

Instrukcja doradcza

nr 3/RK/2020

Sztuczny rozród brzany,
***Barbus barbus* (L.)**

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

Instrukcja doradcza

Sztuczny rozród brzany, *Barbus barbus* (L.)

Autorzy:

Dr Justyna Sikorska

Prof. dr hab. J. Wolnicki

Dr hab. inż. Rafał Kamiński

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

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

Spis treści

1. Wprowadzenie	4
2. Biologia rozrodu brzany	5
3. Sposoby pozyskiwania i utrzymywania tarlaków	7
4. Postępowanie z tarlakami w trakcie kontrolowanego rozrodu	11
5. Stymulacja termiczna i hormonalna	12
6. Pozyskiwanie gamet i zapłodnienie	16
7. Inkubacja ikry	17
8. Wychów materiału zarybieniowego	19
9. Literatura	23

1. Wprowadzenie

W krajach środkowej części Europy, w tym również w Polsce, brzana *Barbus barbus* (L.) uznawana jest za gatunek bardzo wartościowy pod względem ekologicznym, gospodarczym i wędkarskim. Ta reofilna ryba karpowata zamieszkuje górne i środkowe odcinki dużych i średnich rzek. Najczęściej spotyka się osobniki o długości 30-40 cm i ważące od 0,5 do 1 kg, ale niektóre brzany mogą dorastać nawet do 90 cm i osiągać kilka kilogramów masy ciała. Od połowy XX w. postępująca degradacja środowiska naturalnego, zanieczyszczenie i zabudowa rzek oraz nadmierna eksploatacja, doprowadziły do istotnego pogorszenia sytuacji tego gatunku w wielu europejskich krajach (np. Philippart i in. 1989, Lusk 1996, Penczak i in. 2004). Według Amirowicza (2012) na obszarze polskich Karpat wielkość zasięgu brzany zmniejszyła się wskutek działalności człowieka o około 60%, a wielkość jej populacji aż o około 80%. Obszar zasięgu i wielkość populacji kurczyły się przede wszystkim z powodu budowy zbiorników zaporowych i regulacji rzek oraz potoków, ale także w następstwie pogarszającej się jakości wody w wielu ciekach.

Aby przeciwdziałać niewystarczającej rekrutacji naturalnej, konieczne stały się zarybienia wzmacniające naturalne populacje brzany materiałem pochodzącym z ośrodków zarybieniowych. W Polsce wzmożone próby rozrodu tarlaków brzany pozyskiwanych ze środowiska naturalnego, a niekiedy także przetrzymywanych od jesieni przez zimę w stawach karpowych, miały miejsce od lat osiemdziesiątych XX w. (Jakucewicz i in. 1989). Natomiast zainteresowanie brzaną jako obiektem akwakultury nastąpiło w latach dziewięćdziesiątych i utrzymuje się do dzisiaj, co w znacznej mierze wynika z prowadzonych programów ochrony i restytucji tego gatunku w Polsce, podobnie zresztą jak w innych krajach środkowej Europy. Podstawą takich programów było prowadzenie zarybień wód otwartych młodocianymi osobnikami (fot. 1) pochodzącymi z akwakultury (np. Philippart i in. 1989, Wheeler i Jordan 1990, Anonim 1996, Poncin i Philippart 2002). Amirowicz (2012) zwraca jednak uwagę, że w większości przypadków zarybianie rzek brzaną pozostaje wyłącznie zabiegiem gospodarczym. Samo sztuczne zwiększanie liczebności gatunku nie doprowadzi bowiem do odtworzenia populacji w silnie zmienionym siedlisku. Dodatkowym

niebezpieczeństwem związanym z zarybieniami może być wprowadzanie do lokalnej puli genowej obcych alleli, gdyż na ogół nie uwzględnia się pochodzenia ryb, a to może prowadzić do utraty unikalnych adaptacji posiadanych przez autochtoniczne populacje.

2. Biologia rozrodu brzany

Aby dobrze opanować technikę rozrodu brzany w warunkach kontrolowanych, należy najpierw poznać i zrozumieć specyfikę rozrodu tego gatunku w naturze.

W warunkach naturalnych samce brzany dojrzewają płciowo w drugim-czwartym roku życia, samice zaś później – w czwartym-szóstym roku, a niekiedy dopiero w siódmym (Brylińska 2000, Policar i in. 2011) przy długości ciała około 30 cm. Dla porównania w niewoli tarlaki brzany dojrzewają już po 22-25 miesiącach przy długości ciała 23-34 cm (Philippart i in. 1989). U brzany występuje dymorfizm płciowy, a przejawia się on w wysokości płetwy odbytowej – u samic jest ona dłuższa i dochodzi do nasady płetwy ogonowej. Wydłużona płetwa odbytowa ułatwia samicy zagrzebywanie złożonej ikry w głębokich na 5-8 cm zagłębieniach w kamienistym lub żwirowym dnie (Hancock i in. 1976, Baras 1995). U samców płetwa ta jest krótsza – stanowi około 15% długości ciała. W okresie tarła na głowie i grzbiecie samców występuje dodatkowo wysypka tarłowa. Samice są wyraźnie większe od samców i żyją o kilka lat dłużej.

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



Fot. 1. Materiał zarybieniowy brzany – narybek jesienny pochodzący z warunków kontrolowanych.

Tarło brzany odbywa się przy temperaturze wody 15-18°C i według danych literaturowych ma miejsce od maja do lipca, choć czasami przedłuża się nawet do sierpnia (Jakucewicz i Jakubowski 1990). Odbywa się ono w płytkich miejscach o kamienistym dnie – brzana należy bowiem do litofilnej grupy rozrodczej. Jednej samicy towarzyszy zazwyczaj wiele samców. Tarło brzany jest porcyjne – w naturze ikra bywa składana od trzech do czterech razy, natomiast u ryb hodowlanych w jednym cyklu ikrę można pozyskać od 4 do nawet 10-15 razy z piętnastodniowymi przerwami (Poncin 1992).

Płodność absolutna samic brzany wynosi od 12 do 35 tysięcy ziaren ikry, natomiast płodność względna 36-85 tysięcy jaj na kilogram masy samicy (Brylińska 2000). W pierwszej partii zazwyczaj składanych jest 38-54% jaj. Jak podają Philippart i in. (1989) u ryb hodowlanych zazwyczaj jednorazowo pozyskuje się od 2000 jaj w przypadku małych samic (18 cm długości) do 10 000 jaj od samic mających 50 cm

długości. Kleista otoczka jaj w warunkach naturalnych zostaje szybko wypłukana przez wodę, a jaja opadają między kamienie, gdzie następuje ich rozwój.

