

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

SZKOLENIE NR 8

**Nowatorskie biotechniki produkcji materiału
zarybieniowego i/lub obsadowego ryb karpiowatych
w systemach o różnym stopniu intensyfikacji produkcji**



**Organizator
Zakład Akwakultury
Instytutu Rybactwa Śródlądowego
im. Stanisława Sakowicza –
Państwowy Instytut Badawczy**

Olsztyn, dnia 26.05.2023 r.



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

Spis treści

1. Specyfika ryb karpiokształtnych jako obiektu chowu i hodowli w akwakulturze.....	3
1.1. Pokarm ryb karpiokształtnych	3
1.2. Budowa i funkcjonowanie przewodu pokarmowego u larw ryb karpiokształtnych	5
1.3. Budowa i funkcjonowanie przewodu pokarmowego u stadiów młodocianych i dorosłych ryb karpiokształtnych	9
1.4. Wymagania pokarmowe ryb karpiokształtnych.....	16
2. Podchów młodocianych ryb karpiokształtnych w warunkach kontrolowanych.....	23
2.1. Metamorfoza czyli przeobrażenie.....	23
2.2. Rozwój akwakultury młodocianych ryb karpiokształtnych.....	24
2.3. Podchów ryb młodocianych w RAS – ogólne warunki	25
2.4. Dieta i żywienie ryb karpiokształtnych podchowiwanych w RAS.....	28
2.5. Negatywne skutki przekarmiania.....	30
2.6. Jakość wody	34
3. Tworzenie i utrzymywanie stad podstawowych ryb karpiokształtnych w warunkach kontrolowanych.....	37
3.1. Wprowadzenie	37
3.2. Co zyskujemy dysponując stadami podstawowymi wychowanymi w warunkach kontrolowanych?.....	38
3.3. Podstawy metodyczne.....	39
3.4. Okres larwalny	40
3.4.1. Okres młodociany.....	41
3.4.2. Okres dojrzałości płciowej – hodowla stada podstawowego.....	44
3.4.3. Okres starości (senilny).....	47
3.5. Podsumowanie	48
Literatura	50



1. Specyfika ryb karpiokształtnych jako obiektu chowu i hodowli w akwakulturze

dr Justyna Sikorska – Zakład Rybactwa Stawowego, Instytut Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza – Państwowy Instytut Badawczy w Olsztynie

1.1. Pokarm ryb karpiokształtnych

Rząd karpiokształtnych (Cypriniformes) jest bardzo liczny i zróżnicowany pod względem gatunkowym, obejmuje ryby zamieszkujące różne nisze ekologiczne i żywiące się bardzo różnorodnym pokarmem, w tym roślinami. Powstało wiele prac naukowych dotyczących metod chowu i hodowli niektórych gatunków ryb karpiokształtnych o dużym znaczeniu gospodarczym, z których wyłania się obraz raczej trudnych obiektów podchowu o sporych wymaganiach dotyczących temperatury. W większości przypadków mamy tu bowiem do czynienia z gatunkami zdecydowanie ciepłolubnymi, przynajmniej w pierwszych tygodniach życia, które wymagają podgrzewania wody w podchowach kontrolowanych oraz mają specyficzne wymagania pokarmowe i pewne ograniczenia w kwestiach żywienia.

Ze względu na rodzaj zjadanego pokarmu ryby karpiokształtne możemy podzielić na roślinożerne i te odżywiające się pokarmem zwierzęcym. Jednakże trzeba zaznaczyć, że w warunkach naturalnych w pożywieniu wielu gatunków znajduje się zarówno składnik roślinny, jak i zwierzęcy, co nie od razu pozwala zakwalifikować je do organizmów wszystkożernych. Często bowiem w pokarmie ryb uznawanych za roślinożerne spotyka się pewną domieszkę drobnych bezkręgowców stanowiących pokarm dodatkowy i odwrotnie – u ryb odżywiających się pokarmem zwierzęcym, szczególnie tych spokojnego żeru, w przewodach pokarmowych można znaleźć składniki pochodzenia roślinnego. Dlatego przy klasyfikowaniu gatunków do roślinożernych czy odżywiających się pokarmem zwierzęcym przyjmuje się kryterium wyraźnie dominującego składnika pokarmowego, czyli pokarmu zasadniczego (Opuszyński 1979). Na tej podstawie gatunki takie jak wzdrenga czy świnka w wielu źródłach są zaliczane do ryb roślinożernych, pomimo że zjadają one także całkiem spore ilości pokarmu zwierzęcego, który jest dla nich dodatkowym cennym źródłem niezbędnych aminokwasów. Ale najwięcej gatunków spożywających różne rodzaje materii



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

roślinnej wśród ryb karpiowatych i karpiokształtnych występuje w rejonach tropikalnych i subtropikalnych.

Wśród roślinożernych karpiokształtnych możemy wyróżnić gatunki fitoplanktonożerne, odżywiające się głównie glonami planktonowymi, a także makrofitofagi, odżywiające się wyższymi roślinami naczyniowymi oraz detrytusofagi. Przykładem ryby fitoplanktonożernej wśród karpiokształtnych jest tołpyga biała, odcedzająca z wody zawieszane w niej cząstki planktonu w tym zielenice, sinice, okrzemki i inne glony. Wiosną i jesienią istotnym składnikiem jej pokarmu jest także detrytus, wychwytywany wraz z planktonem. Z kolei sztandarowym przykładem ryb odżywiających się roślinnością naczyniową jest amur biały, który najchętniej zjada zanurzoną roślinność miękką, np. moczarkę kanadyjską, rogatka sztywnego, rdestnicę grzebieniastą czy wywłócznika kłosowego oraz znacznie mniej chętnie roślinność twardą czy glony nitkowate. Po części wpływ na ten fakt mają warunki termiczne – wykazano, że w cieplejszym klimacie subtropikalnym i tropikalnym również trzcina i pałka są chętnie przez amura zjadane. Mające duże znaczenie gospodarcze karpie indyjskie, rohu, mrigal i katla, zjadające glony, żywą i martwą roślinność naczyniową oraz w niewielkim stopniu zooplankton, można zaliczyć do gatunków detrytusożernych ze względu na dużą zawartość w pokarmie właśnie martwej materii roślinnej.

W grupie ryb karpiokształtnych odżywiających się pokarmem zwierzęcym również występują duże różnice co do pobieranego pokarmu. Możemy wśród nich znaleźć ryby bentosożerne, odżywiające się fauną denną i naroślinną, zooplanktonożerne (np. ukleja) oraz gatunki drapieżne. Dorosły leszcz, jest świetnym przykładem ryby bentosożernej, odżywiającej się głównie zwierzętami bezkręgowymi, jakie żyją na dnie zbiorników wodnych i na roślinności zanurzonej, z ogromną przewagą larw Chironimidae (80%), niewielkim udziałem innych owadów dwuskrzydłych, mięczaków, małży, szczątek roślinnych i detrytusu, a nawet składników pochodzenia lądowego, jak np. dżdżownice (Opuszyński 1979). Z kolei najlepszym przykładem ryby drapieżnej, odżywiającej się niemal wyłącznie rybami, wśród karpiokształtnych będzie boleń. Mniejszy udział ryb w pokarmie stwierdzono u klenia, który drapieżny tryb życia prowadzi w zasadzie tylko w zimnej porze roku, ale nawet wtedy w jego diecie można spotkać spory udział zwierząt bezkręgowych.

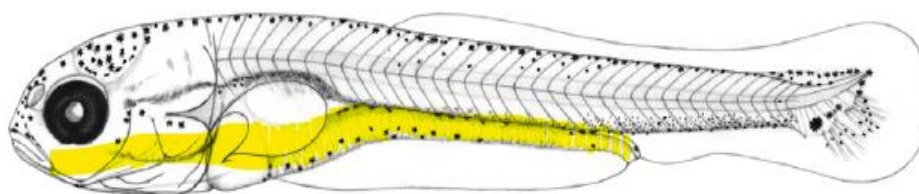
Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

W podziale ryb ze względu na rodzaj zjadanego pokarmu wyróżnia się ponadto grupę ryb wszystkożernych, w których pokarmie stwierdza się duży udział zarówno składników pochodzenia roślinnego, jak i zwierzęcego. Do tej grupy gatunków zaliczyć można karasia pospolitego i karasia srebrzystego (Brylińska 2000).

Pomimo różnorodności nawyków żywieniowych ryb karpiokształtnych, od rybożerności po roślinożerność, ich przewód pokarmowy jest stosunkowo prosty, pozbawiony funkcjonalnego żołądka i różniący się głównie długością. Jego budowa i funkcje zostaną omówione w dalszej części materiałów.

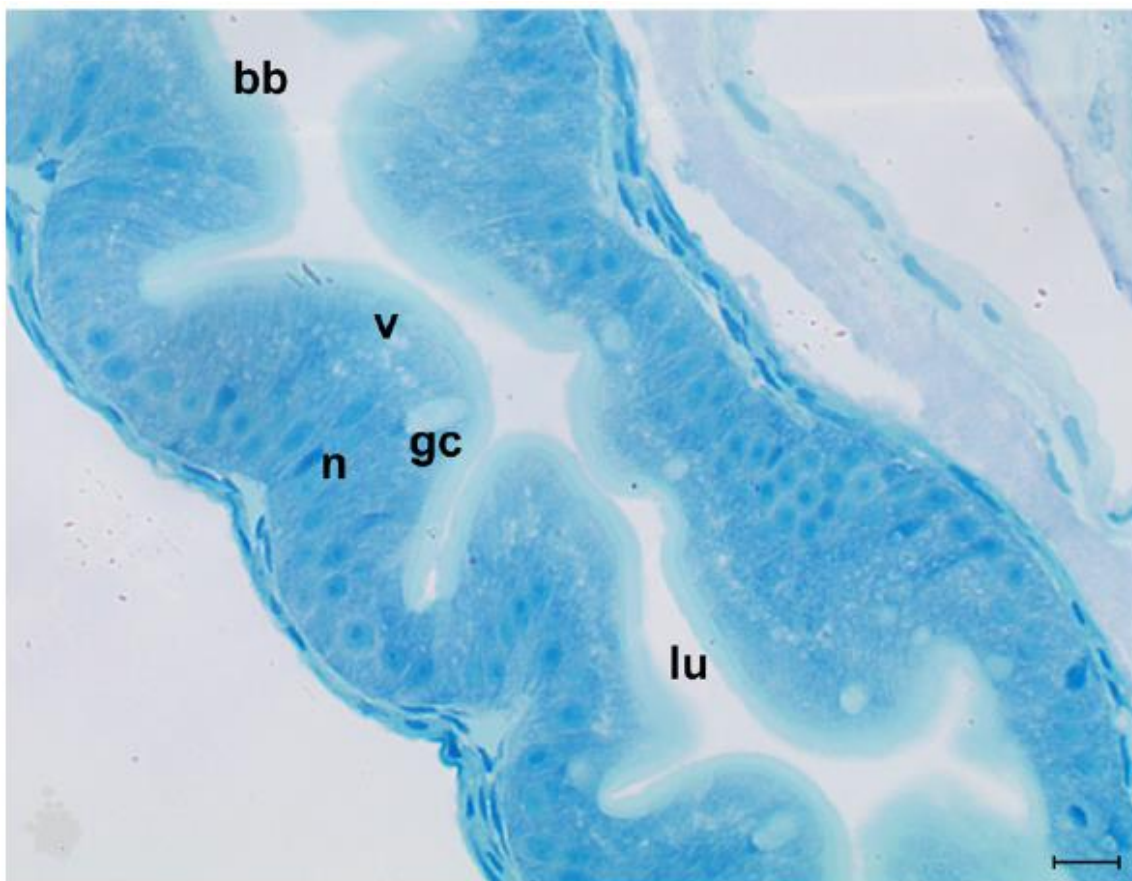
1.2. Budowa i funkcjonowanie przewodu pokarmowego u larw ryb karpiokształtnych

U larw ryb karpiokształtnych na etapie rozpoczynania odżywiania egzogenego jelito jest krótkie, tworzące prostą rurkę o długości około 50% długości ciała, lekko zagiętą wzdłuż brzusznej powierzchni pęcherza pławnego (Hofer 1991). Jelito rozszerza się poniżej pęcherza pławnego i biegnie prosto w kierunku odbytu, stopniowo zmniejszając swoją średnicę (ryc. 1). Błona śluzowa jelita tworzy niskie zygzakowate fałdy lub pierścieniowate grzbiety (ryc. 2). Nabłonek jest typu prostego walcowatego (inaczej cylindrycznego), do tego występuje niewielka liczba niedojrzałych komórek kubkowych, zwanych także komórkami śluzowymi (Iwai 1969). Takie proste, krótkie jelito radzi sobie tylko z łatwostrawnym pokarmem zwierzęcym, głównie zooplanktonem, natomiast zupełnie nie radzi sobie w pierwszych dniach odżywiania egzogenego z trawieniem suchych pasz przemysłowych, tzw. starterów.



Ryc. 1. Schemat prostego przewodu pokarmowego larwy z rzędu karpiokształtnych na przykładzie karpia o długości całkowitej 8,8 mm. Przewód pokarmowy zaznaczono kolorem żółtym (rysunek zmieniony ze Snyder i in. 2016).

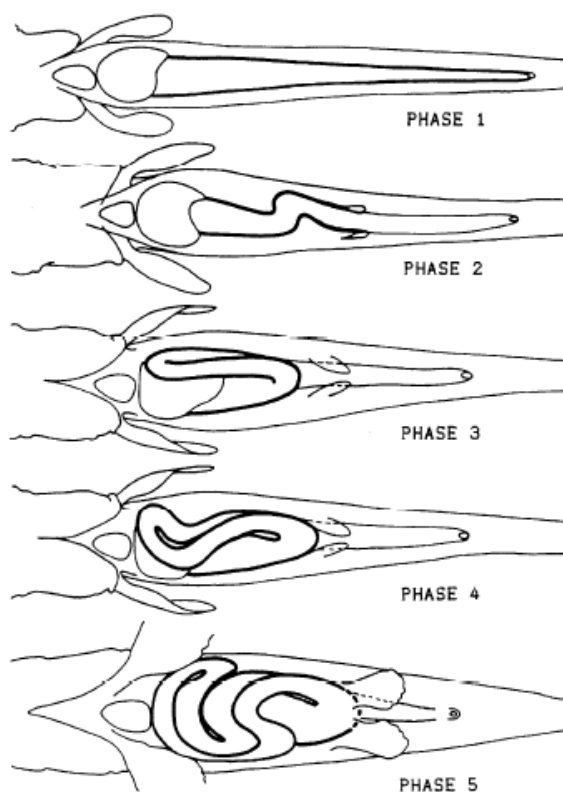
Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**



Ryc. 2. Przekrój podłużny przez jelito larwy ryby w początkowym okresie odżywiania egzogenego: bb – rąbek szczoteczki, gc – komórki śluzowe, v – wakuola, n – jądro, lu – światło jelita (Lahnsteiner 2017).

Larwy karpia zwykle pierwszy pokarm zaczynają pobierać po około 5 dniach od wyklucia, a pełne wykształcenie układu pokarmowego następuje u nich po około 28 dniach od wyklucia, choć jelito tworzy wtedy jedynie cztery pętle (ryc. 3) – ostateczne osiem pętli tworzy się dopiero u osobników o długości ciała około 5 cm (Brylińska 2000). Wiele gatunków o mniej lub bardziej mięsożernych skłonnościach ma jednak na tyle krótkie jelito, że tworzy ono tylko jedną pętlę – np. u bolenia, klenia, płoci, certy, ale też u lina i wzdregi (Junger i in. 1989).

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



Ryc. 3. Fazy rozwoju jelita u ryb karpiokształtnych, od larwy do wczesnego stadium młodocianego: 1 – zasadniczo proste jelito, 2 – początek formowania się pętli (zwykle po lewej stronie), 3 – pełna pętla tworząca się w przedniej części jamy trzewnej, 4 – kolejne pętle jelita, 5 – pełne pofałdowanie jelita u ryby młodocianej (Snyder i in. 2016).

Generalnie rozwój przewodu pokarmowego u larw ryb dzieli się na trzy główne etapy: pierwszy to początek wydzielania enzymów trzustkowych, drugi to początek wydzielania enzymów jelita, a trzeci krok to rozwój żołądka, czyli początek wydzielania pepsyny i kwaśne trawienie (Gisbert i in. 2009). U karpiokształtnych ten trzeci etap nigdy nie następuje (Chakrabarti i in. 2006), a główną rolę w trawieniu będą u nich odgrywały enzymy trzustkowe, tripsyna i chymotrypsyna, oraz wątroba.

