., Mooney T, Trenfield M.A., van Dam R. 2015 - Manganese (Mn) toxicity to tropical freshwater species in low hardness water - Environmental Toxicology and Chemistry 34: 2856-2863.



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.**

- Helfrich L.A. i Libey G. 1991 – Fish farming in Recirculating Aquaculture Systems (RAS) – Virginia Cooperative Extension Service (USA), 23 ss; dostęp on-line: <https://fisheries.tamu.edu/files/2013/09/Fish-Farming-in-Recirculating-Aquaculture-Systems-RAS.pdf>
- Huisman E.A. 1979 – The culture of grass carp (*Ctenopharyngodon idella* Val.) under artificial conditions – Proc. World Symp. on Finfish Nutrition and Fishfeed Technology, Hamburg 20-23 June, 1978, Vol. I, Berlin 1979: 492-500.
- Kainz E., Gollmann H.P. 1980 – Versuche zur Anfütterung der Brut von Karpfen (*Cyprinus carpio* L.) und Grasskarpfen (*Ctenopharyngodon idella* Val.) mit Trockenfutter – Osterr. Fischerei. 4: 65-73.
- Kolkovski S., Yackey C., Czesny S., Dabrowski K. 2000 – The effect of microdiet supplementation of dietary digestive enzymes and a hormone of growth and enzyme activity in yellow perch juveniles – N. Am. Aquacult. 62: 130-134
- Korwin-Kossakowski M. 2008 – The influence of temperature during the embryonic period on larval growth and development in carp, *Cyprinus carpio* L., and grass carp, *Ctenopharyngodon idella* (Val.): Theoretical and practical aspects – Archives of Polish Fisheries 16: 231-314.
- Kowalska A., Zakęś Z. 2015 – Wykorzystanie żywego pokarmu w żywieniu larw ryb – W: Podchów organizmów wodnych – osiągnięcia, wyzwania, perspektywy (red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalska. Wyd. IRS, Olsztyn: 39-54.
- Lirski A., Okoniewska G., Wolnicki J., Woźniewski M., Opuszyński K. 1988 – Porównanie wartości wylęgu I podchowanego wylęgu karpia oraz ryb roślinożernych jako materiału zarybieniowego – Broszura IRS 144, Olsztyn: 16 ss.
- Lupaceva L.I., Zeltov Ju.A., Alekseev M.A. 1980 – K voprosu ispolzovaniya iskusstvennykh kormocmeciyej pri podrascivanji licinok rastitelnojadneyh ryb v lotkah. Rastitelnojadnyje ryby v promyslennom rybovodstve. Akad. Nauk. Uzbekskoi SSR: 28-29.
- Opuszyński K. 1967 – Feeding of grass carp, *Ctenopharyngodon idella* Val. on aquatic plants under aquarium conditions – Roczn. Nauk Roln. 90-H-3: 453-462.
- Opuszyński K. 1979 – Podstawy biologii ryb – Państwowe Wyd. Rolnicze i Leśne, 589



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.**

ss.

Opuszyński K. 1989 – Azjatyckie ryby roślinożerne wsiedlone do wód Polski – Przegląd Zoologiczny 33 109-123.

Opuszyński K., Lirski A., Myszkowski L., Wolnicki J. 1989 – Upper lethal and rearing temperatures for juvenile common carp, *Cyprinus carpio* L., and silver carp *Hypophthalmichthys molitrix* (Valenciennes) – Aquaculture & Fisheries Management 20: 287-294.

Opuszyński K., Shireman J.V., Aldrige F.J., Rottmann R. 1985 – Intensive culture of grass carp and hybrid grass carp larvae – Journal of Fish Biology 26: 563-573.

Prinsloo J.F. i Schoonbee H.J. (1986) – Comparison of the early larval growth rates of the Chinese grass carp *Ctenopharyngodon idella* and the Chinese silver carp *Hypophthalmichthys molitrix* using live and artificial feed – Water 12: 229-234.

Rothbard S. 1982 – Induced reproduction in cultivated cyprinids – The common carp and the group of Chinese carps: II. The rearing of larvae and the primary nursing of fry – Bamidgeh 34: 20-32.

Rottmann R. W., Shireman J. V., Lincoln E. P. 1991 – Comparison of three live foods and two dry diets for intensive culture of grass carp and bighead carp larvae – Aquaculture 96: 269-280.

Sales J. 2011 – First feeding of freshwater fish larvae with live feed versus compound diets: a meta-analysis – Aquacult. Int. 19: 1217-1228.

Sharm J., Chakrabarti M. 1998 – Effects of Different Stocking Densities on Survival and Growth of Grass Carp, *Ctenopharyngodon idella*, Larvae Using a Recirculating Culture System – Journal of Applied Aquaculture 8:79-83.

Schlumberger W. 1976 Erfahrungen bei der Brutaufzucht von Amurkarpfen (*Ctenopharyngodon idella* Val.) und Silberkarpfen (*Hypophthalmichthys molitrix*) mit verschiedenen Trockenfuttermitteln – Zt. Binnenfischerei DDR 6: 164-170.

Van der Wind J.J. 1979 – Techniques of rearing phytophagous fishes – FAO Fish Rep. 44(5): 227-232.

Williams K., Gebhart G. 2020 – Grass carp propagation – on-line: <https://www.langston.edu/grass-carp-propagation> (dostęp 22.05.2020).



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.**

Wolnicki J, Górny W. 1993 – Podchów wylęgu ryb karpowatych w kontrolowanych warunkach środowiskowych – Broszury Rybackie IRS 161, Olsztyn: 26 ss.

Wolnicki J., Opuszyński K. 1988 – Punkt bez powrotu u wylęgu karpia (*Cyprinus carpio* L.) i ryb roślinożernych (*Ctenopharyngodon idella* Val., *Hypophthalmichthys molitrix* Val., *Aristichthys nobilis* Rich.) – Roczn. Nauk Roln. Seria H 101: 61-69.

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

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