3. Sposoby pozyskiwania i utrzymywania tarlaków

Pozyskiwanie tarlaków brzany w okresie tarła ze środowiska naturalnego w celu użycia ich do rozrodu jest skomplikowanym i pracochłonnym zajęciem, które wymaga dużej wiedzy i doświadczenia. Ryby na tarliskach pozyskuje się tuż przed rozpoczęciem tarła albo w trakcie jego trwania (Kujawa i in. 1999, Mamcarz i Targońska 2008). Produkty płciowe pobiera się w takim wypadku bezpośrednio nad wodą, a tarlaki wracają do rzeki, ewentualnie odłowione ryby przewożone są do wylęgarni, gdzie przeprowadza się tarło w warunkach kontrolowanych. Niestety słaba jest przeżywalność dzikich tarlaków po takich zabiegach. W latach osiemdziesiątych i dziewięćdziesiątych były to jednak powszechne sposoby pozyskiwania ryb do rozrodu (Jakucewicz i in. 1989, Labatzki i Fuhrmann 1992), choć nie obojętne dla środowiska. Na tarliskach poławiana była tylko część tarlaków, a pozostałe przerywały tarło i uciekały. Ponadto w trakcie połowu tarlaków łatwo było zniszczyć złożoną już wcześniej ikrę, a coroczne powtarzanie odłowu w tych samych miejscach niewątpliwie przyczyniało się do zubożenia naturalnego stada. Można też było popełnić błąd i złowić same samce, gdyż te jako pierwsze przybywają na tarliska i przez kilka dni oczekują na przybycie samic (Mamcarz i Targońska 2008, Nowosad i Kucharczyk 2014).

W porównaniu do ryb hodowlanych wydajność rozrodu dzikich tarlaków brzany jest bardzo niska (Targońska i in. 2011a), podobnie jak procent wyklucia (Philippart i in. 1989). O tym, że bardziej efektywny jest rozród tarlaków hodowlanych niż dzikich pisali także Policar i in. (2007). Obecnie najbardziej zalecaną i najpopularniejszą metodą na uzyskanie tarlaków brzany jest wychów stada podstawowego w warunkach kontrolowanych (Philippart i in. 1989, Wolnicki i Myszkowski 1998, Poncin i Philippart 2002) lub ewentualnie w stawach (Mamcarz i Targońska 2008). Jednakże trzeba mieć świadomość, że wychów stada podstawowego od wylęgu w stawach karpowych jest przedsięwzięciem wysoce ryzykownym i mało wydajnym (Jakucewicz i Jakubowski

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

1990) ze względu na konkurencję, drapieżnictwo, dostępność pokarmu, kłusownictwo i inne czynniki.

Tarlaki brzany można utrzymywać w stawach (fot. 2), rowostawach o stałym i dość szybkim przepływie wody lub w kanałach, tak aby zapewnić im warunki zbliżone do naturalnych (Philippart i in. 1989, Jakucewicz i Jakubowski 1990). Rowostawy czy kanały powinny być odpowiednio podpiętrzone (do wysokości 0,7-1,0 m na odcinku przynajmniej 10 m) i zabezpieczone przed uciekaniem ryb. W kilku miejscach nad wodą powinny się znaleźć zadaszenia, pod którymi ryby chętnie się chronią i przebywają. Nie zaleca się przetrzymywania brzany razem z karpem, gdyż zazwyczaj pociąga to za sobą dość duże straty (Jakucewicz i Jakubowski 1990). Karp i brzana zajmują bowiem podobną niszę pokarmową w wodach stojących, a karp żeruje zbyt agresywnie w porównaniu do brzany (Taylor i in. 2004).



Fot. 2. Tarlaki brzany mogą być utrzymywane w przepływowych stawach.

W stawach brzana odżywia się fauną denną: larwami owadów, skorupiakami, skąposzczetami, mięczakami, a także drobnymi, żerującymi przy dnie rybami, jeśli takie się w stawie znajdują. W jej pokarmie spotyka się także nasiona zbóż, dżdżownice i ikry innych gatunków ryb, a także odpadki z lądu i szczątki roślin. Stado brzany należy dokarmiać komercyjnymi paszami dla ryb karpowatych lub pstrąga.

Bardzo praktycznym rozwiązaniem jest utrzymywanie stada podstawowego brzany w warunkach kontrolowanych (fot. 3), gdyż ułatwia to kontrolę tempa wzrostu i przeżywalności tarlaków, ich stanu zdrowotnego oraz umożliwia określenie indywidualnej przydatności do rozrodu poszczególnych osobników (Wolnicki i Myszkowski 1998). Łatwiej jest także w wiarygodny sposób zaplanować termin i przebieg tarła. W warunkach kontrolowanych okres wychowu od stadiów larwalnych do dojrzałych płciowo samic i samców może być skrócony nawet do półtora roku (Philippart i in. 1989, Poncin 1992), podczas gdy w wodach o naturalnej termice strefy klimatu umiarkowanego osiągnięcie przez ryby dojrzałości trwa zazwyczaj 5-7 lat. Brzana jest gatunkiem długowiecznym – w warunkach kontrolowanych samice mogą pozostawać płodne nawet w wieku 20+ (Kamiński i in., dane niepublikowane). Tarlaki pochodzące z wychowu w warunkach kontrolowanych zwykle nie osiągają typowych rozmiarów osobników pochodzących z warunków naturalnych. Na ogół są one znacznie mniejsze, jednak efektywność ich rozrodu, wyrażona procentem wytartych samic i procentem wyklucia, może być istotnie większa (Philippart i in. 1989). Z kolei manipulowanie czynnikiem termicznym, pokarmowym i fotoperiodem, umożliwia pozyskiwanie produktów płciowych praktycznie w dowolnym czasie, niekiedy nawet więcej niż jeden raz w roku (Poncin 1989, 1992, Poncin i Castelli 1990, Bieniarz i Epler 1991). Kluczowym czynnikiem warunkującym dojrzewanie tarlaków brzany jest temperatura wody (Baras i Philippart 1999), zaś wpływ fotoperiodu jest ograniczony (Poncin 1989, Kamiński i in. 2012a) – dopiero 8 h oświetlenia lub mniej na dobę hamuje dojrzewanie u obu płci (Poncin 1992). Poncin i Philippart (2002) podają, że przy oświetleniu dłuższym niż 9 h na dobę owulacja u samic występuje po około sześciu miesiącach. Policar i in. (2010) w warunkach kontrolowanych od lutego do lipca stosowali fotoperiod 14L:10D (1200 lx na powierzchni wody), natomiast w miesiącach zimowych tarlaki miały

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

zapewnione 8 h oświetlenia w ciągu doby. Podobny schemat stosowali też inni autorzy (np. Nowosad i in. 2016). Kamiński i in. (2012a) wykazali jednak, że nawet w warunkach kontrolowanych optymalny czas stymulacji fototermicznej nie jest jednakowy dla wszystkich samic w stadzie. Nawet w takiej sytuacji trudno osiągnąć idealną synchronizację, przez co część samic może być wciąż niedojrzała, a inne już przejrzałe.



Fot. 3. Samica brzany wychowana w warunkach kontrolowanych.

Tarlaki utrzymywane w warunkach kontrolowanych powinny być żywione komercyjnymi paszami dla ryb karpiowatych lub łososiowatych. Ich dieta powinna być jednak wzbogacona o pokarm naturalny, np. mrożone larwy ochotkowatych *Chironomidae*. Długotrwałe karmienie wyłącznie paszami komercyjnymi może powodować spadek odporności ryb na choroby – w takim wypadku często dochodzi na przykład do infekcji bakteryjnych układu rozrodczego samic (Kamiński i in. dane niepublikowane). W temperaturze 15°C lub wyższej tarlaki powinny być żywione

codziennie, jednak na trzy dni przed tarłem żywienie należy wstrzymać (Nowosad i Kucharczyk 2014).