W pierwszym okresie odżywiania egzogennej aktywność enzymów trawiennych jest niska, ale rośnie wraz z rozwojem larw. Dodatkowo enzymy trawienne obecne w żywym pokarmie mogą wspomagać procesy trawienne w przewodzie pokarmowym larw –



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

w przypadku larw płoci połknięty zooplankton przyczynia się do zwiększenia o ok. 25% całkowitej aktywności enzymów trzustkowych w jelicie (Hofer 1991). Przewody wyprowadzające enzymy trawienne z trzustki uchodzą do przedniej części jelita tuż za przełykiem – w okresie larwalnym ten początkowy odcinek jelita jest głównym miejscem zewnątrzkomórkowego trawienia proteolitycznego (Ostaszewska i in. 2008). Wątroba zaczyna produkować żółć bardzo wcześnie, jeszcze zanim zarodek opuści osłonkę jajową (Grodziński 1971, Kolkovski 2001). Produkowana żółć umożliwia rozkład i trawienie tłuszczów oraz wchłanianie witamin rozpuszczalnych w tłuszczach (A, D, E i K). Wydzieliny wątroby do jelita są odprowadzane przewodem żółciowym, mającym kształt rurki. Wytwarzana w wątrobie żółć aktywizuje lipazę oraz emulguje tłuszcze. Wątroba produkuje też niektóre enzymy proteolityczne. Ponadto jako substancje zapasowe gromadzi się w niej tłuszcz i glikogen (Grodziński 1971, Wojda 2015).

Trzustka u karpiokształtnych występuje w postaci drobnych, niedostrzegalnych gołym okiem ciałek tkwiących w tkance tłuszczowej i wątrobowej, wciskającej się pomiędzy jelita (Grodziński 1971) – stąd często określana jest mianem wątrobotrzustki. W trzustce występują dwa rodzaje tkanki – gruczołowa (tzw. wyspy Langerhansa), które wydzielają insulinę oraz tkanka o charakterze gruczołu śliniankowego (Wojda 2015). Produkuje ona enzymy: trypsynę, amylazę i lipazę – zdolne do trawienia wszystkich rodzajów pokarmu, rozszczepiające białko, węglowodany i tłuszcze (Zhou i in. 2010). Ilość wytworzonych enzymów jest zmienna, zależy m.in. od gatunku ryby i rodzaju spożywanego pokarmu. U larw karpia, tołpygi białej i pstrej we wczesnym okresie larwalnym obserwowano wysoką aktywność α -amylazy, co wskazuje na duże znaczenie metabolizmu węglowodanów na początku odżywiania się larw. W okresie młodocianym poziom α -amylazy jednak spada i to niezależnie od obecności węglowodanów w diecie (Farhoudi i in. 2013). U larw karpia maksymalna aktywność α -amylazy i lipazy w 15. dniu po wykluciu może być związana z rozpoczęciem wewnątrzwydzielniczej aktywności trzustki. Zmiany aktywności lipazy podczas ontogenezy larw są specyficzne dla gatunku, np. u larw tołpygi białej i tołpygi pstrej aktywność lipazy zwiększała się przez cały okres larwalny (Chakrabarti i in. 2006, Chakrabarti i Rathore 2009), zaś u karpia rosła do 15 dnia po wykluciu, a potem zaczęła spadać (Farhoudi i in. 2013).



Aktywność trypsyny w jelicie larw i dorosłych ryb karpiokształtnych jest wyraźna w pierwszej i drugiej części jelita, ale znacznie niższa w końcowym odcinku przewodu pokarmowego, gdzie większość enzymów zostaje ponownie wchłonięta w jelicie grubym. Co ciekawe u larw żywionych paszami, nie tylko stwierdza się znacznie wyższą aktywność trypsyny w jelitach, ale także zanik gradientu stężeń enzymów między jelitem przednim, środkowym i tylnym, gdzie procesy hydrolityczne są kontynuowane także w jelicie grubym.

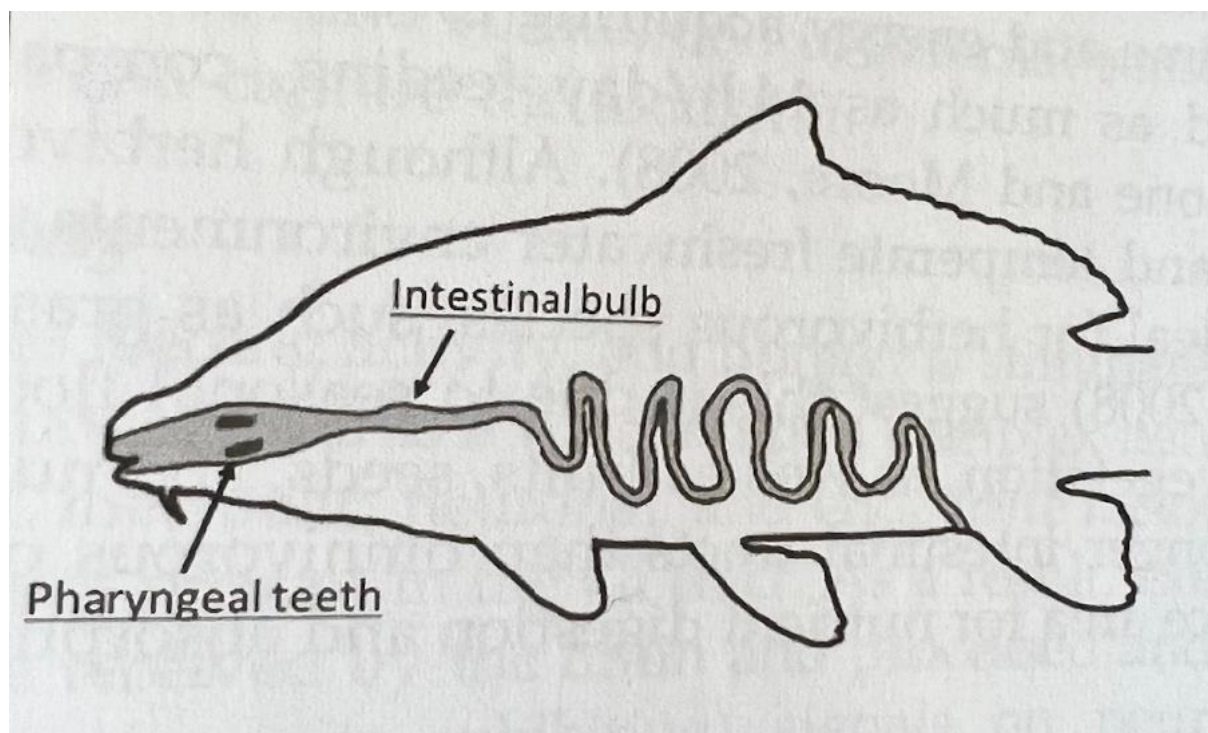
U karpiokształtnych morfologiczne i fizjologiczne zróżnicowanie przewodu pokarmowego jest ciągłym procesem rozwoju, jednak odbywa się on bez żadnych drastycznych zmian, jakie obserwowane są u innych rodzin ryb, u których w czasie ontogenezy wytwarza się żołądek, wyrostki pyloryczne lub jelito ślepe i następuje rozpoznawalna „metamorfoza”. Tutaj można powiedzieć, że dzieje się stosunkowo niewiele. Brak żołądka wydaje się być cechą filogenetyczną pewnych rodzin, a nie adaptacją związaną z konkretną strategią żerowania gatunków. Brak morfologicznego żołądka wśród kostnoszkieletowych stwierdzono bowiem u różnych gatunków ryb z różnych rodzin (m.in. Atherinidae, Cobitidae, Cyprinidae, Gobiidae), które nie są ze sobą blisko spokrewnione i mają zupełnie różne nawyki żywieniowe (Chao 1973). Wysłunięto też hipotezę, że stan bez żołądka jest korzystny dla pewnych gatunków ryb żyjących w środowiskach słodkowodnych ze względu na zdolność do zapewnienia alkalicznego przewodu pokarmowego, zwłaszcza u ryb z dietą bogatą w węglan wapnia, a także do zmniejszania kosztów energii metabolicznej (Horton i in. 2022).

1.3. Budowa i funkcjonowanie przewodu pokarmowego u stadiów młodocianych i dorosłych ryb karpiokształtnych

Zasadniczo przewód pokarmowy młodocianych i dorosłych ryb dzieli się na następujące odcinki: jamę gębową, odcinek skrzelowy (gardziel), przełyk, żołądek (brak go u karpiokształtnych), jelito środkowe, jelito tylne (końcowe) i odbył. Ważnymi elementami układu pokarmowego są także gruczoły trawienne – wątroba i trzustka. Ryby karpiokształtne w jamie gębowej nie posiadają zębów właściwych – występują u nich tzw. zęby gardłowe (ryc. 4) osadzone na kości gardłowej. Zęby te są na tyle charakterystyczne dla poszczególnych gatunków, że mogą służyć jako cecha rozpoznawcza. U karpia na przykład są

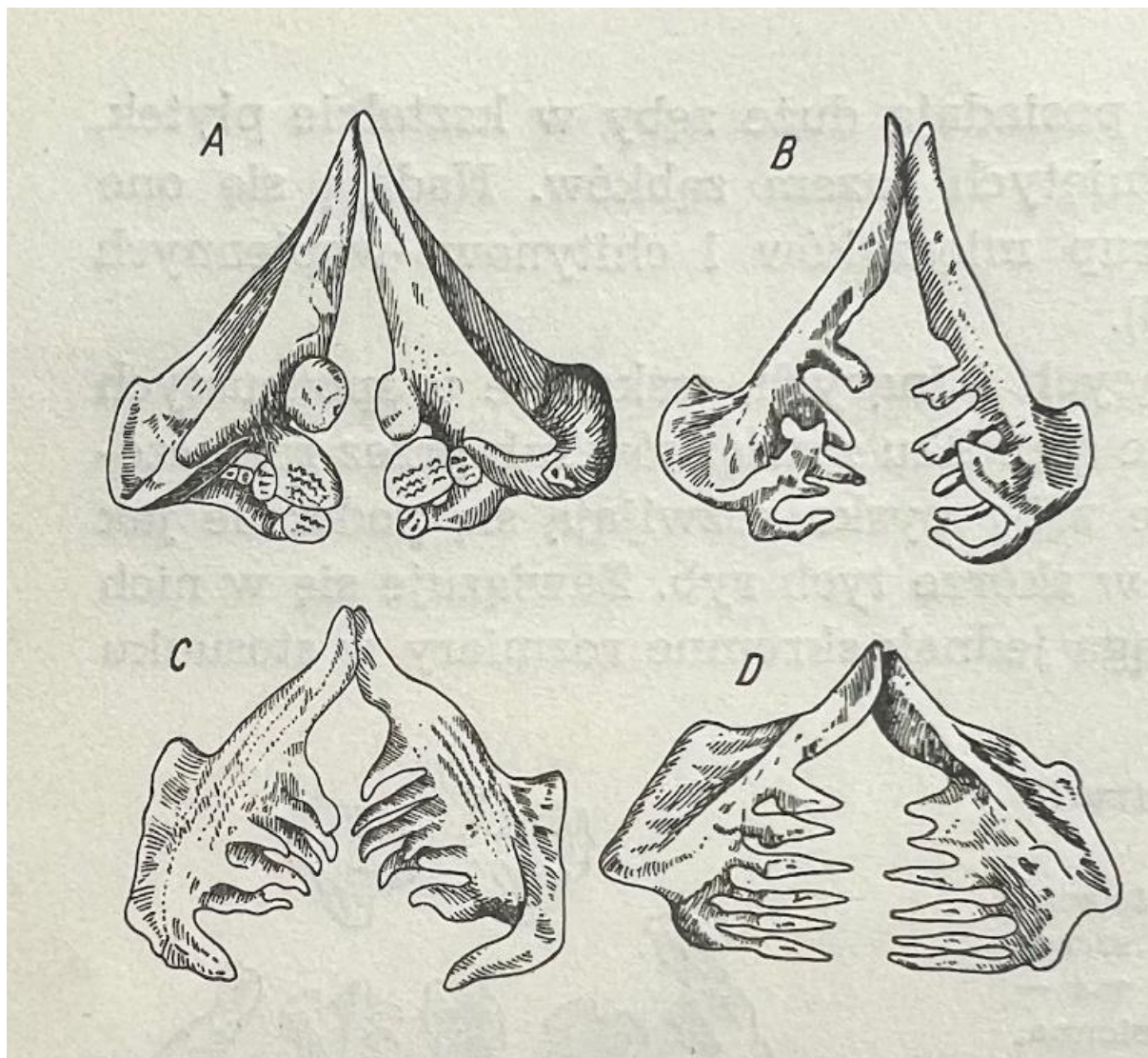
Projekt pt.: Program Doradztwa Rybackiego „Rozradzanie, wylęgarnictwo, podchów ryb i zarybianie”; ETAP III; Akronim „DORADZTWO”; Nr Umowy: **00002-6521.2-OR1400003/18/20** z dnia **16.01.2020 r.**

to trzy szeregi zębów o płaskich koronach, a u klenia dwa szeregi zębów zagiętych haczykowato (ryc. 5). Naprzeciwko zębów gardłowych na podniebieniu znajduje się chropowata płytką rogowa, o którą rozcierają one pokarm (Grodziński 1971). Podniebienie, zbudowane z elastycznych mięśni poprzecznie prążkowanych, czynnie pomaga w zgniataniu i przesuwaniu pokarmu w kierunku przełyku. Brak języka zastępuje zgrubiały fałd błony śluzowej na kości językowej (Wojda 2015). Zjedzony pokarm wraz z wodą przedostaje się do jamy gębowej, gdzie w odcinku skrzelowym zostaje oddzielony od wody za pomocą aparatu filtracyjnego. Następnie przesuwa się dalej do gardzieli i przełyku. Przełyk jest krótki, zbudowany z mięśni poprzecznie prążkowanych i gładkich. Jest on pozbawiony gruczołów trawiennych, wyścielony kubkami smakowymi i komórkami wydzielającymi śluz, który ułatwia przesuwanie się pokarmu w kierunku jelita (Wojda 2015).



Ryc. 4. Schematyczny rysunek pokazujący umiejscowienie zębów gardłowych (ang. *pharyngeal teeth*) i tzw. bańkę jelita (ang. *intestinal bulb*) u karpia (Hardy i Kaushik 2021).

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



Ryc. 5. Zęby osadzone na dolnych kościach gardłowych u ryb karpiokształtnych: (A) zęby karpia o płaskich koronach, ustawione w trzech szeregach, (B) listwowato wydłużone, ustawione w jednym szeregu zęby gardłowe leszcza, (C) haczykowato zakończone, ustawione w dwóch szeregach zęby klenia, (D) ustawione w jednym szeregu, wydłużone i zastrzone na końcach zęby świnki z charakterystycznym rowkiem biegnącym przez ich środek (Grodziński 1971).

Z powodu braku żołądka przelyk u karpiokształtnych przechodzi bezpośrednio w jelito, z którym łączy się za pomocą mięśni odźwiernika. Brak żołądka definiuje się tutaj jako brak poszerzenia przewodu pokarmowego pomiędzy końcem przelyku, a miejscem



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

ujścia przewodu żółciowego do jelita. U gatunków nie posiadających funkcjonalnego żołądka nie stwierdza się wydzielania kwasu solnego ani pepsyny (pepsynogenu) – enzymu, który do swojej aktywacji i działania wymaga kwaśnego środowiska. W rezultacie cały proces trawienny zachodzi u nich w środowisku zbliżonym do neutralnego, a nawet zasadowym. Na przykład u bezzołądkowego okonia niebieskiego z rodziny wargaczowatych zakres wartości odczynu w różnych odcinkach jelita zarówno pustego, jak i pełnego, mieścił się w zakresie 7,0-8,5, co sugeruje trawienie w środowisku alkalicznym (Chao 1973). Dla porównania w żołądku pielęgnic, wysokie stężenie kwasu solnego determinuje odczyn na poziomie 1,5-2,0 w skali pH, co ułatwia denaturację białek, trawienie materiału roślinnego i lizę bakterii (Hofer 1991). W obecności kwasu solnego zachodzi bowiem hydroliza białek do mniejszych peptydów, ale nie do wolnych aminokwasów. Peptydy mogą być potem łatwiej atakowane w jelicie przez trypsynę i chymotrypsyny. Żołądek u ryb żołądkowych odgrywa również ważną rolę jako narząd magazynujący, szczególnie dla gatunków mięsożernych, które połykają duże ofiary. Brak tego magazynu u karpowatych i karpiokształtnych jest częściowo rekompensowany przez poszerzenie jelita przedniego, tzw. bańkę jelitową (ang. *intestinal bulb*), w której zachodzi większość ważnych procesów trawiennych (ryc. 4). To tutaj mają swe ujście przewody wątroby i trzustki – dwóch gruczołów dostarczających główną część enzymów niezbędnych do trawienia pokarmu.

Enzymy w przewodzie pokarmowym są produkowane przez wątrobę i trzustkę oraz nabłonek błony śluzowej jelita (Govoni i in. 1984). Wyróżniamy różne grupy enzymów: enzymy proteolityczne, trawiące białka (chymotrypsyna, trypsyna, peptydaza, kwaśna fosfataza); enzymy lipolityczne, trawiące tłuszcze (lipaza, fosfolipaza A, fosfataza zasadowa) oraz enzymy rozszczepiające węglowodany (glukozydaza, chitynaza, amylaza).