4. Postępowanie z tarlakami w trakcie kontrolowanego rozrodu

Tarlaki brzany można odławiać ze środowiska naturalnego lub z warunków stawowych, gdy temperatura wody osiągnie 15°C (Nowosad i Kucharczyk 2014). Trzeba mieć na uwadze, że brzana dosyć źle znosi manipulacje i transport, nawet jeśli wszelkie zabiegi przeprowadza się w roztworze anestetyku. Bardzo często uszkodzeniom sieciami i podbierakami ulegają u nich płetwy grzbietowe, ale wrażliwy jest także pysk i brzuch ryby. Jest to szczególnie ważne, gdyż nawet lekkie otarcia eliminują takie tarlaki z dalszych czynności rozrodowych. Dzikie ryby są bardzo płochliwe, a dłużej trwający stres negatywnie wpływa na dojrzewanie gonad. Jeżeli dzikie tarlaki były złowione na jesieni z zamiarem przetrzymania przez zimę w warunkach stawowych, to należy unikać nawet krótkotrwałego ich przetrzymywania w betonowych basenach, właśnie ze względu na ryzyko uszkodzeń ciała. Najkorzystniejsze warunki do przetrzymywania brzany zapewniały rowy o głębokości co najmniej 70 cm, ocienione w niektórych miejscach daszkiem tuż nad powierzchnią wody (Jakucewicz i in. 1989).

Po wstępnej selekcji do rozrodu tarlaki brzany należy przetrzymywać w wylęgarni, w basenach o wielkości dostosowanej do wielkości ryb. Minimalna objętość basenu nie powinna być jednak mniejsza niż 1 m³ (Mamcarz i Targońska 2008, Nowosad i Kucharczyk 2014). Obie płcie należy od siebie oddzielić. Maksymalne zagęszczenie ryb powinno wynosić 20-25 kg m⁻³ (Kujawa i in. 1999), chociaż niektórzy autorzy stosowali też zagęszczenie 30 kg m⁻³ (Targońska i in. 2011).

Brzany, zarówno tarlaki, jak i młode stadia, są bardzo wrażliwe na zbyt niską zawartość tlenu w wodzie, natomiast dobrze znoszą jego średnie wartości (Opuszyński 1979). Dzikie tarlaki lub te pochodzące ze stawów w pierwszych dniach po trafieniu do wylęgarni z powodu stresu wydzielają duże ilości śluzu. Obecność śluzu i stres często prowadzą do obniżenia poziomu tlenu w wodzie, dlatego należy kontrolować ten parametr. Zawartość tlenu rozpuszczonego w wodzie absolutnie nie powinna spadać poniżej 60% nasycenia. W razie potrzeby należy włączyć dodatkowe urządzenia

napowietrzające lub natleniające wodę. W 20°C letalne dobowe stężenie tlenu dla tego gatunku to 2,1 mg l⁻¹ (Mitteilung 1980). U niedotlenionych ryb, tak jak u karpia czy lina, występuje połykanie powietrza atmosferycznego, jednak nie jest ono efektywne. Zawartość amoniaku w wodzie nie powinna być wyższa niż 0,1 mg l⁻¹, zaś jego krytyczna zawartość w wodzie to 0,3-0,4 mg l⁻¹ (Opuszyński 1979). Należy mieć świadomość tego, że tarlaki utrzymywane w wodzie złej jakości lub pod wpływem silnego stresu nie oddadzą wysokiej jakości gamet.

W wylęgarni ryby należy poddać 3-4-dniowej aklimatyzacji, a następnie można stopniowo podnieść temperaturę do 18°C. Fotoperiod w tym czasie powinien wynosić 14L:10D.

Pozyskiwanie produktów płciowych powinno nastąpić w chwili ustalenia stopnia dojrzałości ikry w gonadach. Jednakże u brzany, jako gatunku o tarle porcyjnym, ocena stopnia dojrzałości oocytów jest trudna – nie ma bowiem jednolitego poziomu ich dojrzałości (Lefler i in. 2008). Są one różnej wielkości i w różnym stopniu zaawansowania, tak jak obserwuje się to u innych gatunków o tarle porcyjnym (np. Krejszeff i in. 2010). Zazwyczaj w jajnikach samic brzany przystępujących do rozrodu można zaobserwować oocyty od protoplazmatycznych i prewitellogenetycznych w różnym stopniu zwakuolizowania do wypełnionych żółtkiem (Poncin i in. 1996, Lefler i in. 2008). Z tego względu za wiążącą przyjęto metodę oceny dojrzałości samic jedynie po zewnętrznych oznakach – wyraźnie zaokrąglonym brzuchu i nabrzmiałej, lekko zaczerwienionej brodawce płciowej.

5. Stymulacja termiczna i hormonalna

Należy pamiętać, że tarlaki brzany są wrażliwe na manipulacje i podatne na uszkodzenia powłok ciała, dlatego podczas wszelkich czynności związanych z rozrodem należy je poddawać anestezji za pomocą preparatu MS-222 w stężeniu 100-150 mg l⁻¹ (Nowosad i Kucharczyk 2014, Nowosad i in. 2021). Tarlaki wprowadza się w stan anestezji w niewielkich grupach, np. samice do 5 osobników, a samce do 10, tak aby nie przeżywały one w roztworze anestetyku dłużej niż 5-7 minut.

Przeprowadzenie udanego rozrodu brzany w warunkach kontrolowanych wymaga wcześniejszej stymulacji ryb i to zarówno termicznej, jak i hormonalnej, przy czym stymulacja hormonalna jest efektywna jedynie u dojrzałych samic. Bardzo dobre wyniki rozrodu otrzymali Nowosad i in. (2016), stosując model stymulacji termicznej przedstawiony w tabeli 1. Łącznie stymulacja ta trwała 748 °D i dała znacznie lepsze efekty niż stymulacja trwająca 564 °D (90% owulujących samic v. 30%).

Tabela 1. Model stymulacji termicznej samic brzany zastosowany w doświadczeniu Nowosad i in. (2016).

Czas (dni)	Temperatura wody (°C)
1-20	10
21-30	12
31-40	14
41-49	15
50-54	16
55	17
56	18
57-60*	19

* D58 – stymulacja hormonalna

Preparaty hormonalne i anestetyk, jako substancje farmakologicznie czynne, powinny być podawane pod nadzorem lekarza weterynarii (Nowosad i Kucharczyk 2014). Podawanie środków hormonalnych jest u brzany konieczne, gdyż w niewoli samice nie oddają ikry spontanicznie, prawdopodobnie z powodu braku odpowiedniego substratu (Policar i in. 2010). Wprawdzie Philippart i in. (1998) oraz Poncin i Philippart (2002) pisali o spontanicznym oddawaniu ikry i nasienia od udomowionych tarlaków

brzany, utrzymywanych w przepływowych stawach, jednakże były to stawy zasilane podgrzewaną wodą.

Najwłaściwszym momentem zastosowania stymulacji hormonalnej jest czas, kiedy po aklimatyzacji temperatura wody w zbiornikach z tarlakami osiągnie 18-19°C, a samce oddają choćby niewielką ilość nasienia. Podanie środków hormonalnych zwiększa odsetek ciekących osobników i objętość pozyskanego nasienia oraz pozytywnie wpływa na jego jakość (Cejko i in. 2014). U samców pochodzących z warunków kontrolowanych zdarza się, że ciekną one spontanicznie całymi tygodniami, a nawet miesiącami, bez stymulowania ich środkami hormonalnymi. W przypadku, gdy samce tylko lekko cieką, można u nich zastosować pojedynczą dawkę hormonu, podaną w czasie drugiej iniekcji samic.

Pierwsza iniekcja u samic, tzw. stymulująca, powinna być mniejsza od drugiej, wyzwalającej. Zazwyczaj stanowi ona 10-20% całkowitej dawki środka hormonalnego. Czas pomiędzy iniekcjami powinien wynosić 6-12 h (Nowosad i Kucharczyk 2014). U ryb hodowlanych na wszelki wypadek jeszcze przed drugą iniekcją trzeba sprawdzić czy samice nie oddają ikry. Drugą iniekcję wykonuje się w temperaturze 20°C (Mamcarz i Targońska 2008).

W kontrolowanym rozrodzie brzany stosowano różne środki hormonalne. Najczęściej podawano homogenat z przysadki mózgowej karpia, hCG, czyli gonadotropinę kosmówkową oraz Ovopel® lub Ovaprim® (Kouril i in. 1988, Mamcarz i Targońska 2008, Nowosad i Kucharczyk 2014). Gonadotropina kosmówkowa nie sprawdza się jednak dobrze u większości reofilnych ryb karpiowatych, w tym u brzany (Hakuć-Błażowska i in. 2010, Targońska i in. 2011), dlatego nie poleca się jej stosowania u tego gatunku. U niektórych gatunków karpiowatych ryb reofilnych z dużym powodzeniem stosowano za to kombinację Ovopelu z Ovaprimem (np. Jamróz i in. 2008), jednak nie ma konkretnych danych na temat stosowania tej metody bezpośrednio u brzany. Kouril i in. (1988) z sukcesem stosowali przysadkę mózgową karpia w dwóch dawkach podawanych w odstępie 12 godzin (odpowiednio 1 + 5 i 1 + 10 mg kg⁻¹). W pierwszym przypadku ikrę pozyskano od 60% samic, a trwało to 553 ± 60 °h. W drugim przypadku ikrę oddało 80% samic po 608 ± 121 °h. Hakuć-Błażowska i in. (2010)

wykazali wysoką skuteczność zarówno Ovopelu, jak i Ovaprimu w kontrolowanym rozrodzie brzany.

Spośród wymienionych wyżej preparatów jedynie Ovaprim jest od razu gotowy do użycia. Pozostałe wymagają zhomogenizowania lub rozpuszczenia w 0,9% roztworze NaCl. Zazwyczaj hormony podaje się brzanie dootrzewnowo, wbijając igłę pod nasadę płetwy brzusznej na głębokość 0,5 cm (Nowosad i Kucharczyk 2014), chociaż domięśniowe iniekcje również mogą być stosowane. Ustalenie dawek hormonu przy specyficznym 3-4 krotnym tarle brzany nie jest proste. Przed podaniem środków hormonalnych każdy tarlak powinien być indywidualnie zważony w celu obliczenia właściwej dawki hormonu. W tabeli 2 przedstawiono przykładowe dawki kilku preparatów hormonalnych stosowanych w kontrolowanym rozrodzie brzany.

Po podaniu środków hormonalnych temperatura wody powinna zostać podniesiona z 18 do 19-20°C. Latencja, tj. czas pomiędzy drugą iniekcją hormonalną, tzw. wywołującą, a wystąpieniem owulacji wynosi przy tej temperaturze 18-22 h w zależności od użytego preparatu hormonalnego (Mamcarz i Targońska 2008). Sprawdzanie dojrzałości samic należy zatem rozpocząć nie później niż 16-18 h po drugiej iniekcji hormonalnej. Większość autorów rozpoczyna sprawdzanie samic po 15 h od drugiej iniekcji hormonalnej i powtarza co 3 h przez kolejne 15 h (Targońska i in. 2011, Nowosad i in. 2016). U samców mlecz najlepszej jakości pozyskiwano po 12 h od stymulacji hormonalnej Ovopelą, natomiast po 24 h od stymulacji obserwowano już spadek objętości nasienia i liczby plemników, jak również pogorszenie parametrów ruchliwości (Cejko i in. 2014).

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

Tabela 2. Preparaty hormonalne stosowane w rozrodzie brzany oraz ich dawki (Mamcarz i Targońska 2008).

Nazwa preparatu hormonalnego	Stosowane dawki i ich podanie		
	Samice		Samce
	1. iniekcja	2. iniekcja	1 dawka
Ovaprim	0,1-0,2 ml kg ⁻¹ m.c.	0,5 ml kg ⁻¹ m.c.	0,25-0,5 ml kg ⁻¹ m.c.
Ovopel	0,1-0,2 granule kg ⁻¹ m.c.	1-2 granule kg ⁻¹ m.c.	0,5-2 granule kg ⁻¹ m.c.
Przysadka mózgowa karpia (homogenat)	0,4-0,6 mg kg ⁻¹ m.c.	1,2-6,0 mg kg ⁻¹ m.c.	1,2-4,0 mg kg ⁻¹ m.c.
Gonadotropina kosmówkowa (hCG)*	100-500 IU kg ⁻¹ m.c.	1000-2000 IU kg ⁻¹ m.c.	100-1000 IU kg ⁻¹ m.c.

* - słaba skuteczność – nie polecany w rozrodzie brzany.

6. Pozyskiwanie gamet i zapłodnienie

Przed pobraniem gamet konieczne jest dokładne osuszenie otworu płciowego i jego okolic oraz płetw brzusznych i płetwy odbytovej. Ma to na celu zabezpieczenie komórek rozrodczych przed przedwczesnym kontaktem z wodą, co aktywowałoby ruch plemników, a w komórkach jajowych spowodowałoby zamknięcie mikropyle. Gamety pozyskuje się poprzez delikatne wyciskanie z jamy brzusznej od głowy w kierunku otworu płciowego. Ikrę zbiera się do suchych i czystych naczyń. Nasienie najlepiej pozyskiwać do osobnych strzykawk o pojemności od 1 ml do 5 ml. W obu przypadkach należy uważać, aby produkty płciowe nie zostały zanieczyszczone kałem lub moczem. Domieszki moczu mogą być szczególnie trudne do wykrycia, tymczasem mogą one przedwcześnie zaktywować ruch plemników, a te po aktywacji są zdolne do zapłodnienia jedynie przez około 45 s (Nowosad i in. 2021).