Wątroba to narząd wielofunkcyjny – wytwarza żółć, która pomaga w trawieniu tłuszczów, filtruje i rozkłada stare krwinki czerwone, filtruje i rozkłada toksyny we krwi, produkuje, przechowuje i uwalnia glikogen, a także przechowuje składniki odżywcze (Philips 1991). Ilość wydzielanej żółci zależy od ilości spożywanego pokarmu. U większości ryb z pełnymi jelitami, pęcherzyki żółciowe były opróżnione i skurczone, a u ryb z pustym przewodem pokarmowym były wypełnione żółtawozielonkawym płynem.



Sok trawienny produkowany przez tkankę zewnątrzwydzielniczą trzustki zawiera enzymy trawiące białka, węglowodany i lipidy i jest wydzielany do bańki jelitowej. Białka są przede wszystkim atakowane przez trypsynę i chymotrypsynę – dwie endopeptydazy wydzielane przez trzustkę jako nieaktywne zymogeny, które muszą być następnie aktywowane. Optymalne pH w jelicie dla aktywności trypsyny i chymotrypsyny waha się od 7,9 do 9,0 u różnych gatunków karpiokształtnych, chociaż wartości te często wykraczają poza ten zakres, szczególnie w przypadku diety zwierzęcej (pH 6,3-9,2) (Hofer 1991). Peptydy są przetwarzane do wolnych aminokwasów przez egzopeptydazy (karboksypeptydazy wydzielane przez trzustkę i aminopeptydazy związane z błoną rąbka szczoteczkowego) oraz dipeptydazy śluzówkowe. Większość strawionego białka obserwuje się jako wolne aminokwasy i dipeptydy. Węglowodany natomiast rozszczepiane są przez amylazę i maltazę – enzymy wydzielane przez błonę śluzową jelita i trzustkę, a tłuszcze przez lipazę produkowaną w trzustce (Wojda 2015). Aktywność amylazy, bardziej niż innych enzymów, jest dostosowana do specyficznej diety danego gatunku. Dlatego u karpiowatych z tendencją do wszystkożerności, a zwłaszcza karpia, nie jest zaskakujące, że aktywność amylazy jest wyższa niż u gatunków mięsożernych. Hydroliza fragmentów białek, węglowodanów i lipidów jest kontynuowana na powierzchni błony śluzowej, a po wchłonięciu w komórkach błony śluzowej (peptydy, sacharydy) lub w hepatocytach (monoglicerydy) (Hofer 1991).

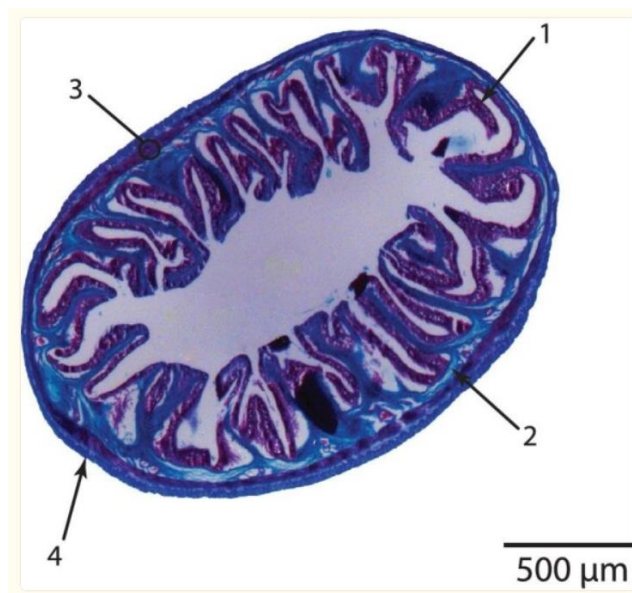
Ryby karmione zróżnicowaną dietą mogą regulować aktywność swoich enzymów trawiennych (Shi_Ping i Zhao 2005). Aktywność trypsyny i lipazy u karpia żywionego pokarmem zwierzęcym była istotnie wyższa niż w przypadku stosowania pokarmu roślinnego, a przyrost masy ciała i tempo wzrostu na diecie roślinnej były znacznie niższe niż w grupie żywionej pokarmem zwierzęcym (Zhao i in. 2020). Ryby mięsożerne mają wyższą aktywność proteazy i lipazy oraz niższą aktywność amylazy (Wu i Zhu 1994). U ryb wszystkożernych i roślinożernych aktywność amylazy jest wyższa w związku z wyższą zawartością węglowodanów w diecie (de la Parra i in. 2007).

Nasiona i ziarna wielu gatunków roślin używanych do produkcji pasz oprócz dużych ilości białka, węglowodanów czy tłuszczów mogą zawierać wysokie stężenia inhibitorów proteazy (soja) lub amylazy (pszenica i inne zboża), które mogą zmniejszać trawienie i przyswajanie pokarmu. Obecność inhibitorów niekoniecznie jednak prowadzi do

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

drastycznego ograniczenia trawienia. W warunkach *in vitro* aktywność amylazy u karpia była hamowana przez inhibitory amylazy z pszenicy do 10-50% pierwotnej wartości, jednak karp kompensuje działanie inhibitorów amylazy zwiększając wydzielanie amylazy trzustkowej. Karpie żywione zwykłą pszenicą muszą syntetyzować około cztery razy więcej enzymu niż te karmione ekstrudowaną pszenicą pozbawioną inhibitorów (Hofer 1991).

Jelito karpiokształtnych ma kształt rury rozszerzającej się do środkowego odcinka przewodu pokarmowego (ryc. 6). Jest ono wewnątrz wyścielone błoną śluzową (śluzówką), zbudowaną z jednowarstwowego nabłonka o komórkach cylindrycznych, w którym występują jednokomórkowe gruczoły kubkowe wydzielające enzymy trawiące białka i enterokinazę uaktywniającą trypsynogen do trypsyny. Śluzówka jest silnie sfałdowana, co zwiększa powierzchnię wchłaniania strawionego pokarmu. W zdrowym jelicie śluzówka ma różowe zabarwienie i powleczone jest śluzem wydzielanym przez kubkowe komórki śluzowe nabłonka (Wojda 2015). Długość całego jelita dorosłego karpia mieści się 2,5-2,7 razy w długości ciała. U karpia intensywnie żywionych jelito ulega dalszemu wydłużeniu, nawet do trzykrotnej długości ciała.



Ryc. 6. Przekrój poprzeczny przez jelito ryby bezzoładkowej na przykładzie *Cymatogaster aggregata*, przedstawiający ogólną budowę ściany przewodu pokarmowego, która składa się z czterech warstw: (1) pofałdowanej błony śluzowej (nabłonek błony śluzowej i unaczyniona tkanka łączna), (2) błony podśluzowej (tkanka łączna), (3) błony mięśniowej (tkanka



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

mięśniowa) i (4) błony surowiczej (komórki mezotelialne i unaczyniona tkanka łączna) (Horton i in. 2022).

Generalnie największa długość jelita występuje u gatunków roślinożernych, podczas gdy wartości pośrednie występują u ryb wszystkożernych, a najkrótsze jelito mają gatunki mięsożerne (Philips 1991, Albrecht in. 2001). Funkcjonalnym wyjaśnieniem długiego przewodu pokarmowego roślinożerców jest to, że niektóre składniki diety są przez nich wolno trawione i wymagają zarówno dłuższego czasu, jak i szerszej ekspozycji na enzymy trawienne. Z tego powodu też jelito amura białego charakteryzuje się stosunkowo dużą średnicą, co zwiększa zdolność do magazynowania pokarmu.

Trawienie i wchłanianie odbywa się, gdy pokarm jest powoli przesuwany przez jelito. Siłą napędową są komórki wyściełające jelito środkowe (enterocyty), zaopatrzone w kosmki i mikrokosmki (tzw. rąbek szczoteczkowy) oraz w pewnym stopniu mięśnie jelita (Hoar 1966), a transport cząstek pokarmu dokonuje się w smudze śluzu. Enterocyty biorą udział w procesie wchłaniania z jelita cienkiego do krwi – za pomocą rąbka szczoteczkowego pobierają substancje ze światła jelita i oddają do naczyń krwionośnych oraz limfatycznych, które znajdują się pod nabłonkiem. Kosmki jelitowe są zatem częścią jelita, która odpowiada za wchłanianie i trawienie składników odżywczych, głównie białek, tłuszczów i węglowodanów. Przypominają one palczaste wypustki i pokrywają całą wewnętrzną powierzchnię błony śluzowej jelita cienkiego, zwiększając tym samym powierzchnię jego wchłaniania. Kosmki jelitowe są silnie unerwione i występują w nabłonku jednowarstwowym walcowatym. W enterocytach znajdują się dwie grupy enzymów trawiennych: cytozolowe enzymy (głównie peptydazy) występujące w cytoplazmie i enzymy rąbka szczoteczkowego. Rąbki szczoteczkowe wydzielają następujące enzymy trawiące: alkaliczną fosfatazę (enzym z klasy hydrolaz, którego rola polega głównie na katalizowaniu defosforylacji różnych estrów fosforanowych) i aminopeptydazę (enzym proteolityczny, który uwalnia aminokwasy z aminowego końca łańcucha polipeptydowego – bierze on udział w końcowych etapach trawienia białek w jelicie cienkim). Rozwój błony mikrokosmkowej w enterocytach ma miejsce jeszcze w okresie larwalnym i stanowi kluczowy etap do przejścia na „dorosły” tryb trawienia. Z procesem dojrzewania enterocytów wiąże się wzrost aktywności enzymów błony rąbka szczoteczkowego (Moyano i in., 1996, Farhoudi i in. 2013).



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

Końcowy odcinek układu pokarmowego tworzy jelito grube i odbyt. W jelicie grubym zachodzi intensywne wchłanianie wody i zagęszczanie mas kałowych, czyli niestrawionych składników pokarmowych, które muszą być usunięte z organizmu.

Procesy przemiany materii nieustannie zachodzące w organizmie ryb spełniają swoje dwa podstawowe zadania – dostarczają energię niezbędną do prawidłowego funkcjonowania wszystkich układów oraz składniki budulcowe potrzebne do prawidłowego rozwoju i wzrostu. Intensywność przemiany materii zależy od wielu czynników zewnętrznych (temperatura wody, zawartość w niej tlenu i produktów przemiany materii) i wewnętrznych (wiek i stan fizjologiczny, genotyp). Istotną rolę w metabolizmie i procesach trawienia u ryb odgrywa mikroflora przewodu pokarmowego. W bakteriocenozach przewodu pokarmowego ryb słodkowodnych bytujących w naturalnych zbiornikach wodnych przeważają bakterie z rodzaju *Aeromonas*, *Lactobacillus*, *Pseudomonas* i *Flavobacterium-Cytophaga*. Natomiast u ryb hodowlanych żywnością suchą struktura bakteriocenozy jest inna, z dominującym udziałem *Enterobacteriaceae*, które mogą stanowić około 50% wszystkich bakterii (Ganguly i Prasad 2012). Bakterie zarówno żołądkowe, jak i jelitowe biorą udział w rozkładzie składników odżywczych i dostarczają gospodarzowi enzymy, niektóre aminokwasy i witaminy. Tak więc populacja drobnoustrojów jelitowych stanowi ważny i zróżnicowany potencjał w organizmie żywiciela, a sucha pasza ma niekorzystny wpływ na mikroflorę jelitową (Ganguly i Prasad 2012). Zmiany te z pewnością mają wpływ na wydajność trawienia i stan kondycyjno-zdrowotny ryb pochodzących z akwakultury.

1.4. Wymagania pokarmowe ryb karpiokształtnych

Prawidłowe żywienie ryb odgrywa kluczową rolę w zrównoważonej akwakulturze i jest fundamentalną kwestią warunkującą nie tylko szybki wzrost ryb, ale też ich dobrą kondycję zdrowotną i prawidłowy rozwój. Wydawać by się mogło, że w dzisiejszych czasach, kiedy na rynku dostępny jest szeroki asortyment profesjonalnych pasz dla ryb i duży wybór pokarmów naturalnych, zapewnienie rybnom właściwej diety nie jest szczególnie trudne. Rzeczywistość jednak jest inna, co szczególnie dobrze widać w akwakulturze najmłodszych stadiów rozwojowych ryb, zarówno morskich, jak i słodkowodnych, w tym karpiokształtnych. Znajomość potrzeb pokarmowych jest kluczowym elementem w żywieniu, a zwłaszcza



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

w intensywnym podchowcie ryb utrzymywanych w systemach recyrkulacyjnych. Wciąż aktualnym problemem są deformacje ciała ryb powstałe na tle pokarmowym, gdyż najczęstszą przyczyną takich nieprawidłowości jest właśnie nieodpowiednia dieta. W warunkach intensywnej akwakultury bowiem najszybciej i najłatwiej ujawnią się wszelkie niedoskonałości zadawanych pasz i wszelkie niedobory niezbędnych składników pokarmowych. O ile potrzeby pokarmowe karpia są już dobrze poznane i opisane, o tyle znacznie gorzej sytuacja wygląda w przypadku gatunków ryb karpiokształtnych o małym znaczeniu gospodarczym, a o dużym znaczeniu przyrodniczym. W takich przypadkach z konieczności trzeba polegać na komercyjnych paszach przygotowanych i skomponowanych na potrzeby karpia lub nawet na paszach pstrągowych, które nie w pełni odpowiadają potrzebom pokarmowym ryb karpiokształtnych.

Każda pasza składa się z wody i suchej masy. Komercyjne pasze granulowane dla karpia i pasze pstrągowe, wykorzystywane często także w podchowach ryb karpiokształtnych, zawierają zwykle do 10% wody. Resztę stanowi tzw. sucha masa, która zawiera składniki organiczne i mineralne. Składniki organiczne to związki azotowe, w skład których wchodzi białka i amidy oraz związki bezazotowe, np. tłuszcze i włókno (Wojda 2015).

Najważniejszym i niezbędnym składnikiem pokarmowym w diecie ryb karpiokształtnych, podobnie jak innych zwierząt, jest białko. Jest ono też najdroższym komponentem pasz przemysłowych, ale nie da się go zastąpić niczym innym. Zapotrzebowanie ryb karpiokształtnych na białko nie jest stałe, zależy m.in. od wieku ryb i temperatury wody (Wojda 2015). Jakość białka w paszy jest determinowana poprzez jego skład aminokwasowy. Wszystkie ryby potrzebują do prawidłowego wzrostu i funkcjonowania organizmu 10 niezbędnych aminokwasów, tzw. egzogennych, czyli tych, których organizm nie potrafi sam wytwarzać z innych aminokwasów i muszą być one dostarczone wraz z pożywieniem (Poston i Rumsey 1983). Są to: metionina, arginina, treonina, tryptofan, histydyna, leucyna i izoleucyna, lizyna, walina i fenyloalanina. Poniżej w tabeli 1 przedstawiono wykaz aminokwasów niezbędnych w diecie karpia (dane zebrane przez Poczyczyńskiego i Woźniak 2013).

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

Tab. 1. Zapotrzebowanie karpia na białko i poszczególne aminokwasy egzogenne według różnych autorów

Nazwa aminokwasu	Ilość (%)
Białko surowe	30,5
Arginina	1,31
Histydyna	0,64
Izoleucyna	0,78
Leucyna	1,00
Lizyna	1,74
Metionina + Cysteina	0,94
Fenylalanina + Tyrozyna	1,98
Treonina	1,19
Tryptofan	0,24
Walina	1,10

Niedobór, zwłaszcza długotrwały, jakiegokolwiek z aminokwasów egzogennych skutkuje osłabieniem tempa wzrostu ryb i różnymi dysfunkcjami organizmu, co w warunkach hodowli pociąga za sobą poważne negatywne skutki ekonomiczne. Do najważniejszych funkcji białek należą bowiem (Poczyczyński i Woźniak 2013):

- budowanie stałych struktur organizmu (błon biologicznych: błona komórkowa, jądrowa, rybosomów, mitochondriów, retikulum endoplazmatycznego etc. oraz struktur chrzęstnych)
- katalizowanie reakcji chemicznych (wszystkie enzymy są przecież białkami)
- kontrola wzrostu i różnicowania (białka receptorowe jądra komórkowego)
- udział w budowie i działaniu mięśni (białka kurczliwe – aktyna i miozyna)
- transportowanie tlenu (hemoglobina) i innych substancji wewnątrz organizmu i na poziomie komórkowym
- udział w przekazywaniu impulsów nerwowych (substancje receptorowe na błonie postsynaptycznej), a niekiedy ich generowanie (np. rodopsyna w oku)



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

- rola regulacyjna (np. hormony białkowe wydzielane przez przysadkę mózgową, albo insulina wydzielana przez trzustkę)
- immunologiczna (przeciwciała)
- energetyczna – białka mogą być źródłem energii, choć ich spalanie jest skrajnie niekorzystne z ekonomicznego punktu widzenia, jednak w okresach głodu organizm czerpie energię z substancji zapasowych, zużywając najpierw węglowodany, potem tłuszcze aż wreszcie białka (Wojda 2015).

W związku z częstym zastępowaniem w paszach drogiej mączki rybnej przez znacznie tańsze produkty pochodzenia roślinnego, np. mączkę sojową, może niekiedy dochodzić do niedoboru w diecie lizyny i metioniny, zwłaszcza u młodych, szybko rosnących osobników. Niedobór niezbędnych aminokwasów powoduje u młodocianych ryb zahamowanie wzrostu i rozwoju. Z kolei nadmiar w diecie leucyny (Choo i in. 1991) lub niedobór tryptofanu (Akiyama i in. 1986) może powodować deformacje szkieletu. Co ciekawe, skrzywienia kręgosłupa powstałe u ryb eksperymentalnie żywionych paszą całkowicie pozbawioną tryptofanu, okazały się odwracalne po ponownym wprowadzeniu do diety tego aminokwasu (Akiyama i in. 1986).

Drugim po białku ważnym składnikiem pokarmu dla ryb są węglowodany. Pokrywają one potrzeby energetyczne organizmu, a ich dodatek wpływa korzystnie na wykorzystanie białek. Są też materiałem budulcowym komórek i mają duże znaczenie dla funkcjonowania mózgu. Węglowodany są wytwarzane przez rośliny podczas procesu fotosyntezy, w związku z czym ich głównym źródłem w diecie są produkty pochodzenia roślinnego. Cukry złożone są rozkładane na cukry proste (glukoza), a następnie wchłaniane do krwiobiegu. Stamtąd glukoza przy udziale enzymu trzustkowego – insuliny – dostaje się do komórek organizmu, np. mięśni, wątroby. Nadmiar węglowodanów powoduje odkładanie w wątrobie i mięśniach substancji zapasowych – tłuszczu i glikogenu (Wojda 2015).

Tłuszcze (lipidy) są kolejnym istotnym składnikiem energetycznym w paszy – dają ponad dwukrotnie więcej energii niż węglowodany (Wojda 2015). Są źródłem niezbędnych kwasów tłuszczowych. Ponadto budują one tkanki i komórki – lipidy to nieodzowny element strukturalny błon biologicznych wszystkich komórek w organizmie. Są prekursorami hormonów kory nadnerczy i hormonów płciowych. Tłuszcze to także nośnik witamin



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

rozpuszczalnych w tłuszczach (Turchini i in. 2009) – pełnią dla witamin funkcję rozpuszczalnika i umożliwiają ich wchłanianie w przewodzie pokarmowym.

Trzeba jednak pamiętać, że wysoka zawartość tłuszczu w diecie powoduje słabszą przyswajalność z pokarmu białek, węglowodanów oraz fosforu i innych pierwiastków (Yamamoto i in. 2007). Ponadto dieta wysokotłuszczowa po pewnym czasie powoduje nadmierne otłuszczenie ściany jelita, co dodatkowo zmniejsza przyswajalność składników zawartych w pokarmie.

Całkowita zawartość tłuszczu, w tym profil kwasów tłuszczowych, zależy od gatunku ryb, jej wieku i wielkości, dojrzałości płciowej i fazy cyklu reprodukcyjnego, a także od metody hodowlanej, diety i systemu żywienia. Względy ekonomiczne i ekologiczne przyczyniły się do coraz powszechniejszego wykorzystywania olejów roślinnych jako substytutu tranu w paszach dla ryb (Turchini i in. 2009). W paszach dla ryb stosuje się następujące oleje roślinne: olej lniany, rzepakowy, słonecznikowy, sojowy i arachidowy. Żywienie ryb paszą, w której źródłem tłuszczu są oleje roślinne zazwyczaj jednak zmienia skład chemiczny ciała ryb (Turchini i in. 2009), gdyż odmienny jest profil kwasów tłuszczowych w tych olejach.

W przeglądowej pracy Tacona (1992) oraz u Tochera (2008) najczęściej wymieniane objawy niedoboru niezbędnych kwasów tłuszczowych u ryb to zwiększona śmiertelność i zahamowanie wzrostu, podwyższona zawartość tłuszczu w wątrobie, podwyższony indeks hepatosomatyczny wątroby (HSI) i obniżona wydajność rozrodcza, rzadziej erozja płetw. U młodych stadiów ryb morskich niezbędne dla formującego się szkieletu są przede wszystkim wysokonienasycone kwasy tłuszczowe n-3 HUFA (Cahu i in. 2003). Ich nadmiar w diecie (Cahu i in. 2009) lub ich niedobór (Lovell 1993) może być przyczyną bocznych skrzywień kręgosłupa. Ryby słodkowodne, zwłaszcza ciepłolubne i roślinożerne, wymagają większych ilości kwasów tłuszczowych n-6 niż n-3 (Furuita i in. 2003, van der Meeren i in. 2008, Turchini i in. 2009). Badania Kamler i in. (2008) wykazały jednak, że pasze startowe dla ryb słodkowodnych mogą mieć zbyt wysoką zawartość wielonienasyconych kwasów tłuszczowych n-3, które naturalnie dominują w pokarmie ryb morskich, a nie słodkowodnych (van der Meeren i in. 2008, Turchini i in. 2009), i zbyt niską zawartość kwasów n-6. Z literatury wiadomo, że zbyt wysoka zawartość PUFA n-3 u roślinożernego amura białego



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

powodowała zahamowanie wzrostu (Du i in. 2008). Jednak dzięki zdolności do biokonwersji osiemnastowęglowych PUFA do dłuższych i bardziej nienasyconych homologów (Turchini i in. 2009), większość ryb słodkowodnych stosunkowo dobrze toleruje taki skład pasz.

Lipidy magazynowane są przede wszystkim w mięśniach i wątrobie. Wątroba pełni istotną rolę w wielu procesach metabolicznych lipidów, m.in. we wchłanianiu, oksydacji i przekształcaniu kwasów tłuszczowych oraz w dostarczaniu długołańcuchowych wysoko wielonienasyconych kwasów tłuszczowych (HUFA – highly unsaturated fatty acids) do innych tkanek. W tkance tłuszczowej ryb zawarte są wielonienasycone kwasy tłuszczowe (PUFA) n-3, w tym kwas eikozapentaenowy (EPA) i dokozaheksaenowy (DHA) oraz kwasy n-6 – oddziałujące pozytywnie na ludzkie zdrowie (Kaliniak i in. 2015).

Ważnym aspektem prawidłowego żywienia jest także dostarczanie rybom odpowiednich ilości witaminy C w diecie. Teoretycznie pasze zawierają nawet kilkakrotnie więcej witaminy C (zwykle 300-500 mg/kg) niż wynoszą przeciętne wymagania pokarmowe ryb. Jednakże ze względu na dużą niestabilność form chemicznych tej witaminy, znaczne straty z paszy obserwuje się już na etapie transportu i przechowywania oraz w trakcie jej kontaktu z wodą w czasie karmienia ryb. Z dostępnych danych literaturowych wynika też, że ryby młodociane mają kilka razy wyższe zapotrzebowanie na witaminę C niż dorosłe osobniki, a w przypadku infekcji zapotrzebowanie na nią może być nawet kilkanaście razy wyższe niż u zdrowych osobników (Sikorska 2010b). Z powyższych względów nie można wykluczyć, że przynajmniej na pewnych etapach rozwoju ryby żywione wyłącznie paszami cierpią także na niedobór witaminy C. Niestety diagnostyka niedoboru witamin u ryb jest bardzo kosztowna i dosyć trudna metodycznie, stąd mało wiadomo na ten temat, zwłaszcza w odniesieniu do ryb karpiokształtnych. Typowe objawy niedoboru u ryb witaminy C, to m.in. zahamowanie wzrostu, brak apetytu, skrzywienia kręgosłupa, deformacje pokryw skrzelowych i szczęk, co jednak może przypominać również symptomy niedoboru fosforu (Sikorska 2010a, 2010b). U karpiokształtnych, z powodu braku sekrecji kwasów żołądkowych, przyswajalność składników mineralnych zależy od rozpuszczalności w wodzie ich soli. Ryby te mogą wprawdzie pobierać wapń, magnez i fosfor bezpośrednio z wody, jednak są to ilości niewystarczające do prawidłowego funkcjonowania organizmu, dlatego głównym ich źródłem jest dieta. U rosnących szybko młodych osobników niedobór



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

wspomnianych makropierwiastków może powodować nie tylko zahamowanie wzrostu, ale także deformacje szkieletu (Lall 2002).

Zasady bezpiecznego stosowania przemysłowych pasz w intensywnym podchowcie młodych stadiów ryb karpiokształtnych w systemach recyrkulacyjnych zostaną przedstawione w drugiej części materiałów szkoleniowych.



2. Podchów młodocianych ryb karpiokształtnych w warunkach kontrolowanych

dr Justyna Sikorska – Zakład Rybactwa Stawowego, Instytut Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza – Państwowy Instytut Badawczy w Olsztynie

2.1. Metamorfoza, czyli przeobrażenie

Zanim larwa ryby karpiokształtnej stanie się osobnikiem młodocianym musi przejść metamorfozę. Jest to proces znacznych zmian zachodzących w formie i strukturze organizmu nim przeobrazi się on w ostateczną postać przypominającą dorosłego osobnika. Metamorfoza zachodzi u różnych zwierząt, u których w rozwoju postembrionalnym występuje wolno żyjąca forma larwalna, a więc przede wszystkim u bezkręgowców, ale też u niektórych kręgowców, w tym ryb i płazów. W procesie metamorfozy u larw ryb zanika fałd płetwowy, skrzela zewnętrzne, pęcherzyk żółtkowy, tymczasowe zęby larwalne, które to organy są zastępowane innymi spełniającymi te same funkcje (Balon 1975, Palińska-Żarska 2020). U ryb karpiokształtnych jednym z ostatecznych sygnałów dokonania się metamorfozy i przejścia z ostatniego stadium larwalnego do pierwszego młodocianego jest pojawienie się pokrywy łuskowej, stanowiącej ważną ochronę skóry – od tej pory mówimy już o rybach młodocianych. Poszczególne gatunki ryb karpiokształtnych przeobrażają się przy różnej wielkości ciała i w różnym czasie od wyklucia. W optymalnych warunkach termicznych i pokarmowych zajmuje to zwykle 3-4 tygodnie. W momencie zakończenia procesu metamorfozy długość całkowita młodocianych ryb poszczególnych gatunków karpiokształtnych wynosi od 18 do 30 mm, a masa ciała 100-300 mg (Wolnicki 2005). Ryby młodociane, choć mniejsze i niedojrzałe płciowo, pokrojem przypominają już osobniki dorosłe swojego gatunku, a sam okres młodociany trwa aż do osiągnięcia dojrzałości płciowej, co w warunkach kontrolowanych zajmuje zwykle od kilkunastu miesięcy do dwóch lat.



2.2. Rozwój akwakultury młodocianych ryb karpiokształtnych

Metody podchowu młodocianych ryb karpiowatych i innych karpiokształtnych w warunkach kontrolowanych były stopniowo rozwijane przez ostatnie trzy dekady, głównie dzięki gwałtownemu rozwojowi przemysłu akwakulturowego i upowszechnieniu akwakulturowych systemów recyrkulacyjnych (RAS). Niemniej jednak udoskonalanie protokołów produkcyjnych dla poszczególnych gatunków ryb stopniowo wprowadzanych do akwakultury trwa od wielu lat i jeszcze się nie skończyło. Aktualnie główny nacisk kładzie się nie tylko na ilość i biomasę wyprodukowanych osobników, ale także na ich jakość biologiczną (Palińska-Żarska 2020). W związku z tym znajomość biologii i wymagań poszczególnych gatunków jest kluczowym elementem efektywnej akwakultury. Wyhodowanie osobników dobrej jakości w intensywnych systemach akwakulturowych jest wymagające i o wiele bardziej kosztowne oraz czasochłonne w porównaniu do metod produkcji odbywających się w warunkach stawowych.

Młode stadia ryb karpiokształtnych (np. rodzina jelicowatych, Leuciscidae) są uważane za trudny obiekt intensywnego podchowu z użyciem komercyjnych pasz przemysłowych (np. Wolnicki 2005). W ich przypadku trudności te tłumaczy się z jednej strony specyficzną fizjologią trawienia – są to zwierzęta, których układ pokarmowy przez całe życie jest pozbawiony żołądka. W ich przewodzie pokarmowym nie jest wydzielany kwas solny ani pepsyna, a trawienie odbywa się w jelicie w środowisku zasadowym za pomocą enzymów wydzielanych przez wątrobę i trzustkę. Z drugiej strony na rynku brakuje pasz, które spełniałyby wszystkie wymagania pokarmowe tych ryb. Badania wskazują nie tylko na wysokie wymagania ryb karpiowatych i pokrewnych co do jakości komponentów paszowych, ale też na duże zróżnicowanie wymagań pokarmowych wśród poszczególnych gatunków. Taka sytuacja bardzo utrudnia lub wręcz uniemożliwia opracowanie formuły uniwersalnej paszy dla ryb karpiokształtnych czy choćby samych karpiowatych. Producenci ryb zaś muszą się nauczyć odpowiedniego stosowania dostępnych na rynku pasz z uwzględnieniem ich specyfiki.

W formułowaniu i technologii produkcji pasz nastąpił wprawdzie bardzo duży postęp, jednak nawet w okresie młodocianym, większość gatunków karpiowatych i karpiokształtnych może nadal wymagać stosowania pokarmu naturalnego, przynajmniej jako dodatku do paszy



(Kamler 1992, Wolnicki 2005, Kamler i Wolnicki 2006). Z pewnością pod względem jakościowym pokarm naturalny byłby najbardziej odpowiednim pożywieniem, gdyż jego stosowanie nie wywołuje u ryb karpiowatych żadnych negatywnych skutków bez względu na intensywność stosowania (Kamler i in. 2006). Jednak z uwagi na jego wysoką cenę, ograniczoną dostępność i kłopotliwe przechowywanie, głównym dążeniem w akwakulturze najmłodszych stadiów ryb karpiokształtnych jest jak najszybsze całkowite przejście z pokarmu naturalnego na wytwarzane przemysłowo pasze – odbywa się to już na etapie larwalnym, a ryby młodociane z założenia powinny być podchowywane wyłącznie na paszach. Z literatury wiadomo jednak, że gatunki takie jak jaź, jelec, kleń, wzdręga czy lin w okresie larwalnym charakteryzują się niską zdolnością do trawienia pasz i przyswajania zawartych w nich składników pokarmowych (Wolnicki 2005). Niestety trudności z efektywnym trawieniem pasz utrzymują się u tych gatunków również w młodocianym okresie życia. Nieco lepiej jest w przypadku gatunków takich jak brzana, karp czy świnka.

Wyniki współczesnych prac badawczych wskazują, że pomimo dużego postępu pod względem jakości wytwarzanych pasz, intensywne żywienie (do poziomu sytości) młodocianych ryb karpiokształtnych samymi paszami może wywierać podobne skutki, jak stosowanie starterów w larwalnym okresie życia, w tym słaby wzrost i/lub nieprawidłowości morfologiczne występujące u licznych osobników (np. Myszkowski i in. 2002, Wolnicki i in. 2006, Sikorska i in. 2023). Z dotychczasowych badań wynika, że do anomalii w budowie ciała młodocianych ryb karpiokształtnych może – po określonym czasie – doprowadzić intensywne żywienie każdą z dostępnych na rynku pasz przemysłowych (np. Rennert i in. 2003, Wolnicki i in. 2006, Kamiński in. 2018).

2.3. Podchów ryb młodocianych w RAS – ogólne warunki

Systemy recyrkulacyjne przeznaczone do podchowu młodocianych ryb karpiokształtnych zasadniczo nie odbiegają od typowego standardu budowy i wyposażenia. Taki RAS powinien być zasilany wodą studzienną albo odpowiednio oczyszczoną i uzdatnioną wodą powierzchniową. Ponadto powinien być wyposażony w zautomatyzowane urządzenia ogrzewające i napowietrzające wodę, uzdatniające wodę filtry (mechaniczny i biologiczny), a także lampy oświetlające pomieszczenie i zbiorniki podchowowe – te



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

najlepiej, żeby były w kolorze jasnoszarym lub jasnozielonym, o objętości od 150 l do maksimum 1000 l. Głębokość zalewu zbiorników powinna wynosić 0,5-1,0 m. Dobrze, żeby w basenach można było uzyskać cyrkulację wody przy jej niewielkich przepływach, zapewniających wymianę z częstotliwością 0,5-1,0 zbiornika/godz. Jest to szczególnie ważne w podchowcie ryb reofilnych, natomiast w przypadku karpia, lina czy karasia przepływ wody może być nieco mniejszy – ważne, aby była zachowana dobra jakość wody.

Wbrew pozorom podchów stadiów młodocianych ryb karpiokształtnych w systemach recyrkulacyjnych nie jest dużo łatwiejszy od podchowu larw. Młodociane ryby karpiowate i karpiokształtne są wyraźnie ciepłolubne, wobec czego niezbędne jest stałe utrzymywanie dosyć wysokiej temperatury wody w RAS. Oznacza to konieczność silnego podgrzewania wody oraz dobrej termoizolacji pomieszczenia, w którym znajduje się system recyrkulacyjny. Jednak podchów osobników młodocianych może się odbywać w nieco niższych temperaturach niż podchów larw. Na ogół stosuje się temperatury z zakresu 20-25°C.