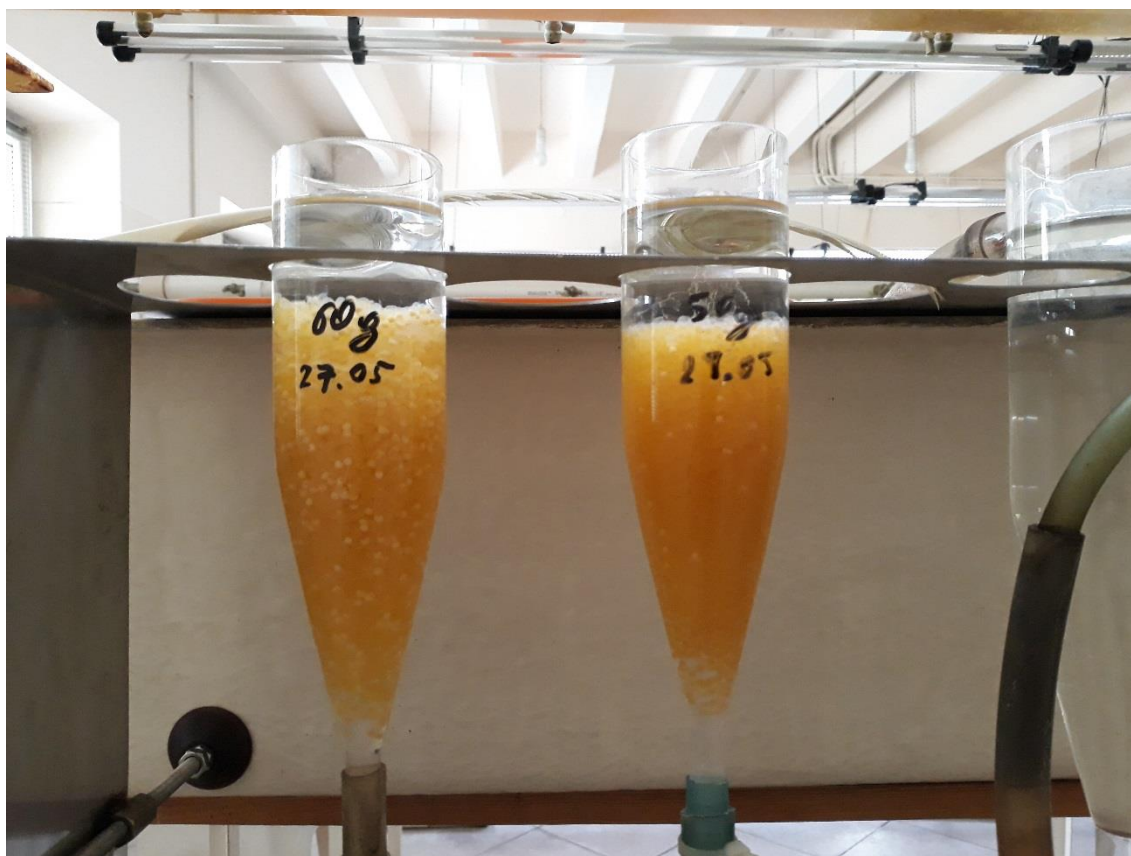
Niezapłodniona ikra dobrej jakości powinna być żółtawa, kulista i połyskująca. Ma ona przed napęczeniu średnicę 1,8-2,1 mm (Dvořák 1982, Krupka 1985, Jakucewicz i Jakubowski 1990). W jednym litrze mieści się wtedy 145-149 tysięcy nienapęczniałych jaj, czyli na kilogram ikry przypada średnio 175 ± 15 tysięcy ziaren ikry. Nowosad i in. (2021) podają zaś, że w jednym gramie znajduje się od 105 do 144 jaj. Jeżeli występuje nadmiar płynu owaryjnego, należy go zlać z ikry przed zaplemnieniem, gdyż może on utrudniać zapłodnienie (Nowosad i in. 2021). Jeśli ikra jest biała, pomarszczona i niekształtna, a płyn owaryjny mętny, oznacza to, że pozyskane jaja są złej jakości i nie nadają się do zapłodnienia.

Do zaplemnienia 1 litra ikry stosuje się 5-10 ml nasienia. Gamety należy najpierw połączyć delikatnie na sucho, a po lekkim wymieszaniu zalać wodą o temperaturze 20°C i objętości zbliżonej do objętości ikry, po czym mieszać przez 40 sekund. Następnie dodaje się kolejną porcję wody i znowu miesza, po czym nadmiar wody trzeba zlać, wymienić na 2-3 l świeżej wody i ponownie mieszać. Taki cykl wymiany wody i mieszania należy powtórzyć jeszcze minimum 3 razy po 5 minut (Nowosad i Kucharczyk 2014).

7. Inkubacja ikry

Ikra brzany jest bardzo słabo kleista i nie wymaga rozklejania – po zapłodnieniu i kilkukrotnym przepłukaniu wodą kleistość ustępuje (Jakucewicz i Jakubowski 1990). Zapłodnione jaja bardzo szybko pęcznią. W temperaturze 18-22°C proces ten kończy się już po 20 minutach od zapłodnienia. W niższych temperaturach trwa do 60 minut (Ługowska i Witeska 2018). Po napęczeniu jaja mają średnicę od 2,9 do 3,0 mm i charakteryzują się bardzo małą przestrzenią okołozółtkową (Korwin-Kossakowski i in. 1998). Po napęczeniu w jednym litrze ikry znajduje się około 85 tysięcy jaj. Inkubację przeprowadza się w aparatach o pionowym przepływie wody (w słojach Weissa lub McDonalda), które napełnia się ikrą do 1/3 objętości. Przepływ wody w słojach powinien wynosić $1,5-2 \text{ l min}^{-1}$ (Jakucewicz i Jakubowski 1990, Nowosad i Kucharczyk 2014) lub nawet $3-4 \text{ l min}^{-1}$ (Mamcarz i Targońska 2008) – ikra musi być cały czas delikatnie mieszana, a jest wyraźnie cięższa niż u innych karpiovatych, stąd potrzebne większe

przepływy wody. W początkowym okresie rozwoju ikra jest bardzo wrażliwa na wstrząsy. Do inkubacji mniejszych ilości ikry można używać małych aparatów do inkubacji, podobnych do słoików Weissa, ale o pojemności 300-500 ml (fot. 4).



Fot. 4. Inkubacja ikry brzany w małych aparatach inkubacyjnych.

Rozwijające się zarodki brzany tolerują temperaturę w zakresie od 16,0 do 20,5°C (Penaz 1973), jednak optymalna temperatura do inkubacji ikry wynosi 18-20°C, a czas inkubacji w takich warunkach trwa 5-6 dób (Jakucewicz i in. 1989, Jakucewicz i Jakubowski 1990, Nowosad i Kucharczyk 2014). Według Philipparta i in. (1989) inkubacja ikry brzany wymaga 82-105 °D, a według Kamińskiego i in. (2012a) – 105-106 °D. Z kolei Dubský i in. (2003) podają wartość 130 °D. Słoików z inkubującą się ikrą brzany nie należy wystawiać na intensywne oświetlenie, gdyż działa to szkodliwie na zarodki. Ikra może się rozwijać nawet w ciemności (Mamcarz i Targońska 2008).

Larwy brzany po wykluciu nie wypływają same ze słoja inkubacyjnego, dlatego po zaobserwowaniu pierwszych wyklutych osobników należy podnieść temperaturę wody o 2°C, a następnie zatrzymać na kilka minut przepływ wody w słojach. Spowoduje to przyspieszenie i skrócenie procesu wykluwania. Masowe klucie larw powinno się wówczas zacząć mniej więcej godzinę później (Nowosad i Kucharczyk 2014). Jest ono poprzedzone znacznym zwiększeniem aktywności ruchowej embrionów w osłonkach jajowych. Ikrę najlepiej przenieść wtedy ze słoików do dużych misek, a stamtąd po usunięciu większości pustych osłonek jajowych, wyklute larwy przenieść do podchowalników. Podchowalniki powinny być zacienione – światło powoduje, że larwy brzany stają się niespokojne i gromadzą się w dużym zagęszczeniu w rogach zbiornika, co powoduje zwiększoną śmiertelność. Procent wykluć ikry pozyskanej od ryb hodowlanych jest zazwyczaj wyższy w porównaniu do dzikich tarlaków – np. 98% v. 67-84% u Philipparta i in. (1989) albo 80-90% v. <25% u Targońskiej i in. (2011).