Temperatura optymalna dla wzrostu, czyli taka, która zapewnia najwyższe tempo wzrostu, dla poszczególnych gatunków ryb karpiokształtnych wynosi co najmniej 25°C (np. kleń, jaź) (Kamler i Wolnicki 2006), dla lina, certy i świnki jest to 28°C, a dla karpia aż 31°C. Jednak badania Sikorskiej i in. (2018) wykazały, że temperatura optymalna dla wzrostu wcale nie oznacza optymalnej temperatury podchowu. Na przykładzie karasia pospolitego wykazano bowiem, że forsowanie przez dłuższy czas utrzymania maksymalnego tempa wzrostu jest zbyt dużym wysiłkiem dla organizmu i nie pozostaje bez wpływu na zdrowie ryb. Karaś pospolity zarówno w larwalnym, jak i młodocianym okresie życia wykazywał wyraźną ciepłolubność – określono, że optymalna temperatura dla wzrostu tego gatunku jest bliska 28°C i to zarówno w larwalnym, jak i młodocianym okresie życia. Jednakże przeprowadzone u ryb młodocianych analizy hematologiczne wykazały, że długotrwały podchów karasia w wysokich temperaturach (28 i 31°C) powoduje zmiany w statusie immunologicznym ryb, wskazujące na długotrwały stres – stwierdzono m.in. niższą aktywność krwiotwórczą, obniżoną zawartość leukocytów we krwi obwodowej i nerce, ale też podwyższoną zawartość neutrofilii, bazofili i komórek monocykloidalnych. Ponadto temperatura optymalna dla tempa wzrostu ryb nie musi być też optymalna dla efektywności wykorzystania paszy na wzrost. Na przykład Kamiński i in. (2011) wykazali, że

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

w temperaturze 25°C i 20°C młodociany lin wykorzystywał paszę efektywniej (FCR 0,9-1,0), niż w temperaturze 30°C (FCR = 1.4), choć w tej najwyższej ryby rosły zdecydowanie najlepiej. Dlatego, biorąc pod uwagę nie tylko tempo wzrostu, ale też zużycie paszy, status kondycyjno-zdrowotny ryb, a nawet koszty energii wymaganej do podgrzewania wody, należy rekomendować podchów młodocianych ryb karpiowatych i karpiokształtnych w temperaturach wody w zakresie 22-25°C. Optymalna temperatura podchowu jest zatem rodzajem kompromisu (tab. 1).

Tabela 1. Temperatury optymalne dla wzrostu i zalecane temperatury podchowu młodocianych ryb karpiokształtnych w warunkach kontrolowanych

Temperatura optymalna dla wzrostu (°C)	Gatunki	Zalecana temperatura podchowu (°C)
25	jaź, jelec, kleń, leszcz	20-23
26-27	brzana, boleń	22-25
28	lin, certa, karaś pospolity, świnka	22-25
31 lub więcej	karp, amur biały, tołpyga biała, tołpyga pstra	23-26

Ogólnie zagęszczenia obsad stosowane w podchowcie młodocianych ryb karpiokształtnych w RAS mieszczą się w zakresie od 200 do 600-800 osobników na 100 l w zależności od wielkości osobniczej. W takich warunkach nie odnotowuje się istotnego wpływu zagęszczenia obsad na wzrost i przeżywalność ryb. Na przykład zagęszczenie młodocianych karpiokształtnych w przedziale wielkości od 0,5 g do 2,0 g nie powinno przekraczać 5-6 osobn./l. Jedynie na początku okresu młodocianego, przy rybach o masie osobniczej rzędu 0,2-0,3 g, można sobie pozwolić na zagęszczenia do 20 osobn./l, jednak dość szybko będą one wymagały wtedy rozrzedzenia, gdyż przy zbyt wysokich zagęszczeniach mogą wystąpić problemy z utrzymaniem właściwego nasycenia wody tlenem. Jest to szczególnie ważne w przypadku ryb reofilnych, które są pod tym względem bardzo wymagające. Planując zagęszczenie obsad, trzeba też uwzględnić, że ograniczeniem dla ich wielkości jest także przepływ wody przez zbiorniki z rybami i wydajność systemu uzdatniania wody w RAS.



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

Ważne jest też utrzymywanie odpowiednich warunków świetlnych – natężenie światła, mierzone tuż nad powierzchnią lustra wody w basenach podchowowych, powinno wynosić ok. 100 lx. Oświetlenie należy utrzymywać w czasie żywienia ryb i na około 30 minut po zakończeniu ostatniego karmienia. Przy żywieniu 12 h na dobę stosujemy zatem fotoperiod 13L:11D.

2.4. Dieta i żywienie ryb karpiokształtnych podchowanych w RAS

Pokarm to obok temperatury wody główny czynnik decydujący o wzroście ryb (Kamler 1992). Podchów młodocianych ryb karpiokształtnych w systemach recykulacyjnych musi się opierać na komercyjnych paszach przemysłowych. Należy stosować pasze renomowanych producentów, gdyż te są najlepsze pod względem jakościowym. Mogą to być zarówno pasze dla narybku ryb karpiowatych, jak i pasze pstrągowe. W młodocianym okresie życia pasze te, pomimo swoich niedoskonałości, na ogół zapewniają wysokie tempo wzrostu i dobrą przeżywalność ryb. Przeżywalność młodocianych ryb karpiokształtnych przy prawidłowym podchowcie w systemie recykulacyjnym z reguły jest tylko nieznacznie niższa od 100% – zwykle przekracza 90%. Tempo wzrostu uzależnione jest od wielu czynników – gatunku ryby, temperatury wody, wieku i wielkości ryb, ich zagęszczenia, rodzaju paszy i innych. Na przykład względne tempo wzrostu (RGR) młodocianej brzany żywionej w 25°C różnymi paszami wynosiło od 3,2 do 5,8 %/d, ale już u młodocianego lina, który charakteryzuje się znacznie niższym tempem wzrostu, RGR wynosił zwykle od 1,3 do 2,2 %/d (Wolnicki 2005).

Dysponując odpowiedniej jakości paszami możemy bezpiecznie karmić ryby ze stosunkowo wysoką intensywnością, jednak nie należy ich przekarmiać, gdyż jest to niekorzystne dla tempa wzrostu ryb oraz efektywności wykorzystania pasz (Kamler i in. 2006). Zwykle przy przekarmianiu początkowo osiągamy bardzo wysokie tempo wzrostu, jednak po kilku tygodniach, gdy ryby mocno się otluszcza, tracą apetyt i przestają przyrastać, co zaprzepaszcza te początkowo bardzo wysokie wyniki wzrostowe.

Dobowa dawka paszy powinna być dostosowywana do gatunku, wielkości ryb oraz temperatury wody i powinna być nieco obniżana w miarę wzrostu ryb. W wyższych temperaturach wody rybom o średniej masie ciała około 0,5 g można dobowo podawać ilość

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

paszy odpowiadającą 4-4,5% ich biomasy, jeśli nie są to gatunki bardzo podatne na negatywne skutki intensywnego stosowania pasz. W wypadku większych ryb dobową racją pokarmu powinna być nieco mniejsza. Dla ryb o średniej masie około 2 g powinno to być około 3-3,5% biomasy, dla ryb o masie 5 g około 2,5%. W niższej temperaturze dobową racją pokarmu musi być odpowiednio mniejsza. Czyli w temperaturze 20-23°C początkowa dawka paszy dla ryb o masie ciała 0,5 g to 3-3,5% biomasy. W przypadku gatunków, które słabo sobie radzą z trawieniem pasz przemysłowych i są podatne na negatywne skutki ich stosowania, takie jak deformacje ciała i silne jego otłuszczenie, najlepiej w ogóle nie stosować dawek paszy przekraczających 3-3,5% biomasy (tab. 2).

Tabela 2. Zalecane dzienne dawki paszy w podchowcie różnych gatunków ryb karpiokształtnych

Gatunki – podatność na negatywne skutki intensywnego stosowania pasz	Temperatura podchowu (°C)	Zalecana dzienna dawka paszy (% biom.)
gatunki podatne na negatywne skutki intensywnego stosowania pasz (jaź, jelec, płoć, wzdręga, leszcz, karaś pospolity, lin, kleń)	20-23	2,0-3,0
	23-25	3,0-3,5
gatunki odporne na negatywne skutki intensywnego stosowania pasz (karp, brzana, certa, świnka, boleń)	20-23	3,0-3,5
	23-25	3,5-4,5

Dzienne dawki pokarmowe powinny być korygowane minimum raz w tygodniu na podstawie przybliżonej biomasy ryb – najlepiej dwu-, trzykrotnie odłowić po 20-30 osobników i na podstawie ich uśrednionej masy określić przybliżoną biomasę całej obsady, a następnie wyliczyć aktualną dawkę paszy. W miarę wzrostu ryb należy zwiększać granulację paszy. Dla ryb o masie ciała 0,5-1,5 g należy stosować paszę o granulacji 0,5-1,0



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

mm. Dla materiału ważącego 1,5-5,0 g odpowiednia będzie pasza o ziarnach wielkości 1-1,5 mm, a rybom o masie ciała 5-15 g należy podawać frakcję 1,5-2 mm.

Młodociane ryby karpiokształtne absolutnie nie wymagają ani nieprzerwanego podawania pokarmu przez całą dobę, ani nawet przez 16-18 godzin w ciągu dnia, jak to jest rekomendowane w przypadku larw. W świetle dostępnej wiedzy na ten temat zaleca się karmienie ryb młodocianych przez 12 godzin na dobę, a potem drugie 12 godzin fizjologicznego odpoczynku. Pokarm najlepiej podawać ręcznie co 3 godziny, czyli 5 razy dziennie. Karmniki, zwłaszcza te taśmowe, sprzyjają zawilgoceniu paszy i rozwojowi na niej bakterii, zaś ręczne podawanie paszy to przy okazji możliwość zwrócenia uwagi na apetyt ryb i ich zachowania po podaniu nowej porcji pokarmu. Jeśli jednak w podchowcie będą stosowane karmniki, to najlepiej się sprawdzą te elektroniczne, zadające paszę impulsowo.

2.5. Negatywne skutki przekarmiania

Obfite karmienie ryb paszami, choć często zdarza się w praktyce, jako efekt dążenia do maksymalizacji tempa wzrostu, okazuje się błędem. Zbyt duże dawki paszy tylko początkowo stymulują wzrost ryb, ale w późniejszym okresie przyczyniają się one do nadmiernego otluszczenia organizmu, deformacji ciała, schorzeń przewodu pokarmowego i degeneracji narządów wewnętrznych, czego końcowym efektem jest spadek apetytu, zahamowanie wzrostu, a w skrajnych wypadkach nawet śnięcia. Do ujawnienia się negatywnych skutków intensywnego stosowania pasz u większości gatunków wystarcza stosunkowo krótki okres żywienia, wynoszący najwyżej 2-3 miesiące, a niekiedy zaledwie jeden miesiąc (Myszkowski i in. 2002, Wolnicki i in. 2006, Sikorska i in. 2023). W akwakulturze, zarówno morskiej, jak i słodkowodnej, deformacje ciała ryb są zjawiskiem szeroko rozpowszechnionym i stanowią jeden z głównych problemów zdrowotnych i ekonomicznych tej dziedziny gospodarki. Prawidłowość pokroju jest bowiem jednym z podstawowych kryteriów oceny jakości ryb, a tym samym ich wartości rynkowej oraz dalszej przydatności do celów handlowych lub zarybieniowych i hodowlanych.

Badania prowadzone na różnych gatunkach ryb ważnych gospodarczo wykazały, że najbardziej narażone na deformacje ciała powstałe na tle pokarmowym są szybko rosnące osobniki młodociane. Jest to zrozumiałe – w czasie intensywnego wzrostu młodych ryb ich

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

zapotrzebowanie na niektóre składniki pokarmowe, w tym witaminy i substancje mineralne, może być około dwóch razy wyższe niż w przypadku dorosłych osobników tego samego gatunku. Zwiększonemu zapotrzebowaniu na te składniki sprzyja także podwyższona temperatura wody w czasie podchowu. Aby zatem dobrać bezpieczną dzienną dawkę paszy dla ryb karpiowatych podchowujących w warunkach kontrolowanych, nie należy sugerować się jedynie apetytem ryb. Przede wszystkim trzeba wziąć pod uwagę ich podatność na deformacje ciała, gdyż jest ona silnie zróżnicowana gatunkowo (Sikorska i in. 2023).

Najczęściej spotykane u ryb deformacje dotyczą kręgosłupa (fot. 1). Jeśli skrzywienie jest znaczne, może mieć silnie negatywny wpływ na zdolności lokomotoryczne ryby. Takiemu osobnikowi w środowisku naturalnym trudno by było efektywnie żerować i skutecznie unikać ataku drapieżników. Często obserwuje się też niedorozwój lub deformacje pokryw skrzelowych. Niedomykające się lub skrócone pokrywy skrzelowe (fot. 2) nie mogą właściwie pełnić swej funkcji ochronnej w stosunku do delikatnego organu, jakim są skrzela ryby, narażając je na mechaniczne uszkodzenia lub infekcje.



Fot. 1. Boczne skrzywienie kręgosłupa (skolioza) u młodocianego klenia intensywnie żywionego komercyjną paszą w warunkach kontrolowanych (fot. J. Wolnicki).



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

Rzadziej pojawiającym się efektem intensywnego stosowania pasz są deformacje promieni płetw i niedorozwój lub deformacje szczęk. Zniekształcone szczęki mogą być dużym utrudnieniem przy pobieraniu pokarmu i w konsekwencji przyczyniać się do słabego wzrostu ryby. Niekiedy spotykane są także deformacje gałek ocznych, które mogą być wtórnym efektem deformacji kości czaszki, powodujących że gałka oczna nie mieści się w zbyt ciasnym oczodole.

Wskazanie konkretnego powodu występowania nieprawidłowości morfologicznych u ryb karpiowatych żywionych paszami nie jest łatwe, gdyż często mają one charakter wieloczynnikowy. Jednak regułą jest, iż ryby karpiokształtne żywione paszami zawierają mniej substancji mineralnych w ciele niż osobniki żywione pokarmem naturalnym. U ryb żywionych paszą stwierdza się przede wszystkim istotnie niższą zawartość fosforu, wapnia i magnezu, czyli makrominerałów odpowiedzialnych za prawidłowy rozwój i kostnienie szkieletu. Innym typowym efektem stosowania pasz w żywieniu młodych stadiów ryb karpiokształtnych jest silne otluszczenie ciała. Na przykład u młodego lina żywionego przez taki sam okres pokarmem naturalnym zawartość tłuszczu w ciele stanowiła 7,5%, a w przypadku stosowania paszy 9,0% (Sikorska 2014). Jedną z przyczyn silnego otluszczenia się ryb jest stosunkowo wysoka zawartość tłuszczu w samych paszach (np. w paszach Aller Futura i Aller Performa oraz Ewos AgloNorse – odpowiednio 13 % i 23%), podczas gdy pokarm naturalny zawiera go bardzo niewiele (larwy Chironomidae – ok. 5%). Drugą przyczyną jest przekarmianie ryb. Za intensywne należy bowiem uznać takie żywienie, gdy ryby mają możliwość najadania się do syta, a okresowo nawet się przejadają. Wysoka zawartość tłuszczu w diecie powoduje słabszą przyswajalność z pokarmu białek, węglowodanów, fosforu i innych pierwiastków oraz prowadzi do nadmiernego otluszczenia narządów układu pokarmowego, w tym ściany jelita, co dodatkowo zmniejsza przyswajalność składników zawartych w pokarmie.

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



Fot. 2. Nieprawidłowo wykształcona pokrywa skrzelowa u młodocianego bolenia intensywnie żywionego paszą przemysłową w warunkach kontrolowanych (fot. J. Wolnicki).

Dobrze wiadomo również o silnym zróżnicowaniu gatunkowej reakcji na żywienie paszami u larw i młodocianych ryb karpiowatych, co wskazuje na różne ich wymagania co do jakości diety w tym okresie ontogenezy (Wolnicki 2005, Sikorska i in. 2023). Przyczyny trudności związanych z efektywnym żywieniem paszami młodych stadiów ryb karpiokształtnych do dzisiaj nie zostały w pełni wyjaśnione (Kamler 1992, Wolnicki 2005, Sikorska i in. 2023). U larw słabe zdolności do trawienia pasz i przyswajania zawartych w nich składników tłumaczono niedoskonałością struktury i funkcji przewodu pokarmowego. Można by zatem sądzić, że starsze, większe i bardziej zaawansowane w rozwoju osobniki młodociane powinny wyraźnie lepiej od larw radzić sobie z wykorzystywaniem składników zawartych w paszach, tak jednak nie jest. Stopień trudności związanych z efektywnym żywieniem paszami młodocianych ryb karpiokształtnych wydaje się być nie mniejszy niż



w wypadku larw gatunków z tej rodziny, co należy uznać za fakt w dużym stopniu zaskakujący.

Sposobem przeciwdziałania negatywnym skutkom żywienia ryb karpiowatych paszami może być (1) ograniczanie intensywności ich stosowania, czyli żywienie restrykcyjne, albo (2) codzienne wzbogacanie diety o pokarm naturalny, co jednak jest dosyć kosztowne i w praktyce stosowane niemal wyłącznie w przypadku podchowu ryb z przeznaczeniem na stado podstawowe utrzymywane w warunkach kontrolowanych.

Chociaż w ostatnich latach jakość pasz startowych dla ryb uległa dużej poprawie, nadal nie są one w pełni dostosowane do specyficznych wymagań gatunków ryb karpiokształtnych. Problem leży bowiem nie tylko w recepturze i charakterystyce pasz, lecz – jak wcześniej wspomniano – również w fizjologii ryb karpiowatych, jako zwierząt bezzołdkowych, i w dużych różnicach międzygatunkowych w reakcji na żywienie tą samą paszą. Ze względów zarówno ekonomicznych, jak i etycznych, takich jak dobrostan ryb, należy zatem ograniczać stosowanie takich metod podchowu i żywienia, które mogą łatwo doprowadzić do powstania nieprawidłowości u licznych osobników. Co do praktyki podchowu w warunkach kontrolowanych, dość trudno by było podać akceptowalny poziom deformacji u podchowiwanych ryb. Z pewnością jednak za zadowalający można by uznać udział osobników z deformacjami ciała nie przekraczający 10% obsady, gdyż nawet w środowisku naturalnym, w dziko żyjących populacjach ryb różnych gatunków, udział osobników z pewnymi anomaliami w budowie ciała często sięga nawet kilku procent.

Obecnie za najczęstszą przyczynę występowania deformacji ciała u młodych ryb karpiokształtnych intensywnie żywionych paszami uważa się obniżoną zawartość w ich ciele składników mineralnych, które nie są efektywnie przyswajane z takiej diety. Nie można jednak wykluczyć, że przynajmniej okresowo u ryb żywionych paszami dochodzi także do niedoboru witamin, w tym witaminy C.

2.6. Jakość wody

Z chwilą rozpoczęcia podchowu należy monitorować podstawowe parametry jakości wody w systemach recyrkulacyjnych – przede wszystkim temperaturę wody, zawartość tlenu, poziom amoniaku i azotynów. Przy wysokich zagęszczeniach obsady i intensywnym żywieniu ryb w wysokiej temperaturze, zmiany jakości wody mogą następować bardzo szybko.



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

W trakcie podchowu należy też regularnie dbać o stan sanitarny basenów i osadnika, które powinny być oczyszczane. Codziennie z basenów podchowowych należy usuwać resztki niezjedzonej paszy, odchody i martwe osobniki, ponieważ mogą być one źródłem transmisji patogenów, a także w wyniku rozkładu mogą wpływać na pogorszenie się jakości wody. Czyszczenie zbiorników i osadnika ma istotne znaczenie dla jakości wody w systemie, jest więc ważnym zabiegiem profilaktycznym.

Wysoka temperatura wody, duże zagęszczenia ryb i intensywne żywienie sprzyjają pogorszeniu jakości wody i rozwojowi chorób, ale obciążenie systemu filtracji w RAS produktami przemiany materii zależy głównie od ilości zużywanej paszy. Dlatego w trakcie intensywnego podchowu młodocianych ryb w systemach recyrkulacyjnych niezbędna jest regularna kontrola jakości wody i utrzymywanie jej kluczowych parametrów na odpowiednim poziomie. Odczyn wody w trakcie podchowu powinien mieścić się w zakresie od 6,5 do 8,5 pH, czyli podobnie jak u larw karpiokształtnych. Zawartość tlenu rozpuszczonego w wodzie nie powinna spadać poniżej 60% nasycenia ($> 5 \text{ mg O}_2/\text{l}$ w temperaturze 20-22°C), dotyczy to zwłaszcza ryb reofilnych, które mają wysokie wymagania tlenowe. Niektóre gatunki, np. karp, karaś czy lin, tolerują krótkotrwałe spadki zawartości tlenu do około 40% nasycenia. Mają one jednak negatywny wpływ na wzrost i kondycję ryb. Dlatego baseny z rybami powinny mieć zapewnione dwa niezależne źródła tlenu. Jednym jest stały dopływ świeżej, dobrze natlenionej wody (100-120% nasycenia) ze zbiornika retencyjnego, a drugim kostki lub węże napowietrzające umieszczone bezpośrednio w zbiornikach podchowowych.

Poza zawartością w wodzie tlenu, przede wszystkim trzeba kontrolować koncentrację całkowitego azotu amonowego ($\text{NH}_3\text{-N} + \text{NH}_4^+\text{-N}$) i azotynów ($\text{NO}_2\text{-N}$). Najlepiej, żeby zawartość niezdysonowanej formy amoniaku ($\text{NH}_3\text{-N}$) nie przekraczała 0,05 mg/l, a jonów azotynowych 0,1 mg/l. W praktyce intensywnego podchowu może się to okazać trudne, dlatego ważne jest, by maksymalne stężenia amoniaku i azotynów nie były wyższe niż odpowiednio 0,3 mg/l i 0,5 mg/l. Ich wyższa zawartość powoduje zwiększenie wrażliwości ryb na choroby. Średnie letalne stężenie azotynów (LC_{50}) po 24 h ekspozycji dla różnych gatunków ryb karpiowatych wynosi od 41 do 45 mg/l, a w przypadku 48 h ekspozycji spada do 18-28 mg/l (Korwin-Kossakowski i in. 1996). Azotany ($\text{NO}_3\text{-N}$) z kolei nie są groźne dla ryb, a ich wysokie stężenia (nawet kilkadziesiąt miligramów na litr) mogą się zdarzać



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

w zamkniętych systemach podchowu ryb (Żarski i in. 2008). Letalne stężenia azotanów przekraczają dopiero 1000 mg/l (Karpiński 1994).

W świeżo uruchomionym systemie recyrkulacyjnym należy szczególnie uważnie kontrolować stężenie amoniaku i azotynów w wodzie, gdyż mogą one okresowo gwałtownie wzrastać, co stanowi poważne zagrożenie dla zdrowia, a nawet życia ryb. Dlatego usilnie zaleca się, aby filtry biologiczne w RAS uruchomić z niewielkim obciążeniem początkowym na minimum 2-3 tygodnie przed planowanym rozpoczęciem intensywnego żywienia ryb (Zakęś i in. 2022), tak aby miały one szansę efektywnie zapracować, do czego potrzebna jest też odpowiednio wysoka temperatura wody, około 20°C.

Monitoring temperatury i odczynu wody oraz zawartości w niej tlenu należy prowadzić codziennie. W początkowym okresie podchowu codziennie należy też sprawdzać stężenie amoniaku i azotynów. Warto zatem zainwestować w dobrej klasy tlenomierz i pH-metr oraz – w przypadku dużych podchowalni – fotometr, który w prosty i szybki sposób umożliwi nam zbadanie jakości wody. Ewentualnie można zastosować dostępne na rynku zestawy kolorymetryczne. Jeżeli widać, że filtry pracują efektywnie i stężenia azotowych produktów przemiany materii są niskie, można analizy amoniaku i azotynów wykonywać co kilka dni. W celu uzyskania porównywalnych wyników analizy wody należy wykonywać o tej samej porze, przed albo po karmieniu ryb.

Wszelkie nietypowe zmiany zachowania ryb, w tym utrata apetytu, osowiałe zachowanie i zaprzestanie aktywnego pływania, trzymanie się przy dnie zbiornika albo gromadzenie przy powierzchni wody lub przy dopływie, czy odłączanie się niektórych osobników od stada powinny być powodem do niepokoju. Czujność powinno też wzbudzić zmętnienie i/lub spienienie wody w zbiorniku z rybami. Pierwsze co należy zrobić w takiej sytuacji, to sprawdzić jej jakość, zwłaszcza temperaturę (zdarzają się błędne wskazania na wyświetlaczu z powodu awarii czujników temperatury), poziom nasycenia tlenem, zawartość amoniaku i azotynów. 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, jak już wspomniano, wymagają systemy recyrkulacyjne, które zostały niedawno uruchomione.



3. Tworzenie i utrzymywanie stad podstawowych ryb karpiokształtnych w warunkach kontrolowanych

Prof. dr hab. Jacek Wolnicki – Zakład Rybactwa Stawowego, Instytut Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza – Państwowy Instytut Badawczy w Olsztynie

3.1. Wprowadzenie

Autorami pierwszych poważnych prób tworzenia stad podstawowych niektórych gatunków ryb karpiokształtnych całkowicie w warunkach kontrolowanych byli badacze belgijscy, a początek tych działań miał miejsce w końcu lat 80. ubiegłego stulecia. Pierwsze prace badawcze były skoncentrowane na brzanie, *Barbus barbus*, ówczesnie uważanej w Belgii za gatunek szczególnie cenny, silnie zagrożony wyginięciem, wymagający czynnej ochrony w formie zarybień wzmacniających coraz słabsze populacje występujące w tamtejszych dużych rzekach (Poncin 1989, Philippart i in. 1989).

Pionierem krajowych badań ukierunkowanych na opracowanie wydajnych technologii kontrolowanego wychowu i długotrwałego utrzymywania stad podstawowych najbardziej poszukiwanych gatunków ryb karpiokształtnych był Zakład Rybactwa Stawowego w Żabieńcu Instytutu Rybactwa Śródlądowego w Olsztynie (Wolnicki i Myszkowski 1998, Myszkowski i in. 2000, Wolnicki i in. 2000, 2002, Kamiński i in. 2002). Motywem rozpoczęcia prac badawczych dotyczących tej problematyki było aktualne do dzisiaj przekonanie, że wielokrotny rozród osobników wychowanych i przetrzymywanych przez długi okres (lata) w warunkach kontrolowanych może być istotnym uzupełnieniem tradycyjnych metod produkcji materiału zarybieniowego cennych gatunków ryb karpiojących. Do całkiem niedawna metody tradycyjne opierały się na poławianiu dojrzałych płciowo samic i samców na tarliskach krótko przed tarłem, co zawsze jest kłopotliwe, a czasem wręcz niemożliwe.

Nasze prace badawcze zapoczątkowano w 1995 roku, najpierw skupiając uwagę na brzanie, będącej jednym ze sztandarowych i przyrodniczo najcenniejszych gatunków z rodziny ryb karpiojących. Celem tych prac było z jednej strony doprowadzenie ryb – w warunkach całkowicie odmiennych niż naturalne – do dojrzałości płciowej, zaczynając od



najmłodszych stadiów, a z drugiej osiągnięcie tego stanu w okresie znacznie skróconym w porównaniu do warunków naturalnych.

Po kilku latach doskonalenia technologii chowu i hodowli tego gatunku, adaptowano ją do specyfiki innych gatunków z grupy reofilnych karpiokształtnych, takich jak m.in. certa, *Vimba vimba*, świnka, *Chondrostoma nasus*, kleń, *Squalius cephalus* (wszystkie z rodziny jelcowatych). W późniejszym okresie dodano jeszcze m.in. lina, *Tinca tinca* (rodzina linowatych), płoć, *Rutilus rutilus* i wzdręgę *Scardinius erythrophthalmus* (oba gatunki z rodziny jelcowatych).

Od tamtego czasu stada podstawowe wszystkich wymienionych gatunków znajdują się w stałej hodowli w Żabieńcu. Co roku rozród należących do nich dojrzałych płciowo osobników dostarcza młodego materiału zarówno do celów badawczych, jak i zarybieniowych lub obsadowych.

3.2. Co zyskujemy dysponując stadami podstawowymi wychowanymi w warunkach kontrolowanych?

Posiadanie dojrzałych płciowo samic i samców ryb karpiokształtnych, wychowanych całkowicie w warunkach kontrolowanych, daje wiele korzyści o różnym charakterze.

Do szczególnie istotnych zalet tej metody należy zaliczyć: (a) dużą swobodę dysponowania gotowymi do rozrodu osobnikami posiadanych gatunków oraz łatwość planowania terminu rozrodu ryb i podchowu ich młodych stadiów, niezależnie od pory roku, pogody czy stanu wód w rzekach, stanu bazy pokarmowej w stawach etc.; (b) znajomość indywidualnej przydatności do rozrodu poszczególnych tarlaków; (c) długi – u niektórych gatunków nawet kilkunastoletni – okres przydatności tych samych osobników do celów reprodukcyjnych; (d) na ogół długi (kilka miesięcy) okres wytwarzania mleczka przez samce niektórych gatunków; (e) możliwość pozyskiwania produktów płciowych w dowolnym czasie, niekiedy więcej niż jeden raz w roku; (f) stosunkowo małe rozmiary samców i ich powolny wzrost w kolejnych latach, co jest znacznym ułatwieniem ich chowu i hodowli w ograniczonej przestrzeni podchowalni; (g) wysoką jakość biologiczną potomstwa i tym samym ich dużą przydatność do celów obsadowych i zarybieniowych.



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

Warte wzmianki jest i to, że w warunkach kontrolowanych okres niezbędny do uzyskania dojrzałości płciowej przez ryby może zostać skrócony – licząc od wyklucia – do najwyżej jednego roku w wypadku samców i 1,5-2 lat u samic, podczas gdy w warunkach naturalnych trwa to z reguły dwa razy dłużej. Co ważne, w całym wieloletnim okresie chowu i hodowli różnych reofilnych gatunków ryb nie jest potrzebne utrzymywanie w basenach i zbiornikach z rybami silnego przepływu wody, imitującego naturalny prąd wody w rzece, a warunkująca wysokie tempo wzrostu i rozwoju temperatura wody może być utrzymywana na niewysokim poziomie najwyżej 17-18°C w okresie letnim (z wyjątkiem okresu larwalnego) i poniżej 10°C w zimie. Przez niemal cały okres wychowu ryb dojrzałych płciowo ich głównym pokarmem mogą być łatwo dostępne pasze komercyjne, jedynie okazjonalnie wspomagane lub częściowo zastępowane innymi dietami.

Czy są jakieś wady omawianej metody? Są, ale nieliczne. Monotonne żywienie ryb, głównie paszami przemysłowymi, może być przyczyną stanów zapalnych brodawki płciowej (Sikorska i in. 2022). Ten efekt obserwowano nie tylko u brzany, lecz i u świnki. Z kolei u innych gatunków, jak kleń czy wzdręga takich problemów nigdy nie stwierdzono. U kilkuletnich samic brzany wykazano nieprawidłowości rozwoju gonad, skutkujące obniżeniem ich przydatności do rozrodu. U preferującej chłodne wody świnki po kilku latach obserwowano wyraźne objawy przedwczesnego starzenia się, będące konsekwencją utrzymywania jej w zbyt wysokiej dla tego gatunku temperaturze. Co ważne, wszystkim wymienionym problemom da się zaradzić lub przynajmniej je złagodzić.

3.3. Podstawy metodyczne

Działania prowadzące do wychowu dojrzałych płciowo osobników ryb karpiokształtnych i ich utrzymywania w warunkach kontrolowanych można podzielić na cztery etapy o odmiennej specyfice, odpowiadające okresom ontogenezy (życia osobniczego). Co ważne, w obrębie poszczególnych etapów zasady postępowania z różnymi gatunkami ryb są podobne. Oznacza to, że w odniesieniu do różnych gatunków ryb karpiokształtnych można stosować w istocie tę samą lub przynajmniej bardzo podobną technologię.

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

3.4. Okres larwalny

W larwalnym okresie życia (fot. 1) głównym celem postępowania z rybami powinno być zapewnienie im nie tylko zadowalającego tempa wzrostu i wysokiej przeżywalności, lecz i nienagannej jakości biologicznej. Jest zatem bardzo ważne, aby wylęg był potomstwem możliwie licznych rodziców nie spokrewnionych blisko ze sobą. Ta właśnie cecha jest podstawowym warunkiem wysokiej jakości biologicznej samic i samców przyszłego stada podstawowego, a tym samym ich potomstwa. Jest wysoce pożądane, aby rodzice wywodzili się z warunków naturalnych a nie hodowlanych lub aby byli reprezentowani wśród nich tak licznie, jak to możliwe.



Fot. 1. Wylęg certy przed pierwszym karmieniem – wyjściowy materiał do wychowu stada tarłowego tego gatunku (fot. M. Kamiński).