W porównaniu z innymi gatunkami ryb karpiowatych larwy brzany są duże – mają od 8 do 12 mm długości (Poncin i Philippart 2002) i od 8 do 11 mg masy ciała (Policar i in. 2010). Głowa jest u nich zagięta do dołu i słabo rozwinięta, nie ma jeszcze uformowanej zuchwy (Korwin-Kossakowski i in. 1998). Wylęg nie posiada jeszcze pigmentu w oczach, za to charakteryzuje się bardzo dużym pęcherzykiem żółtkowym (Jakucewicz i in. 1989). Pigmentacja oczu pojawia się dopiero w drugim lub trzecim dniu po wykluciu. W okresie resorpcji pęcherzyka żółtkowego zaleca się utrzymywanie temperatury wody na poziomie 21°C.

8. Wychów materiału zarybieniowego

Wychów materiału zarybieniowego brzany jest pod względem technologicznym znacznie prostszy niż rozród. Najwcześniejsze informacje na temat metod podchowu larw i stadiów młodocianych w warunkach kontrolowanych zostały podane m.in. w pracach Labatzkiego i Fuhrmanna (1992), Wolnickiego i Górnego (1995) oraz Fiali i Spurný'ego (2001), jednak od tamtych czasów nastąpił na tyle duży postęp technologiczny pod względem infrastruktury i stosowanych diet, że te klasyczne prace straciły dziś mocno na aktualności.

W warunkach kontrolowanych larwy brzany zaczynają żerować po 6-7 dniach od wyklucia (fot. 5) i od tego momentu należy stopniowo podnieść temperaturę wody, gdyż są one wyraźnie ciepłolubne (Wolnicki i Górny 1993). Optymalna temperatura dla wzrostu larw brzany wynosi około 26°C (Kamiński i in. 2012b, 2013). W praktyce zaleca się stosowanie do podchowu larw temperatur z zakresu 21-25°C (Kamiński i in. 2010, Kamler i in. 2012), ale stosunkowo szybki wzrost ryb obserwuje się nawet w temperaturze 18-20°C. Latem taką temperaturę w systemach z recyrkulacją wody łatwo uzyskać nawet w nieogrzewanych, lecz zamkniętych pomieszczeniach. W temperaturze poniżej 14°C wzrost larw ulega jednak całkowitemu zahamowaniu. Z kolei górna temperatura letalna dla brzany aklimatyzowanej do 16 lub 20°C mieści się w zakresie 29,7-30,3°C (Mitteilung 1980).



Fot. 5. Żerująca larwa brzany z napełnioną tylną komorą pęcherza pławnego i z częściowo zresorbowaną zawartością pęcherzyka żółtkowego.

Biłas i in. (2012) wykazali, że w 25°C zagęszczenie larw brzany w zakresie od 2,50 do 6,25 osobn. l⁻¹ nie wpływa na ich przeżywalność, stopień zaawansowania rozwojowego ani na podstawowe parametry podchowu. Podobne wyniki uzyskali także Źarski i in. (2011) u larw podchowiwanych przez 3 tygodnie w zagęszczeniach z zakresu od 20 do 200 osobn. l⁻¹. W pracach doświadczalnych najczęściej stosowano zagęszczenia larw rzędu 40-75 osobn. l⁻¹ (Kujawa 2004, Woźniak i Kamiński 2014). Dla praktyki

można rekomendować wartości zagęszczenia od 50 do 100 osobn. l⁻¹ w zależności od wielkości larw, zaś optymalny fotoperiod w tym czasie to 14L:10D.

Większość gatunków ryb karpiowatych uchodzi za trudne obiekty podchowu w warunkach kontrolowanych z użyciem pasz startowych. Brzana jest jednym z nielicznych wyjątków, gdyż nawet w podchowcie na paszach stosowanych od początku odżywiania egzogenne charakteryzuje się wysoką przeżywalnością i w miarę zadowalającym tempem wzrostu (Wolnicki 2005, Policar i in. 2011). Pomimo tego pierwszym pokarmem egzogennym larw brzany powinny być świeżo wyklute naupliusy solowca (*Artemia* sp.), które dopiero po 10-16 dniach zastępuje się paszą (Kamiński i in., dane niepubl., Nowosad i Kucharczyk 2014). Na dłuższą metę naupliusy solowca też nie są idealnym pokarmem dla larw brzany, ponieważ praktycznie nie zawierają wielonienasyconych kwasów tłuszczowych, takich jak EPA czy DHA (Prusińska i in. 2020). Dalsze żywienie larw można oprzeć na powszechnie dostępnych paszach komercyjnych dla ryb karpiowatych lub łososiowatych. Larwy karmi się *ad libitum*, najlepiej w odstępach nie dłuższych niż 3 godziny przez ponad 12 godzin w ciągu doby. Nie należy ich jednak przekarmiać, gdyż zdarzają się przypadki śnięć wywołane przejedzeniem. Ryby przechodzą metamorfozę i wchodzi w okres młodociany przy długości całkowitej 20-30 mm (Krupka 1985, Żarski i in. 2011, Biłas i in. 2012). U ryb młodocianych na ogół stosuje się fotoperiod 12L:12D i zagęszczenia od 2,5 do 6 osobn. l⁻¹ (Wolnicki 2005, Policar i in. 2007, 2011).

W latach osiemdziesiątych ubiegłego wieku Philippart i in. (1989) podchowowali larwy brzany do wieku 36-63 dni (140-350 mg masy ciała) w małych stojących ogrzewanych stawach. Gospodarstwo Calverton Fish Farm w Anglii w latach 80/90. ubiegłego wieku na dużą skalę rozradzało i podchowowało brzanę na potrzeby lokalnych reintrodukcji (Anonim 1996). Po wykluciu larwy brzany obsadzano tam w małych stawach narybkowych w zagęszczeniu 1,5 mln ha⁻¹, gdzie do jesieni osiągały one 5-6 cm długości przy przeżywalności rzędu 60-85%. Na drugi sezon narybek (fot. 6) w zagęszczeniu 50-150 tysięcy osobn. ha⁻¹ trafiał do większych i głębszych stawów, które uprzednio były odmulone i pozostawiały spuszczone na zimę. W drugim sezonie na

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

koniec lata brzana osiągała przynajmniej 18 cm długości i rosła znacznie szybciej niż kleń i jaź, dodatkowo przy bardzo wysokiej przeżywalności dochodzącej nawet do 98%.

Taylor i in. (2004) podają, że w Anglii przy zarybieniach rzek rzędu 200 kg ha⁻¹ wzrost młodej brzany jest satysfakcjonujący, zbliżony do tempa wzrostu w naturalnych populacjach rzecznych, zaś przy obsadach rzędu 500 kg ha⁻¹ wzrost ryb był bardzo słaby, zwłaszcza gdy w środowisku obecny był również karp.



Fot. 6. Narybek brzany pochodzący z warunków stawowych.

9. Literatura

- Amirowicz A. 2012 – Brzana *Barbus barbus* (Linnaeus, 1758) – W: *Monitoring gatunków zwierząt. Przewodnik metodyczny. Część trzecia.* (Red.) M. Makomaska-Juchiewicz, P. Baran, GIOŚ Warszawa: 147-159.
- Anonim 1996 – Calverton Farm breeds fish for English rivers – *Fish Farming International*, September: 38-39.
- Baras E. 1995 – Seasonal activities of *Barbus barbus*: effect of temperature on time-budgeting – *J. Fish. Biol.* 46: 806-818.
- Baras E., Philippart J.C. 1999 – Adaptive and evolutionary significance of a reproductive thermal threshold in *Barbus barbus* – *J. Fish Biol.* 55: 354-375.
- Bieniarz K., Epler P. 1991 – *Rozród ryb* – Lettra, Kraków, 202 ss.
- Biłas M., Żarski D., Palińska K., Wiszniewska K., Kupren K., Targońska K., Krejszeff S., Furgała-Selezniow G., Kucharczyk D. 2012 – Effect of stocking density in relationship to bottom areas on the growth and survival of common barbel *Barbus barbus* (L.) larvae – *Pol. J. Nat. Sci.* 27: 315-325.
- Brylińska M. 2000 – *Ryby słodkowodne Polski* – Wyd. PWN, Warszawa: 186-191.
- Cejko B., Żarski D., Judycka S., Kucharczyk D., Sarosiek B., Kowalski R. 2014 – Effect of two commercial preparations containing different GnRH analogues with dopamine antagonists on barbel *Barbus barbus* (L.) sperm quantity and quality – *Aquacult. Int.* 22: 97-109.
- Dubský K., Kouřil J., Šrámek V. 2003 – *Obecné rybářství – Informatorium*, Praga, Czechy, 312 ss.
- Duborow R.M., Crosby D.M., Brunson M.W. 1997 – Nitrite in Fish Ponds – SRAC Publication No. 462, ss. 3.
- Dvořák J. 1982 – Umělý výtěr a odchov parmy – *Rybářství* 3: 53-54.
- Fiala J., Spurný P. 2001 – Intensive rearing of the common barbel (*Barbus barbus* L.) larvae using dry starter feeds and natural diet under controlled conditions – *Czech J. Anim. Sci.* 7: 320-326.

- Hakuć-Błażowska A., Kupren K., Turkowski K., Targońska K., Żarski D., Kucharczyk D. 2010 – A comparison of the economic effectiveness of various spawning agents for stimulating the reproduction of the cultured and wild forms of the common barbel *Barbus barbus* (L.) – Pol. J. Nat. Sci. 25: 272-286.
- Hancock R.S., Jones J.W., Shaw R. 1976 – A preliminary report on the spawning behaviour and nature of sexual selection in the barbel, *Barbus barbus* (L.) – J. Fish Biol. 9: 21-28.
- Jakucewicz H., Jakubowski H. 1990 – Wskazania praktyczne do przeprowadzenia kontrolowanego rozrodu i podchowu materiału zarybieniowego ryb rzecznych: jazia, bolenia, klenia i brzany – Komórka Informacyjno-Wdrożeniowa, Zarząd Główny PZW, Warszawa, 1-6.
- Jakucewicz H., Jakubowski H., Girsztowt Z. 1989 – Próby rozrodu i podchowu ryb z rzek nizinnych - jazia, brzany, klenia i bolenia – Gosp. Ryb. 41: 20-22.
- Jamróz M., Kucharczyk D., Hakuć-Błażowska A., Krejszeff S., Kujawa R., Kupren K., Kwiatkowski M., Targońska K., Żarski D., Cejko B.I., Glogowski J. 2008 – Comparing the effectiveness of Ovopel, Ovaprim and LH-RH analogue used in the controlled reproduction of ide *Leuciscus idus* (L.) – Arch. Pol. Fish. 16: 363-370.
- Kamiński R., Kamler E., Wolnicki J. 2010 – Condition, growth and food conversion in barbel juveniles under different temperature/diet combinations – J. Therm. Biol. 35: 422-427.
- Kamiński R., Korwin-Kossakowski M., Wolnicki J. 2012a – Effects of photothermal manipulations on the artificial reproduction of barbel, *Barbus barbus* (Actinopterygii: Cypriniformes: Cyprinidae): A pilot study – Acta Ichthyol. Piscat. 42: 329-333.
- Kamiński R., Wolnicki J., Sikorska J. 2012b – Temperatura optymalna dla wzrostu larw brzany – W: *Wylęgarnictwo organizmów wodnych – osiągnięcia, wyzwania i perspektywy* (Red.) Z. Zakęś i in. Wyd. IRS, Olsztyn: 169-172.
- Kamiński R., Wolnicki J., Sikorska J., Garcia V. 2013 – Effects of temperature on growth, survival and body composition in larvae of barbel, *Barbus barbus* (L.) – Aquacult. Int. 21: 829-841.

- Kamler E., Wolnicki J. 2006 – The biological background for the production of stocking material of 11 European rheophilic cyprinids. A review – Arch. Hydrobiol. Suppl. 158/4, Large Rivers 16: 667-687.
- Kamler E., Kamiński R., Wolnicki J., Sikorska J., Wałowski J. 2012 – Effects of diet and temperature on condition, proximate composition and three major macro elements, Ca, P and Mg, in barbel *Barbus barbus* juveniles – Rev. Fish Biol. Fish. 22:767-777.
- Korwin-Kossakowski M., Wolnicki J., Kamiński R., Myszkowski L. 1998 – Inkubacja ikry brzany *Barbus barbus* (L.) – rzadkość w polskich wylęgarniach – Komun. Ryb. 5: 1-3.
- Kouřil J., Filla V., Šandera K., Barth T., Flegel M. 1988 – Hormonálně indukovaný umělý výtěr jikernaček parmy obecné (*Barbus barbus* L.) pomocí kapří hypofýzy a analogu LH-RH – Bul. VÚRH Vodňany 3: 18-25.
- Krejszeff S., Targońska K., Źarski D., Kucharczyk D. 2010 – Artificial reproduction of two different spawn forms of the chub – Rep. Biol. 10: 67-74.
- Krupka I. 1985 – Umelé rozmnoženie a odchov plôdika mreny obyčajnej (*Barbus barbus* (Linnaeus 1758)) – Práce Lab. Rybár. Hydrobiol. (Bratislava) 5: 173-197.
- Kujawa R. 2004 – Biologiczne podstawy podchowu larw reofilnych ryb karpiowatych w warunkach kontrolowanych – Rozprawy i Monografie 88, Wyd. UWM, Olsztyn: 7-78.
- Kujawa R., Kucharczyk D., Mamcarz A. 1999 – A model system for keeping spawners of wild and domestic fish before artificial spawning – Aquacult. Eng. 20: 85-89.
- Labatzki P., Fuhrmann B. 1992 – Satzfishaufzucht der Flußbarbe (*Barbus barbus* L.). Fortschr – Fischereiwiss 10: 69-73.
- Lefler K.K., Hegyi Á., Baska F., Gál J., Horváth Á., Urbányi B., Szabó T. 2008 – Comparison of ovarian cycles of Hungarian riverine fish species representing different spawning strategies – Czech J. Anim. Sci. 53: 441-452.
- Lusk S. 1996 – Development and Status of Populations of *Barbus barbus* in the Waters of the Czech Republic – Folia Zool. 45: 39-46.