Wszystkie pospolite gatunki ryb karpiokształtnych (brzana, certa, świnka, kleń, jaź, boleń, płóc i wiele innych) w larwalnym okresie życia przejawiają wyraźną ciepłolubność,



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

niezależnie od warunków termicznych panujących w okresie ich naturalnego tarła i kilku następnych tygodniach. W podchowalni zatem wylęg generalnie wymaga stosunkowo wysokiej temperatury wody około 25°C, w przeciwnym bowiem razie tempo jego wzrostu może być niezadowalające (Wolnicki 2005, Kamler i Wolnicki 2006). Aby ryby rosły szybko, niezbędny jest pokarm naturalny (najlepiej żywe naupliusy solowca) w ilości zapewniającej najadanie się mniej więcej do syta, długi okres jego dostępności w ciągu doby (najlepiej 16-18 godzin z karmieniem co 2-3 godziny) i zmniejszenie do minimum konkurencji o pokarm dzięki zastosowaniu umiarkowanego zagęszczenia obsady, najwyżej 50 osobn./l. W tym czasie należy zdecydowanie unikać stosowania pasz jako głównego składnika diety, aczkolwiek mogą one stanowić niewielki dodatek do dziennej racji pokarmowej solowca. W optymalnych warunkach okres larwalny będzie trwał nie dłużej niż około 30 dni, a wskaźnikiem jego zakończenia stanie się, widoczny gołym okiem rozwój okrywy łuskowej u osobników, które przeszły metamorfozę. Masa osobnicza ciała ryb osiągnie wówczas nie mniej niż 0,10-0,15 g. Ważną czynnością na zakończenie tej fazy wychowu stada podstawowego jest staranny przegląd wszystkich ryb, powiązany z ich selekcją. Jej celem jest eliminacja wszystkich osobników z widocznymi wadami rozwojowymi oraz osobników rosnących zdecydowanie najwolniej.

3.4.1. Okres młodociany

Okres młodociany, zapoczątkowany przez metamorfozę larw, kończy się z chwilą uzyskania dojrzałości płciowej. Trwa on długo, z reguły kilkanaście miesięcy, lecz nie powinien przekroczyć dwóch lat od wyklucia.

W początkach okresu młodocianego należy zmniejszyć zagęszczenie obsady do najwyżej 5-10 osobn./l i w razie potrzeby dodatkowo zapewnić rybom więcej przestrzeni życiowej, przenosząc je do obszerniejszych zbiorników. Na kilka miesięcy do tego celu wystarczą baseny o objętości roboczej 200-300 l (fot. 2).

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



Fot. 2. System recyrkulacyjny (RAS) do długotrwałego chowu ryb w młodocianym okresie życia. Objętość robocza basenów ok. 300 l (fot. M. Kamiński).

W tym czasie można już obniżyć temperaturę wody do 20-23°C i zmniejszyć intensywność żywienia, skracając okres dostępności pokarmu i oświetlenia do około 12 godzin na dobę. Odstęp między karmieniami można wydłużyć do 4-5 godzin, co umożliwi trzy-cztery karmienia w ciągu doby. Przełom okresu larwalnego i młodocianego jest odpowiednim czasem do całkowitej rezygnacji z naupliusów solowca, jako podstawy diety ryb. Najlepiej w miejsce solowca wprowadzić, skokowo albo stopniowo, komercyjne mrożone larwy ochotki. Początkowo, jeżeli nie są wystarczająco drobne, mogą wymagać posiekania. Mrożona ochotka nie jest tanim pokarmem (koszt obecnie około 50 zł/kg), ale wychowując stado podstawowe operuje się zazwyczaj niewielką liczbą wyselekcjonowanych ryb rzędu raczej kilkuset, niż tysięcy osobników. Wraz z upływem czasu pokarm naturalny powinien być wspomagany w coraz większym stopniu przez paszę przemysłową o sprawdzonej przydatności dla gatunków z rzędu karpiokształtnych. Nie zaleca się



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

stosowania pasz wysokotłuszczowych przeznaczonych dla ryb morskich. Po kilku miesiącach chowu, gdy ryby osiągną masę ciała co najmniej kilkunastu gramów, pasza może już zastąpić pokarm naturalny w roli pierwszoplanowego składnika diety. Pokarm naturalny jednak warto nadal stosować w formie regularnego dodatku (suplementu), na przykład raz na tydzień, w celu dostarczenia rybom porcji łatwo przyswajalnych makrominerałów (fosforu, wapnia i magnezu), warunkujących między innymi prawidłowy rozwój szkieletu (Sikorska i in. 2007).

Skutecznym sposobem zapobiegania kłopotom wynikającym z żywienia ryb paszami przemysłowymi jest podawanie ich w formie zmodyfikowanej, czyli zakwaszonej kwasem solnym (Kamiński i in. 2018). Stosowanie pasz zakwaszonych najwyraźniej nie wywiera negatywnego wpływu na rozwój układu rozrodczego (Hliwa i in. 2018).

Kluczowym warunkiem sukcesu w tym niezmiernie ważnym, dość długim czasie karmienia ryb przede wszystkim paszą jest szczególna dbałość o jakość biologiczną ryb. Wymaga to ograniczania racji pokarmowej do takiego poziomu, aby ryby nie najadały się do syta; więcej – aby zawsze były trochę głodne i ruchliwe w poszukiwaniu pokarmu. Zaniedbania pod tym względem, czyli przekarmianie ryb, prowadzą do licznych negatywnych skutków, w tym otluszczenia ciała i narządów wewnętrznych, spadku apetytu i zahamowania wzrostu, a przede wszystkim do licznych nieprawidłowości morfologicznych, jak m.in. skrzywienia kręgosłupa, kości czaszki, promieni płetw, nieprawidłowe ubarwienie (Wolnicki i Myszkowski 2005, Kamler i in. 2006, Wolnicki i in. 2006). Ujawnienie się takich cech, z wyjątkiem ubarwienia, które jest cechą odwracalną zależną od diety, powinno skutkować eliminacją dotkniętych nimi osobników. Z licznych badań młodocianych osobników różnych gatunków ryb karpiokształtnych wynika, że dzienna racja pokarmowa paszy powinna mieścić się w zakresie 1-2% biomasy obsady (Sikorska i Wolnicki 2015). I w tym okresie zaleca się karmienie ryb ręcznie, co pozwoli od razu dostrzec wszelkie anomalie ich zachowań, na przykład spadek ruchliwości i zainteresowania pokarmem.

W miarę wzrostu ryb należy redukować zagęszczenie obsady. Dla ryb o masie ciała kilkunastu gramów zagęszczenie nie powinno przekraczać jednego osobnika na litr wody. Ryby ważące kilkadziesiąt gramów wymagają dla komfortu życia kilku litrów w przeliczeniu na jednego osobnika. Mocnym sygnałem do redukcji obsady jest zauważone wyraźne



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

zahamowanie wzrostu ryb. Ten parametr powinien być regularnie (np. co miesiąc) monitorowany.

W całym młodocianym okresie życia ryb nie jest konieczne naśladowanie w podchowalni naturalnych zmian warunków termicznych i świetlnych, typowych dla klimatu w naszym kraju. Utrzymanie stabilności termiki wody i długości dnia świetlnego w tym okresie nie zakłóci rozwoju układów narządów ryb, w tym układu rozrodczego.

Już po około 12 miesiącach chowu w stadzie zaczną pojawiać się pierwsze osobniki dojrzałe płciowo. Ich obecność będzie dowodem prawidłowego wychowu stada. Będą to ciekące samce, które z chwilą jednoznacznego zidentyfikowania płci powinny być przeniesione do oddzielnego, „samczego” basenu. W ciągu następnych miesięcy dojrzeją płciowo wszystkie prawidłowo rozwijające się samce oraz – później nawet o pół roku – samice. Wszystkie ryby o zidentyfikowanej płci dobrze by było zaopatrzyć w indywidualne znaczki.

3.4.2. Okres dojrzałości płciowej – hodowla stada podstawowego

Od momentu uzyskania dojrzałości płciowej osobniki obu płci powinny być przetrzymywane oddzielnie, najlepiej w dużych basenach hodowlanych o roboczej objętości co najmniej 1 m³ (fot. 3).

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



Fot. 3. Baseny o objętości roboczej około 1,1 m³ w systemie recyrkulacyjnym (RAS) – miejsce przetrzymywania ryb dojrzałych płciowo (fot. M. Kamiński).

Stosunkowo już duże ryby (fot. 4) dla komfortu życia wymagają wówczas sporej przestrzeni życiowej. W tym czasie wskazane jest regulowanie temperatury wody i długości dnia świetlnego w zależności od warunków naturalnych, jeżeli nie koliduje to z innymi przedsięwzięciami w podchowalni. W okresie wiosenno-letnim nie ma potrzeby stosowania temperatury powyżej 18°C (brzana), 16°C (certa, kleń) lub 12-14°C (świnka, jaź), a zimą pożądane jest utrzymywanie jej na poziomie znacznie poniżej wartości 10°C. Takie postępowanie ma nie tylko znaczenie biologiczne, lecz również istotny aspekt ekonomiczny, gdyż ogranicza koszty energii koniecznej do podgrzewania wody w podchowalni. W warunkach stosunkowo niskiej temperatury wody zmniejsza się również apetyt ryb i ich potrzeby pokarmowe. W tym okresie karmienie obsad przeprowadza się nie częściej niż 1-2 razy w tygodniu przy racji pokarmowej około 0,5% biomasy ryb. Również i wtedy nie zaleca się stosowania pasz o wysokiej zawartości tłuszczu. Żywienie ryb dojrzałych płciowo,

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

analogicznie do okresu młodocianego, paszami zmodyfikowanymi poprzez zakwaszenie kwasem solnym byłoby lepszym wyborem, niż stosowanie pasz nieprzetworzonych. Pasze zakwaszone wydają się bowiem mieć korzystny wpływ na ogólny stan zdrowotny i kondycyjny tarlaków (Sikorska i in. 2022).



Fot. 4. Ośmioletnia samica certy wychowana całkowicie w warunkach kontrolowanych (fot. M. Kamiński).

Po osiągnięciu dojrzałości płciowej tempo wzrostu samców wyraźnie się zmniejsza. Ich biologiczną rolą jest bowiem wytwarzać dobrej jakości mlecz, a nie mieć duże rozmiary. Od tego momentu, bez względu na zagęszczenie ryb oraz termiczne i pokarmowe warunki życia, przyrost biomasy stada samców będzie znikomy, co pozwala przez całe lata przetrzymywać je w niezmienniej ilości wody. Wśród reofilnych karpioatych największe rozmiary dojrzałych samców osiąga brzana, jednak ich masa osobnicza na ogół nie przekracza 200-250 g. W odróżnieniu od osobników płci męskiej, samice rosną przez całe życie, co



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

pozwała im – przynajmniej teoretycznie – z roku na rok wytwarzać więcej jaj i zapewnia ich większe rozmiary. Indywidualna masa ciała samic w stadzie może po kilku latach przekraczać 3-4 kg. Zwiększająca się z czasem biomasa samic może wymagać zapewnienia im coraz większej przestrzeni życiowej. W zasadzie dla komfortu życia tarlaków nie powinno się przekraczać ich łącznej biomasy 25 kg w jednym metrze sześciennym wody.

Celem, do którego powinno się dążyć byłoby posiadanie stad podstawowych każdego gatunku o liczebności około 100 osobników obu płci.

3.4.3. Okres starości (senilny)

Okres życia w niewoli osobników stada podstawowego może być długi, gdyż problemy zdrowotne raczej rzadko pojawiają się u nich w młodym wieku. Ogólnie najdłużej żyją i najpóźniej starzeją się samice brzany, dożywające nawet 20 lat. W wypadku utrzymywania w podchowalni temperatury wody na umiarkowanym (tj. zalecanym) poziomie, samice brzany zachowują swoje zdolności reprodukcyjne na względnie stałym poziomie przez co najmniej 15 lat.

W warunkach kontrolowanych wśród ryb karpiokształtnych najkrótszy jest okres efektywnej hodowli świnki, gdyż trwa on tylko kilka lat. Starzenie się osobników tego zimnolubnego gatunku wspomaga zbyt wysoka temperatura wody w podchowalni w okresie lata i zimy. W takich warunkach już po 2-3 latach następuje degeneracja narządów układu rozrodczego samic i samców, uniemożliwiająca reprodukcję. Równoległe ze zmianami anatomicznymi u świnki pojawiają się łatwo dostrzegalne zewnętrzne symptomy starzenia się, takie jak silne wychudzenie ciała i jego deformacje, a w końcu spadek aktywności lokomotorycznej.

Pojawianie się zewnętrznych i funkcjonalnych symptomów starzenia się stada podstawowego jest sygnałem do eliminacji osobników już nieprzydatnych do celów reprodukcyjnych. Jest to jednocześnie wskaźnik potrzeby ich stopniowego zastępowania nowymi, młodymi tarlakami.



3.5. Podsumowanie

W krajowych ośrodkach zarybieniowych zajmujących się produkcją materiału zarybieniowego gatunków z rzędu karpiokształtnych praktykowano i nadal praktykuje się różne sposoby pozyskiwania ryb, ich przetrzymywania, a następnie wykorzystywania do rozrodu. Jednym z nich jest poławianie w rzekach dzikich osobników krótko przed tarłem, przeprowadzenie kontrolowanego rozrodu, a następnie uwolnienie tych ryb, które zdołały przeżyć stres spowodowany wylłowieniem z naturalnego dla siebie środowiska i wszystkimi dalszymi manipulacjami (np. Kleszcz i Wolnicki 2002). Odmianą tego sposobu postępowania jest pozostawianie dzikich osobników po rozrodzie w stawach, aby móc je wykorzystać ponownie w następnym sezonie. Takie próby zwłaszcza w wypadku gatunków reofilnych są na ogół mało udane, zwłaszcza brzana i świnka wymagają zupełnie innego siedliska niż typowe stawy ziemne typu karpiego. Coraz częściej miejscem wychowu i dalszej hodowli stad tarłowych różnych gatunków ryb karpiokształtnych są stawy ziemne o wysokiej kulturze, zapewniające dobre i bezpieczne warunki życia takim gatunkom, jak lin, karaś pospolity, kleń czy jaź.

Przedstawiona wyżej w dużym skrócie metoda wychowu własnych stad tarłowych nie jest pozbawiona wad, lecz co najmniej równoważą je liczne zalety. Jedną z nich jest znikoma śmiertelność rozradzanych osobników, przyzwyczajonych do wielokrotnego usypiania i wybudzania, i do wielokrotnych mechanicznych manipulacji. Nie budzi również większych wątpliwości przydatność potomstwa takich osobników do celów obsadowych i/lub zarybieniowych, chociaż konkretnych naukowych danych na ten temat niestety ciągle jest niewiele. W świetle dotychczasowej, niemałej już wiedzy wydaje się, że omawiana metoda powinna być szerzej wykorzystywana w praktyce, jako ważne uzupełnienie metod tradycyjnych. Warto zwrócić uwagę, że stosunkowo mało kłopotliwy i przy tym niekosztowny wychów, i utrzymanie w warunkach kontrolowanych choćby tylko stada samców określonego gatunku, o 50% redukuje ryzyko całkowitego niepowodzenia w jego rozrodzie w skali sezonu.

Warto zdawać sobie sprawę ze znaczenia każdego z opisanych wcześniej etapów technologii dla finalnego sukcesu, jakim jest utworzenie stada tarłaków określonego gatunku oraz jego efektywne wykorzystywanie dla własnych potrzeb przez co najmniej kilka lat. To,



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

o czym nie można zapominać tworząc i utrzymując stada tarłowe, to konieczność zachowywania największej możliwej dbałości o jakość biologiczną ryb, a nie o ich tempo wzrostu. Tym właśnie przedstawiona wyżej technologia odróżnia się od konwencjonalnych działań w obrębie akwakultury, których celem zazwyczaj jest po prostu maksymalizacja produkcji.