- Ługowska K, Witeska M. 2018 – The effect of temperature on early development of barbel *Barbus barbus* (L.) – Aquacult. Res. 49: 2495-2502.
- Mamcarz A., Targońska K. 2008 – Wybrane aspekty rozrodu karpowatych ryb reofilnych w warunkach kontrolowanych – Mercurius, Olsztyn, 120 ss.
- Mitteilung K. 1980 – La tolérance à la temperature et au deficit en oxygène chez le Barbeau (*Barbus barbus* L.) et d'autres espèces provenant des zones piscicoles voisines – Arch. Hydrobiol. 88: 250-261.
- Nowosad J. Kucharczyk D. 2014 – Kontrolowany rozród i podchów larw brzany - poradnik hodowcy – Wyd. UWM, Olsztyn, 39 ss.
- Nowosad J., Kucharczyk D., Sikora M., Kupren K. 2021 – Optimization of barbel (*Barbus barbus* L.) fertilization and effects of ovarian fluid when there are controlled conditions for gamete activations – Anim. Reprod. Sci. 224: 106652.
- Nowosad J., Kucharczyk D., Targońska K., Wyszomirska E., Chwaluczyk R., Kupren K., 2016 – The synergistic effect of temperature and hormonal stimulation on spawning efficiency of common barbel, *Barbus barbus* L. – Turk. J. Fish. Aquat. Sci. 16: 523-530.
- Opuszyński K. 1979 – Podstawy biologii ryb - Państwowe Wyd. Rolnicze i Leśne, 589 ss.
- Peñáz M. 1973 – Embryonic development of the barb (*Barbus barbus* L.) – Zoologicke Listy, 22: 363-374.
- Penczak T., Galicka W., Głowacki Ł., Koszaliński H., Kruk A., Zięba G., Kostrzewa J., Marszał L. 2004 – Fish assemblage changes relative to environmental factors and time in the Warta River, Poland, and its oxbow lakes – J. Fish Biol. 64: 483-501.
- Philippart J.C. Melard C., Poncin P. 1989 – Intensive culture of the common barbel, *Barbus barbus* (L.) for restocking – W: De Pauw N., Jaspers E., Ackefors H., Wilkins N. (Red.), Aquaculture – a biotechnology in progress, EAS, Bredene, Belgium, ss. 483-491.
- Polcar T., Kozák P., Hamáčková J., Lepičová A., Musil J., Kouřil J. 2007 – Effects of short time *Artemia* spp. feeding in larvae and different rearing environments in

- juveniles of common barbel on their growth and survival under intensive controlled conditions – *Aquat. Living Resour.* 20: 175-183.
- Policar T., Podhorec P., Stejskal V., Hamáčková J., Alavi S.M.H. 2010 – Fertilization and hatching rates and larval performance in captive common barbel (*B. barbus* L.) throughout the spawning season – *J. Appl. Ichthyol.* 26: 812-815.
- Policar T., Podhorec P., Stejskal V., Kozák P., Švinger V., Alavi S.M.H. 2011 – Growth and survival rates, puberty and fecundity in captive common barbel (*Barbus barbus* L.) under controlled conditions – *Czech J. Anim. Sci.* 56: 433-442.
- Poncin P. 1989 – Effects of different photoperiods on the reproduction of the barbel, *Barbus barbus* (L.), reared at constant temperature – *J. Fish. Biol.* 35: 395-400.
- Poncin P. 1992 – Influence of the daily distribution of light on reproduction in the barbel, *Barbus barbus* (L.) – *J. Fish. Biol.* 41: 993-997.
- Poncin P., Castelli M. 1990 – Manipulation photopériodique des saisons de reproduction chez le barbeau (*Barbus barbus*) – *Cah. Ethol. Appl.* 10: 447-450.
- Poncin P., Philippart J.C. 2002 – The role of aquaculture in fish conservation: a case study of *Barbus barbus* in Belgium – W: *Conservation of freshwater fishes. Fishing News Books* (eds.) M. Collares-Pereira, I.G. Cowx, M.M. Coelho. Blackwell Science, Oxford, UK, ss. 402-413.
- Poncin P., Thiry M., Lepoint A., Philippart J.C. 1996 – Histological and biometrical study of intraovarian oocytes in the barbel (*Barbus barbus*) reared in captivity – *Folia Zool.* 45: 117-121.
- Prusińska M., Nowosad J., Jarmołowicz S., Mikiiewicz M., Duda A., Wiszniewski G., Sikora M., Biegaj M., Samselska A., Arciuch-Rutkowska M. 2020 – Effect of feeding barbel larvae (*Barbus barbus* (L, 1758)) *Artemia* sp. nauplii enriched with PUFAs on their growth and survival rate, blood composition, alimentary tract histological structure and body chemical composition – *Aquacult. Rep.* 18: 100492.
- Targońska K., Kucharczyk D., Źarski D., Cejko B.I., Krejszeff S., Kupren K., Król R., Dryl K., Kowalski R.K., Glogowski J. 2011 – Artificial reproduction of wild and cultured barbel (*Barbus barbus*, Cyprinidae) under controlled conditions – *Acta Vet. Hung.* 59: 363-372.

- Taylor A.A.L., Britton J.R., Cowx I.G 2004 – Does the stock density of stillwater catch and release fisheries affect the growth performance of introduced cultured barbel? – J. Fish Biol. 65: 308-313.
- Urbányi B., Szabó T., Miskolczi E., Mihálffy S., Vranovics K., Horváth Á. 2006 – Successful fertilization and hatching of four European cyprinid species using cryopreserved sperm – J. Appl. Ichthyol. 22: 201-204.
- Wheeler A., Jordan D.R. 1990 – The status of the barbel, *Barbus barbus* (L.) (Teleostei, Cyprinidae), in the United Kingdom – J. Fish Biol. 37: 393-399.
- Wolnicki J. 2005 – Intensywny podchów wczesnych stadiów ryb karpowatych w warunkach kontrolowanych – Arch. Pol. Fish. 13: 5-75.
- Wolnicki J., Górny W. 1993 – Temperatura optymalna dla wzrostu młodocianego bolenia oraz brzany – Komun. Ryb. 2: 9-10.
- Wolnicki J., Myszkowski L. 1998 – Możliwości wychowu stada podstawowego brzany *Barbus barbus* (L.) w warunkach kontrolowanych – W: *Karpowate Ryby Reofilne* (Red.) H. Jakucewicz, R. Wojda. Wydawnictwo PZW, Warszawa: 31-35.
- Woźniak J., Kamiński R. 2014 – Przegląd metod podchowu brzany *Barbus barbus* (L.) w larwalnym i młodocianym okresie życia w warunkach kontrolowanych – Komun. Ryb. 6: 15-19.
- Żarski D., Kupren K., Targońska K., Krejszeff S., Furgała-Selezniow G., Kucharczyk D. 2011 – The effect of initial larval stocking density on growth and survival in common barbel *Barbus barbus* (L.) – J. Appl. Ichthyol. 27: 1155-1158.