Literatura

- Albrecht M.P., Fereira M.F.N., Caramaschi E.P. 2001 – Anatomical features and histology of the digestive tract of two related neotropical omnivorous fishes (Characiformes; Anostomidae) – *Journal of Fish Biology* 58: 419-430.
- Akiyama T., Murai T., Nose T. 1986 – Oral administration of serotonin against spinal deformity of chum salmon fry induced by tryptophan deficiency – *Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries* 52: 1249-1254.
- Balon E.K. 1975 – Terminology of intervals in fish development – *Journal of the Fisheries Research Board of Canada* 32: 1663-1670.
- Brylińska M. 2000 – *Podstawy Biologii Ryb* – Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa, 521 ss.
- Cahu C.L., Gisbert E., Villeneuve L.A.N., Morais S., Hamza N., Wold P.-A., Zambonino Infante J.L. 2009 – Influence of dietary phospholipids on early ontogenesis of fish – *Aquaculture Research* 40: 989-999.
- Cahu C.L., Zambonino Infante J.L., Takeuchi T. 2003 – Nutritional components affecting skeletal development in fish larvae – *Aquaculture* 227: 254-258.
- Chakrabarti R., Rathore R. M. 2009 – Ontogenic changes in the digestive enzyme patterns and characterization of proteases in Indian major carp *Cirrhinus mrigala*. *Aquaculture Nutrition* 16: 569-581.
- Chakrabarti R., Rathore R.M., Mittal P., Kumar S. 2006 – Functional changes in digestive enzymes and characterization of proteases of silver carp (♂) and bighead carp (♀) hybrid, during early ontogeny – *Aquaculture* 253: 694-702.
- Chao L.N. 1973 – Digestive-System And Feeding Habits Of Cunner, *Tautogolabrus adspersus* – *Stomachless Fish - Fishery Bulletin* 71(2): 565-586.
- Choo P.S., Smith T.K., Cho Y., Ferguson H.W. 1991 – Effect of dietary excess of leucine on growth and body composition of rainbow trout – *Journal of Nutrition* 121: 1932-1939.
- Du Z.Y., Clouet P., Huang L.M., Degrace P., Zheng W.H., He J.G. 2008 – Utilization of different dietary lipid sources at high level in herbivorous grass carp (*Ctenopharyngodon*

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

- idella*): mechanism related to hepatic fatty acid oxidation – *Aquaculture Nutrition* 14: 77-92.
- Farhoudi i in. 2013 - Changes of digestive enzymes activity in common carp (*Cyprinus carpio*) during larval ontogeny – *Iranian Journal of Fisheries Sciences* 12(2): 320-334.
- Furuita H., Yamamoto T., Shima T., Suzuki N., Takeuchi T. 2003 – Effect of arachidonic acid levels in broodstock diet on larval and egg quality of Japanese flounder *Paralichthys olivaceus* – *Aquaculture* 220: 725-735.
- Ganguly S., Prasad, A. 2012 – Microflora in fish digestive tract plays significant role in digestion and metabolism – *Reviews in Fish Biology and Fisheries* 22: 11-16.
- Gisbert E., Giménez G., Fernández I., Kotzamanis Y., Estévez A. 2009 – Development of digestive enzymes in common dentex *Dentex dentex* during early ontogeny – *Aquaculture* 287: 381-387.
- Govoni J.J., Boehlert G.W., Watanabe Y 1984 – The physiology of digestion in fish larvae – *Environmental Biology of Fishes* 16: 59-77.
- Grodziński Z. 1971 – Anatomia i embriologia ryb – Państwowe Wydawnictwo Rolnicze i Leśne, Warszawa, 316 ss.
- Hardy R.W., Kaushik S.J. 2021 – *Fish Nutrition 4th Edition* – Academic Press, 992 ss.
- Hliwa P., Sikorska J., Król J., Ziomek E., Kamiński R., Wolnicki J. 2018 – Wpływ modyfikacji paszy komercyjnej na rozwój gonad u młodocianego karasia pospolitego (*Carassius carassius*) [W: Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś (red.) – *Wylęgarnictwo i podchowy ryb oraz raków*, Wydawnictwo IRS, Olsztyn, 193-203].
- Hoar W.S. 1966 – *Ogólna i porównawcza fizjologia zwierząt* – PWN Warszawa, 799 ss.
- Hofer R. 1991 – Digestion. W: *Cyprinid Fishes* (red. I.J. Winfield, J.S. Nelson), *Fish & Fisheries Series 3*, Springer, 413-425.
- Horton J.M., Gosline J.M., Carrington E. 2022 - Tough and Stretchy: Mechanical Properties of the Alimentary Tract in a Fish Without a Stomach.
- Iwai T. 1969 - Fine Structure of Gut Epithelial Cells of Larval and Juvenile Carp During Absorption of Fat and Protein - *Arch. Histol. Jap.* 30(2): 183-199.
- Junger H., Kotrschal K., Goldschmid A. 1989 – Comparative morphology and ecomorphology of the gut in European cyprinids (Telostei) – *Journal of Fish Biology* 34(2): 315-326.



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

- Kaliniak A., Florek M., Skąlecki P. 2015 – Profil kwasów tłuszczowych mięsa, ikry i wątroby ryb – Żywność, Nauka, Technologia, Jakość 2 (99): 29-46.
- Kamiński R., Wolnicki J., Myszkowski L. 2002 – Wzrost i gotowość rozrodcza samców brzany, certy, klenia i świnki w warunkach kontrolowanych [W: Z. Okoniewski, E. Brzuska (red.) – Wylęgarnia 2001-2002, Wydawnictwo IRS, Olsztyn, 59-62].
- Kamiński R., Sikorska J., Wolnicki J. 2011 – Wpływ temperatury na wzrost, efektywność wykorzystania pokarmu oraz deformacje młodocianego lina (*Tinca tinca*). [W: Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalska (red.), Nowe gatunki w akwakulturze - rozród, podchów, profilaktyka. Wyd. IRS, Olsztyn]: 197-202.
- Kamiński R., Sikorska J., Wolnicki J. 2018 – Pozaustrojowe trawienie pasz – przełom w żywieniu młodocianych ryb karpowatych w warunkach kontrolowanych? [W: Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś (red.) – Wylęgarnictwo i podchowy ryb oraz raków. Wydawnictwo IRS, Olsztyn]: 205-210.
- Kamler E. 1992 – Early life history of fish. An energetics approach – Chapman and Hall, Fish and Fisheries Series, London, 267 ss.
- Kamler E., Wolnicki J. 2006 – The biological background for the production of stocking material of 11 European rheophilic cyprinids. A review – Archiv für Hydrobiologie Suppl. 158/4 (Large Rivers 16, 4): 667-687.
- Kamler E., Wolnicki J., Kamiński R., Sikorska J. 2008 – Fatty acid composition, growth and morphological deformities in juvenile cyprinid, *Scardinius erythrophthalmus* fed formulated diet supplemented with natural food – Aquaculture 278: 69-76.
- 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.
- Kleszcz M., Wolnicki J. 2002 – Kontrolowany rozród certy *Vimba vimba* (L.) z dorzecza Odry [W: Z. Okoniewski, E. Brzuska (red.) – Wylęgarnia 2001-2002, Wydawnictwo IRS, Olsztyn, 63-68].

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

- Kolkovski S. 2001 – Digestive enzymes in fish larvae and juveniles – implications and applications to formulated diets – *Aquaculture* 200: 181-201.
- Korwin-Kossakowski M., Myszkowski L., Kazuń K 1996 – Acute toxicity of nitrite to grass carp (*Ctenopharyngodon idella* (Val.)) larvae – *Polskie Archiwum Hydrobiologii* 43(4): 465-468.
- Lahnsteiner F. 2017 – Digestive enzyme system of larvae of different freshwater teleosts and its differentiation during the initial phase of exogenous feeding – *Czech Journal of Animal Science* 62(10): 403-416.
- Lall S.P. 2002 – The minerals – W: Fish nutrition (red. J.E. Halver, R.W. Hardy) Third Edition, Elsevier Sci.: 259-308.
- Lovell R.T. (red.) 1993 – Nutrient requirements of fish – Committee on Animal Nutrition, Board on Agriculture, National Research Council. Nat. Acad. Press, Washington, D.C.: 114 ss.
- van der Meeren T., Olsen R.E., Hamre K., Fyhn H.J. 2008 – Biochemical composition of copepods for evaluation of feed quality in production of juvenile marine fish – *Aquaculture* 274: 375-397.
- Moyano F.J. , Díaz M., Alarcón F.J., Sarasquete M.C. 1996 – Characterization of digestive enzyme activity during larval development of gilthead seabream (*Sparus aurata*) – *Journal of Fish Physiology and Biochemistry* 15: 121-130.
- Myszkowski L., Wolnicki J., Kamiński R. 2000 – Przyspieszony wychów tarlaków brzany *Barbus barbus* (L.) w warunkach kontrolowanych [W: H. Jakucewicz, R. Wojda (red.) – II Krajowa Konferencja Hodowców i Producentów Karpiowatych Ryb Reofilnych, 02 03.02.2000, Brwinów, 141-148].
- Myszkowski L., Wolnicki J., Kamiński R. 2000 – Wzrost i dojrzewanie brzany, certy i klenia w warunkach kontrolowanych – *Komunikaty Rybackie* 3: 6-8.
- Myszkowski L., Kamiński R., Quirós M., Stanny L.A., Wolnicki J. 2002 – Dry diet-influenced growth, size variability, condition and body deformities in juvenile crucian carp *Carassius carassius* L. reared under controlled conditions – *Archives of Polish Fisheries* 10: 51-61.



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

- Opuszyński Z. 1979 – Podstawy Biologii Ryb – Państwowe Wydawnictwo Rolnicze i Leśne, Warszawa, 590 ss.
- Ostaszewska T., Dabrowski K., Hliwa P., Gomółka P., Kwasek K. 2008 – Nutritional regulation of intestine morphology in larval cyprinid fish, silver bream (*Vimba vimba*) – Aquaculture Research 39: 1268-1278.
- Palińska-Żarska K. 2020 – Biologiczne podstawy intensywnej larwikultury – Komunikaty Rybackie 3: 1-36.
- de la Parra A.M., Rosas A., Lazo J.P., Viana M.T. 2007 – Partial characterization of the digestive enzymes of pacific bluefin tuna *Thunnus orientalis* under culture conditions – Fish Physiology and Biochemistry 33: 223-231.
- Philippart J.C., Melard Ch., Poncin P. 1989 – Intensive culture of the common barbel, *Barbus barbus* (L.) for restocking [W: N. De Pauw, E. Jaspers, H. Ackefors, N. Wilkins (red.) – Aquaculture. A biotechnology in progress, European Aquaculture Society, 483-491.
- Philips R.E. 1991- Anatomy of the Perch - Carolina Biological Supply Company, USA, 15 ss.
- Poczyczyński P. , Woźniak M. 2013 – Pasze sztuczne w żywieniu ryb. III. Zapotrzebowanie na makronutrienty - białko i aminokwasy egzogenne – Komunikaty Rybackie 5: 13-15.
- Poncin P. 1989 – Effects of different photoperiods on the reproduction of the barbel, *Barbus barbus* (L.) reared at constant temperature – Journal of Fish Biology 35: 395-400.
- Poston H.A., Rumsey G.L. 1983 – Factors affecting dietary requirement and deficiency signs of L-tryptophan in rainbow trout – Journal of Nutrition 113: 2567-2577.
- Rennert B., Kohlman K., Hack H. 2003 – A performance test with five different strains of tench (*Tinca tinca* L.) under controlled warm water conditions – Journal of Applied Ichthyology 19: 161-164.
- Shi_Ping S.U., Zhao X.W. 2005 – The influence of different diets on the digestive enzyme activities of Amur sturgeon *Acipenseridae schrencki* Brandt larvae – Journal of Biology 22: 11-27.
- Sikorska J. 2010a – Dietetyczne przyczyny powstawania deformacji ciała u larw i młodocianych ryb w akwakulturze. Część 1. Substancje mineralne – Komunikaty Rybackie 4: 1-4.



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

- Sikorska J. 2010b – Dietetyczne przyczyny powstawania deformacji ciała u larw i młodocianych ryb w akwakulturze. Część 2. Witaminy, aminokwasy i kwasy tłuszczowe – Komunikaty Rybackie 5: 1-4.
- Sikorska J. 2014 – Różnice w składzie chemicznym ciała młodych stadiów ryb karpiowatych żywionych paszą startową lub pokarmem naturalnym [W: Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalska (red.) – Wylęgarnictwo organizmów wodnych a bioróżnorodność, Wydawnictwo IRS, Olsztyn]: 289-297.
- Sikorska J., Wolnicki J. 2015 – Zasady bezpiecznego stosowania pasz startowych w podchowcie młodych stadiów ryb karpiowatych w warunkach kontrolowanych [W: Szkolenie Producentów Ryb, Materiały Szkoleniowe, Wydawnictwo PTRyb., Poznań, 105-109].
- 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 karpiowatych – certy (*Vimba vimba*) i wzdręgi (*Scardinius erythrophthalmus*) [W: J. Wolnicki, Z. Zakęś, R. Kamiński (red.) – Rozród, podchów, profilaktyka ryb jeziorowych i innych gatunków. Wydawnictwo IRS, Olsztyn, 115-118].
- Sikorska J., Wolnicki J., Kamiński R. 2021 – Przegląd metod utrzymywania i rozrodu tarlaków brzany (*Barbus barbus*) – przegląd źródeł [W: Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś (red.) – Żywnienie ryb i inne problemy akwakultury, Wydawnictwo IRS, 51-63].
- Sikorska J., Wolnicki J., Kamiński R., Kondera E., Witeska M., Ługowska K., Kazuń B., Kazuń K. 2022 – Niekonwencjonalne sposoby łagodzenia problemów z jakością biologiczną tarlaków brzany (*Barbus barbus*) długotrwale utrzymywanych w warunkach kontrolowanych [W: Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś (red.) – Dobrostan ryb w wylęgarnictwie i akwakulturze, Wydawnictwo IRS, 153-162].



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

- Sikorska J., Wolnicki J., Kamiński R. 2023 – Different susceptibility to body deformities in juveniles of 13 European species (Cypriniformes: Pisces) intensively fed dry formulated diet under controlled conditions – *Fisheries & Aquatic Life* 31: 15-23.
- Snyder D.E., Seal S.C., Charles J.A., Bjork C.L. 2016 – Cyprinid fish larvae and early juveniles of the Upper Colorado River Basin - morphological descriptions, comparisons, and computer-interactive key. *Colorado Parks and Wildlife Technical Publication* 47: 226 ss.
- Tacon A.G.J. 1992 – Nutritional Fish Pathology. Morphological signs of nutrient deficiency and toxicity in farmed fish – *FAO Fish Technical Paper* 330: 75 ss.
- Tocher D.R. 2008 – Fatty acid requirements in ontogeny of marine and freshwater fish – *European Aquaculture Society Special Publication* 37: 632-633.
- Turchini G.M., Torstensen B.E., Ng W.-K. 2009 – Fish oil replacement in finfish nutrition – *Reviews in Aquaculture* 1: 10-57.
- Wojda R. 2015 – Chów i hodowla karpia – Wyd. IRS, Olsztyn, 457 ss.
- Wolnicki J. 2005 – Intensywny podchów wczesnych stadiów ryb karpowatych w warunkach kontrolowanych – *Archives of Polish Fisheries* 13: 5-87.
- Wolnicki J., Myszkowski L. 1998 – Możliwości wychowu stada podstawowego tarlaków brzany *Barbus barbus* (L.) w warunkach kontrolowanych [W: H. Jakucewicz, R. Wojda (red.) – I Krajowa Konferencja Hodowców i Producentów Karpowatych Ryb Reofilnych, 10-11.02.1998, Brwinów, 31-35].
- Wolnicki J., Myszkowski L. 2005 – Co za dużo to niezdrowo – zasady żywienia młodocianych ryb karpowatych paszami wysokotłuszczowymi w warunkach kontrolowanych [W: Zakęś Z. (red.) – Rozród, podchów, profilaktyka ryb sumokształtnych i innych gatunków. Wydawnictwo IRS, Olsztyn, 213-219].
- Wolnicki J., Myszkowski L., Kamiński R. 2000 – Przyspieszony wychów tarlaków klenia *Leuciscus cephalus* (L.) w warunkach kontrolowanych [W: H. Jakucewicz, R. Wojda (red.) – II Krajowa Konferencja Hodowców i Producentów Karpowatych Ryb Reofilnych, 02-03.02.2000, Brwinów, 149-155].
- Wolnicki J., Myszkowski L., Kamler E. 2006 – Niekonwencjonalne metody poprawy jakości biologicznej młodocianych ryb karpowatych żywionych paszami w warunkach

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

- kontrolowanych [W: Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, J. Wolnicki (red.) Rozród, podchów, profilaktyka ryb karpiovatych i innych gatunków, Wydawnictwo IRS, Olsztyn]: 135-141.
- Wolnicki J., Myszkowski L., Kamiński R. 2002 – Trzy lata wychowu stada podstawowego brzany *Barbus barbus* w warunkach kontrolowanych. Pierwszy rozród oraz produkcja materiału zarybieniowego [W: Z. Okoniewski, E. Brzuska (red.) – Wylęgarnia 2001-2002, Wydawnictwo IRS, Olsztyn, 131-137].
- Wu T., Zhu X. 1994 – Studies on the activity of digestive enzymes in mandarin fish, crucian carp and silver carp – Journal of Fisheries of China 1(2): 10-17.
- Yamamoto T., Shima T., Furuita H., Sugita T., Suzuki N. 2007 – Effects of feeding time, water temperature, feeding frequency and dietary composition on apparent nutrient digestibility in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* and common carp *Cyprinus carpio* – Fish Science 73: 161-170.
- Zakęś Z., Hopko M., Stawecki K. 2022 – Praktyczne informacje dotyczące procesu nityfikacji i wypracowania złóż biologicznych w systemach recyrkulacyjnych – Komunikaty Rybackie 2: 7-12.
- Zhou X.Q., Zhao C.R., Lin Y. 2010 – Compare the effect of diet supplementation with uncoated or coated lysine on juvenile Jian carp (*Cyprinus carpio* Var. Jian) - Aquaculture Nutrition 13(6): 457-461.
- Zhao L., Luo J., Liu Q., Du J., Yang H., Li B., Zhou Y., Yang S. 2020 – Different diets can affect the digestion and immunity of common carp (*Cyprinus carpio*) according to enzyme activity assay and transcriptome sequencing – Aquaculture 523: 735176.
- Żarski D. 2011 – Lin – Rybactwo i akwakultura – Olsztyn, 100 ss.
- 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.